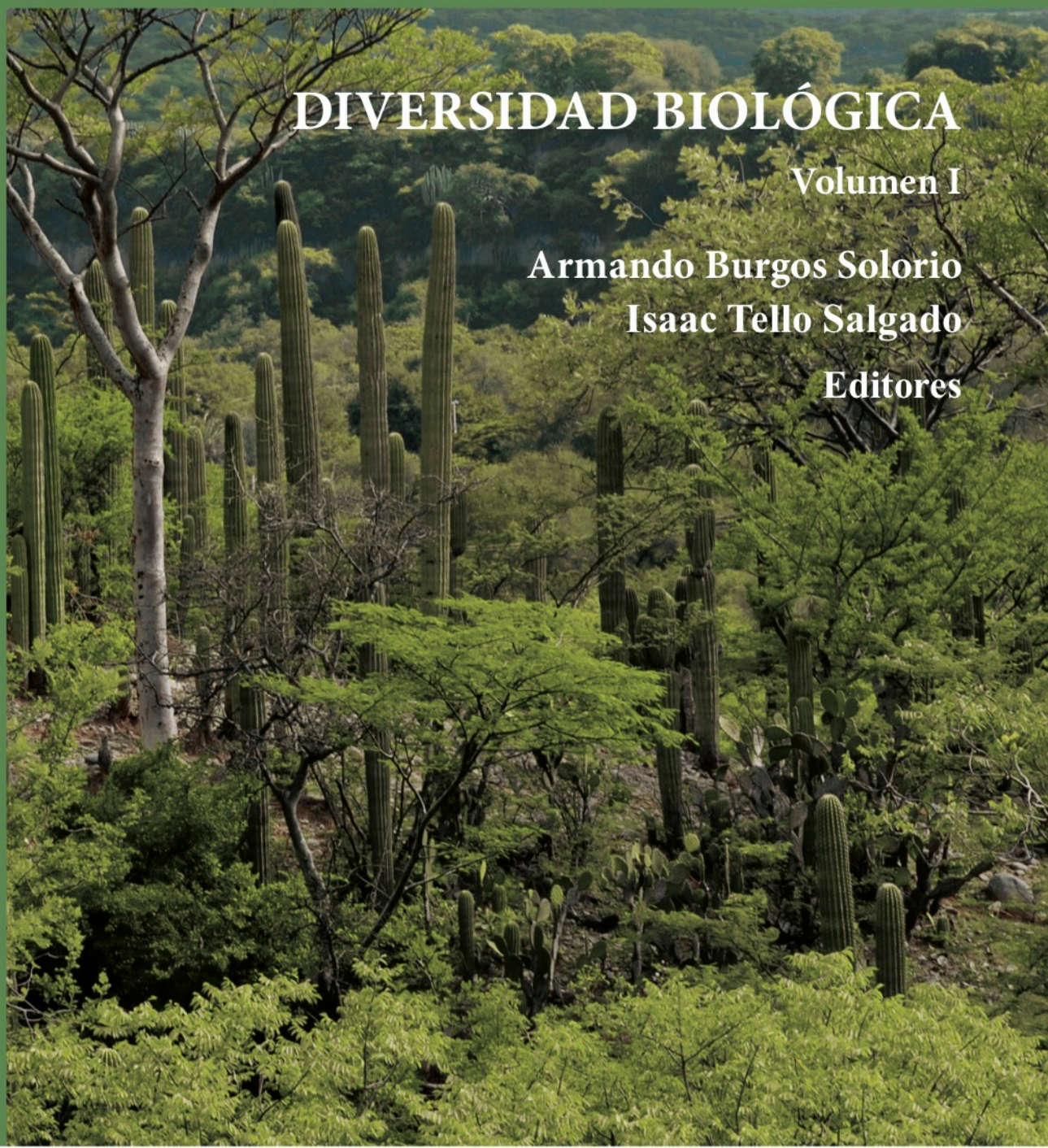


# Diversidad biológica e importancia cultural del estado de Morelos



## DIVERSIDAD BIOLÓGICA

Volumen I

Armando Burgos Solorio
Isaac Tello Salgado
Editores

# Diversidad biológica e importancia cultural del estado de Morelos

# DIVERSIDAD BIOLÓGICA

**Volumen I**

**Armando Burgos Solorio**

**Isaac Tello Salgado**

**Editores**

Esta publicación fue dictaminada por pares académicos.

*DIVERSIDAD BIOLÓGICA. Volumen I*
Colección Diversidad biológica e importancia cultural del Estado de Morelos
Armando Burgos Solorio, Isaac Tello Salgado (Eds).

Primera edición, noviembre de 2021.

D.R. © 2021, Armando Burgos Solorio, Isaac Tello Salgado (Eds).

D.R. © 2021, Universidad Autónoma del Estado de Morelos
Av. Universidad 1001, col. Chamilpa
CP 62209 Cuernavaca, Morelos
publicaciones@uaem.mx
libros.uaem.mx

ISBN volumen: 978-607-8784-38-7
ISBN colección: 978-607-8784-37-0
DOI: 10.30973/2021/diversidad-biologica

Esta obra está bajo una licencia de Creative Commons Reconocimiento NoComercial-CompartirIgual 4.0 Internacional (CC BY-NC-SA 4.0).




Todas las figuras de la obra fueron elaboradas por los autores de los capítulos.

Hecho en México

---

Forma de citar libro:
Burgos S, A. e I. Tello S. (Eds). 2021. DIVERSIDAD BIOLÓGICA E IMPORTANCIA CULTURAL DEL ESTADO DE MORELOS. Tomo I. Centro de Investigaciones Biológicas, Universidad Autónoma del Estado de Morelos, Cuernavaca, Morelos, México, 482 p.
Burgos S, A. e I. Tello S. (Eds). 2021. DIVERSIDAD BIOLÓGICA E IMPORTANCIA CULTURAL DEL ESTADO DE MORELOS Tomo II. Centro de Investigaciones Biológicas, Universidad Autónoma del Estado de Morelos, Cuernavaca, Morelos, México, 382 p.

Forma de citar capítulo:
Santoyo, M. M. y A. Flores M. 2021. ALMACENAMIENTO Y TRATAMIENTOS DE ESCARIFICACIÓN EN SEMILLAS DE CUATRO ESPECIES DE BURSERA (BURSERACEAE) pp. ** En: Burgos S, A. e I. Tello S. (Eds). 2021. DIVERSIDAD BIOLÓGICA E IMPORTANCIA CULTURAL DEL ESTADO DE MORELOS Tomos I-II. Centro de Investigaciones Biológicas, Universidad Autónoma del Estado de Morelos, Cuernavaca, Morelos, México



# COMPILADORES Y EDICIÓN CIENTÍFICA

## DIVERSIDAD BIOLÓGICA

**MEDIO FÍSICO**

MARÍA EUGENIA BAHENA GALINDO

**MICOLOGÍA**

ISAAC TELLO SALGADO

**INVERTEBRADOS**

FRANCISCA ISELA MOLINA ASTUDILLO †

JUAN CARLOS SANDOVAL MANRIQUE

ARMANDO BURGOS SOLORIO

OSCAR BURGOS DUEÑAS

**VERTEBRADOS**

CESAR DANIEL JIMÉNEZ PIEDRAGIL

PATRICIA TRUJILLO JIMÉNEZ

**COMITÉ TÉCNICO Y CIENTÍFICO**

ARMANDO BURGOS SOLORIO

**COORDINACIÓN DE FORMATO Y ESTILO**

VICTORIA GONZÁLEZ TAFOLLA

**COORDINACIÓN DE DISEÑO**

ALEJANDRO DE JESÚS MEDRANO SILVA

OLIVIA OSORIO LEÓN

TIGRAM CONTRERAS MACBEATH

# CONTENIDO

**PRÓLOGO** ..... **9**

**AGRADECIMIENTOS** ..... **10**

**UNA INVITACIÓN A LA REFLEXIÓN** ..... **12**

**INSTITUCIONES PARTICIPANTES** ..... **16**

**MEDIO FÍSICO** ..... **18**

I. CARACTERIZACIÓN DEL MEDIO FÍSICO DEL ESTADO DE MORELOS
Marisela Taboada Salgado, Rogelio Oliver Guadarrama, Andrea Elizabeth Granjeno-Colín, Roberto Trejo-Albarrán y María Eugenia Bahena Galindo

**MICOLOGÍA** ..... **58**

I. BIODIVERSIDAD DE MACROMICETOS EN EL MUNICIPIO DE TLALNEPANTLA, MORELOS
Evangelina Pérez-Silva ..... 60

II. DIVERSIDAD BIOLÓGICA DE LA FAMILIA GANODERMATACEAE
Isaac Tello-Salgado, Elizur Montiel Arcos, Daniel Claudio Martínez Carrera ..... 78

III. BIODIVERSIDAD DE MACROHONGOS EN LOS ALREDEDORES DE LA PRESA "CRUZ PINTADA" DENTRO DEL MUNICIPIO DE TLALQUILTENANGO, MORELOS
Jhasua Rebollar Flores, Isaac Tello-Salgado, Elizur Montiel Arcos ..... 92

IV. GERMOPLASMA DE LOS RECURSOS BIOLÓGICOS NATIVOS DE HONGOS FUNCIONALES (COMESTIBLES, MEDICINALES, DE IMPORTANCIA BIOTECNOLÓGICA Y AGRÍCOLA) DEL CENTRO DE INVESTIGACIONES BIOLÓGICAS, MORELOS
Isaac Tello-Salgado, Elizur Montiel Arcos, Daniel Claudio Martínez Carrera e Ismael León Rivera ..... 114

V. CARACTERIZACIÓN MICELIAL Y DETERMINACIÓN DE LA ACTIVIDAD ENZIMÁTICA DE DOS CEPAS DE HONGOS BASIDIOMICETOS NATIVOS DEL ESTADO DE MORELOS
Elena Mariana Mundo Ocampo, María del Refugio Trejo Hernández y Ma. de Lourdes Acosta-Urdapilleta ..... 130

VI. MANEJO DEL CULTIVO DE LAS ESPECIES SILVESTRES DE PLEUROTUS DJAMOR DEL ESTADO DE MORELOS
Andrea Uriarte Martínez, Erika Janeth Espinosa Vargas, Elba Cristina Villegas Villarreal y Ma. de Lourdes Acosta-Urdapilleta ..... 146

VII. COMPARACIÓN DEL CULTIVO DE TRAMETES VERSICOLOR (L.) LLOYD SOBRE DIFERENTES SUSTRATOS LIGNOCELULÓSICOS
Ma. de Lourdes Acosta-Urdapilleta, Edith Berenice García Zavala, Gerardo Díaz-Godínez, Francisco Abel Medrano-Vega y Maura Téllez-Téllez ..... 164

**INVERTEBRADOS** ..... **176**

I. HELMINTOS PARÁSITOS DE LOS PECES DE AGUA DULCE EN EL ESTADO DE MORELOS
Juan Manuel Caspeta-Mandujano, Marina Tapia-Osorio y Edgar Fernando Mendoza-Franco ..... 178

II. BIODIVERSIDAD DE LAS FAMILIAS BRACHIONIDAE Y LECANIDAE (ROTIFERA: PLOIMIDA) EN EMBALSES
José Guadalupe Granados-Ramírez, José Luis Gómez-Márquez, Roberto Trejo-Albarrán y Petra Barragán-Zaragoza ..... 218

III. BIODIVERSIDAD EN EL GÉNERO ESCOLOPENDRA: ESTUDIOS FARMACOLÓGICOS CON EL VENENO
María del Carmen Gutiérrez Villafuerte, Lucero Valladares Cisneros y Carolina Abarca Camacho ..... 236

IV. LOS ÁCAROS (ARACHNIDA: ACARI)
Edith Guadalupe Estrada-Venegas, Jesús Alberto Acuña-Soto, Marta Patricia Chaires-Grijalva y Armando Equihua-Martínez ..... 250

V. ARÁCNIDOS DE MORELOS, ACTUALIZACIÓN DE LOS REGISTROS PARA EL ESTADO
Francisco José Medina-Soriano, Ignacio Vázquez-Rojas y Mercedes Guadalupe López-Campos ..... 274

VI. EL GÉNERO BRACHYPELMA (ARANEAE: THERAPHOSIDAE) EN MÉXICO Y EN EL ESTADO DE MORELOS: COMPONENTES DEL VENENO Y APLICACIONES
Herlinda Catalina Clement Carretero, Guillermo Barraza Garza, Francia García García, Elia Diego-García, Elba Villegas Villarreal y Gerardo Corzo Burguete ..... 300

VII. LOS ESCARABAJOS MELOLONTHIDAE Y CETONIIDAE (COLEOPTERA, SCARABAEOIDEA) EN MORELOS
Miguel Ángel Morón Ríos † ..... 320

VIII. LAS CATARINAS (COLEOPTERA: CHRYSOMELIDAE)
Armando Burgos-Solorio, Armando Burgos-Dueñas, Óscar Burgos-Dueñas y Víctor López-Martínez ..... 338

**VERTEBRADOS ..... 362**

I. ESTUDIOS MASTOFAUNÍSTICOS EN DIFERENTES REGIONES DEL ESTADO DE MORELOS
Marco Antonio Lozano García, Ana Luisa Ortiz Villaseñor y Salvador Santillán Alarcón ..... 364

II. SERPIENTES VENENOSAS DEL ESTADO DE MORELOS
Edgar Enrique Neri-Castro, Mario Alberto Reyna-Rojas y Alejandro Alagón-Cano ..... 384

III. USO, MANEJO Y PERCEPCIÓN DE HERPETOFAUNA EN DOS LOCALIDADES DEL MUNICIPIO DE TLALTIZAPÁN, MORELOS
Mario Alberto Reyna-Rojas, Edgar Enrique Neri-Castro y Alejandro Alagón-Cano ..... 398

IV. LA URBANIZACIÓN Y LOS RIESGOS A LA DIVERSIDAD BIOLÓGICA; ESTUDIO DE CASO: AVIFAUNA DEL PARQUE ESTATAL "EL TEXCAL", JIUTEPEC, MORELOS
Aquiles Argote Cortés, Gerardo González Palomares y César Daniel Jiménez Piedragil ..... 414

**ÍNDICE DE AUTORES ..... 430**

**ÍNDICE TAXONÓMICO ..... 434**

# PRÓLOGO

Resulta un compromiso muy importante el plasmar en un papel, en un libro, en una obra más de 4500 millones de años de historia geológica, biológica y evolutiva de la tierra, como hacer entender al lector, al hombre el *Homo sapiens sapiens,* de quienes tenemos el compromiso de entender los procesos biológicos, que inciden en lo ecológico, es decir al mirar, aún más observar una célula imperceptible a simple vista y a través de un microscopio, fijar la vista y después de analizarlo y mirar hacia el horizonte nos admiramos y damos cuenta que no hay cosas minúsculas e insignificantes nos percatamos de la fuerza, grandeza de los objetos que nos rodean, como hacer conciencia que existe una relación entre las cosas inertes como lo es una simple roca y el hombre existe una interdependencia muy estrecha, que cada uno de estos componentes forman parte de lo que conocemos como "vida".

La vida profesional de quienes integramos esta obra, y los que los anteceden, es el legado de su conocimiento, nos abrió puertas al conocimiento, 99 autores han plasmados sus experiencias al experimentar e interpretar los procesos biológicos, ellos representan un enorme significado al plasmar información básica e invita al lector a explorar uno de los principales retos que para la ciencia que deriva del estudio de la biodiversidad de la entidad y del país. El estado de Morelos, fue decretado como estado el 17 de abril de 1869, la entidad se ubicada en la parte centro sur de la república Mexicana, penúltima entidad en extensión territorial con más de 4,958 kilómetros cuadrados, cifra que representa el 0.25 por ciento del total nacional, la cual alberga una importante e interesante riqueza biológica que con sus fuertes climáticos, su impresionante orografía transformada desde el periodo cretácico temprano, dan por resultado más de 2800 especies vegetales, así como 703 especies de vertebrados y 5612 especies de invertebrados distribuidas en la región, cuya información se encuentra plasmada en documento incunables que data de más de 165 años, proporcionan información sobre las primera exploraciones biológicas de la entidad. Dichas investigaciones dan permiten dar un balance de lo hasta ahora conocido y desencadena un análisis detallado contenido en la obra a la que hemos denominado Diversidad biológica e importancia cultural en el estado de Morelos.

La riqueza de un país no estriba en su poder económico, en lo superfluo, en lo finito, sino en la grandeza de sus riqueza biológica que resguarda nuestro país México y nuestro estado…. ¡Morelos!

Armando Burgos Solorio

# AGRADECIMIENTOS

De manera especial agradecemos a las instituciones que de manera entusiasta y desinteresada aportaron económicamente para la impresión de esta obra.

Agradezco de manera especial la colaboración de un excelente ser humano Victoria González Tafolla por la revisión de los escritos, asimismo a mis compañeros de hipermedios a Alejandro Medrano Silva, Olivia Osorio León y Tigram Contreras MacBeath, por su ardua labor, perseverancia y prestigio en el cuidado editorial.

El compromiso de todo investigador es el de interpretar los sorprendentes procesos biológicos que de los organismos derivan; resultado de ello, es el plasmar los resultados de dichas interpretaciones. Para lograr nuestro cometido, prepondera la calidad académica, el esmero, compilación, organización y el cuidado editorial hasta su publicación, han sido importantes y determinantes, con el firme propósito de tener un documento de excelencia; sin estos atributos, no hubiese sido posible publicar esta obra a la que hemos denominado "Diversidad biológica e importancia cultural del estado de Morelos"

A todos ustedes, muchas gracias









# UNA INVITACIÓN A LA REFLEXIÓN



## UNA INVITACIÓN A LA REFLEXIÓN

La capacidad para percibir al mundo adquiere dimensiones extrasensoriales cuando se explora a través de un pasaje evolutivo en el que la sintaxis del cosmos nos remite a un punto específico del espacio y del tiempo. ¡Sí! Somos endémicos del planeta Tierra, donde el azar y la materia concertaron su máxima creación: la vida.

Los filósofos griegos, como Aristóteles y Teastrofo no fueron los primeros en maravillarse por la mega diversidad biológica. El hombre del pasado, en un contexto de arte parietal, fue capaz de inmortalizar en la memoria de la roca a los titanes del Pleistoceno; sin embargo, la fauna y flora actuales son el remanente vivo de dicha época, y con sus variables han ido trazando distintos patrones de evolución y extinción, como lo demuestran las crónicas de la disección estratigráfica de un mundo dinámico, en el que la materia viva sigue siendo el objeto de estudio y admiración del hombre moderno.

Es bajo esta premisa que germina la presente obra *Diversidad biológica y su importancia cultural en el estado de Morelos*, donde el conocimiento inoculado a través de los quelíceros de la ciencia es medicinal.

Por mucho, el arma más destructiva del ser humano es la ignorancia, es incluso responsable de más muertes que el veneno de los rizos que penden de medusa y los tejedores de seda, los cuales, en un acto de crueldad y cero tolerancia, han sido condenados por el hombre a desaparecer de este mundo y, por ende, del universo. En un esfuerzo por revertir este escenario hostil, un grupo de especialistas de diversas áreas abordarán en la presente obra, desde su peculiar punto de vista, la biología de distintos organismos y explicarán desde la simbiosis de fábula, en el caso de los líquenes, hasta la asociación negativa entre los acorazados coleópteros descortezadores y el bosque templado; también nos dejarán asombrados con el acto de escapismo del umbral de la muerte de la rosa de Jericó, la cual, del mismo modo que Lázaro o el ave fénix, resurge con los latidos de la primera lluvia de verano para revelar los secretos de un estado latente.

Ha llegado el momento de visualizar qué hay más allá del vuelo de las aves y su pacto con la gravedad; cómo es que las noches son el escenario perfecto para que los anfibios entonen serenatas nostálgicas al compás del agua cristalina, ¿dónde nadarán los peces? cuando el vital líquido sea solo una mezcla turbia de la inconciencia? ¡Existe tanto por descubrir! Escuchemos con atención a los maestros de la naturaleza para dejar de ser autómatas en la doble hélice de la vida. Como especie consciente podemos propagar el respeto por nuestro planeta, el cual, con delicados trazos sobre el gradiente del tiempo, ha teñido un lienzo vivo.

El protocolo que seguir es simple, como lo ilustró Newton en su tercera ley: este instante es el preciso momento para afrontar de manera estratégica las consecuencias de nuestros actos o, de lo contrario, en la corte de la extinción dictaremos nuestra propia sentencia.

Con mi más profunda devoción por la naturaleza

Biól. Guillermo Nava Leal

## TI MIZ TLALHUI XIC TLALNAMIKI

Tlinon tik ita in tlacehuilli ki neki tech ilis tlinon tik ita kuak ye huei, kualli ce ki mati kanin ka tlalli ouan tonalli. Nikan san tehuan ti nemi ipan inin tlatikpatli kanin se otech tokake uan y tlinon.

Inon tlakame, sohuame huetlamachtiani Griegos uan Aristoteles ian Teofrasto amo o ti kake tlinon ixtelelolo o ti itaya, miak yolkame, xihuitl, nanacame, kuame, youalli, tlalli, atl, tletl, yeyecatl, meztli, tonalli, citlalme, tepetl, uan apamitl. Tlacatl o ki itaya uan tlen ki pia, ki chihua o ki chihuaya ipan tletl huei yolkame tlen amo tehuan amo tik inamikiske. Yolkame uan xihuime axan nemi uan o ki kake tlinon o nenenmia ipan inon xihuime o polike uan o ce yolkame, xihuime o mo kuepake, kuak o ce tlacame uan sohuame o ki tekia tlalli, uan o ki tahke tlaltikpahtli mo linia, kanin nemi tlinon tik ita uan ce ki salohua.

Inin amatl nikan o nemi Diversidad biológica y su importancia cultural en el estado de Morelos, Miak xihuime uan yolkame y tlen tlinon o titike uey tlahtli uan nantli tle ki chihua ipan ilhuitl, *tlen kikua ka inon mo pahtiske Inin tlacame ti pia tepozti ka inon ki mayahuia, inon amo ki mati tlinon mayahuia uey chicahua ke inon ce ki ketzoma tectli uan tocatl*, ye xihuitl uan xihuitl polihuiskeipan tlatikpahtli. Mo chichicahuaske ki pahtiske tlinon mo kokua, Ce tlakame uan sohuame tlakauiloske tlinon ki mati ipan inin huey amatl. Tlakuiloske tlinon ki ita xihuime uan yolkame kuak tlakatia, kuak ki mayahuia o miktia, kuak ki kokua, kuak mo kua ipan texcalli, cuahtla, huey apamitl, tepetl. Kuak ye kiahui mo tlakatia xihuime, nanacame uan yolkame tonatzintlalli tech maka ipan ilin tlaltikpatli ka inon to tlakentia, tlinon ti kuaske uan tlinon ti saloske.

Yo azi tonalli tlino ti kitaske inon totome patlani molilia chichikuini ahuitz, ka yohualli, kanin tlakatia cacaton, kanin tlacuika ipan kualli atl, kanin mo linia michi.

“ki pahtiske tlinon mo kokua, Ce tlakame uan sohuame tlakauiloske tlinon ki mati ipan inin huey amatl”.

Yemo ki ita nochi, ti kakikan inon tlamachteuani tlinon tik saloske ipan tlinon ki pia yeztli. Tlen tehuan amo ti ilmamikiske tlinon tik pia ipan to tzonteko man tik ititikan tlan tlek maka to Nantzintlalli ipan inin tlaltikpatli.

Tlinon ti nenemiske tlen inon o ito Newton ipan yete tlakuilolli, ipana inin tonalli tik matikan tlinon o tik chike uan tlen amo tik ilnamikiske nochi ti popolihuiske Ka nehua nik neki tlaltikpatliTlaltolkuepalli.

Traductores al náhuatl: Biól. Feliciano García Lara e Inés Ayala Enríquez

## AN INVITATION TO REFLECTION

The capacity to perceive the world acquires extra sensorial dimensions when explored through an evolutive passage, in which the cosmic syntax brings us back to a specific point in space and time. Yes! We are endemic to planet earth, where fate and matter have conceived their maximum creation: Life.

Greek philosophers, like Aristotle and Theophrastus, were not the first to be mazed by the immense biological diversity. Ancient man, in the context of parietal art, was able to immortalize in the memory of rock, the titans of the Pleistocene. However, the present-day flora and fauna are the living remains of the mentioned era. Their variables, have been fabricating distinct patterns of evolution and extinction, as demonstrated by the chronicles of the stratigraphic dissection of a dynamic world, in which living matter continues to be the object of study and admiration by modern man. Under this premise, the publication *Biological diversity and its cultural importance in the state of Morelos* was born, where the knowledge inoculated through the chelicerae of science is medicinal.

By far, the most destructive human weapon is ignorance, even responsible for more deaths than the curls that hangs from the head of the mythical creature medusa and the silk weaver, in which, an act of cruelty and zero tolerance, have been condemned by human kind, to disappear from this world, and therefore, the universe. In an effort to revert this hostile scene, a group of specialists, from diverse areas will address various issues in this present project. From their peculiar point of view, they will explain the biology of different organisms, from the fable of symbiosis, in the case of lichens, to the negative association between the amored bark cutting beetles, and the temperate rainforests. They will also leave you astonished with the act of escapism from the verge of death of the rose of Jericho, which, in the same way as the Lazarus or the Phenix, reemerges with heartbeats of the first summer rains to reveal secretes of a latent state.

The time has come when one must visualize that there is more than the flight of birds and their pact with gravity; like the nights that are perfect scenes for amphibians that harmonize nostalgic serenades to the compass of the crystal clear water. Where will the fish swim? When the vital liquid is a turbid mix of unconsciousness… There is so much to discover! Listen attentively to our masters of nature in order to stop being machines in the double strand of life. Like a conscious specie we can propagate respect for our planet, in which, with delicate lines of time, has painted a living canvas.

The protocol to follow is simple, as Newton illustrated in his third law: this instant is the precise moment to confront in a strategic way the consequences of our actions, or, on the contrary, in the court of extinction we will dictate our own sentence.

With my most profound devotion for nature Biol.Guillermo Naval Leal

Translated by MB. Brandt Bertrand

## INSTITUCIONES PARTICIPANTES

**Universidad Autónoma del Estado de Morelos**

Centro de Investigaciones Biológicas

Centro de Investigaciones en Biotecnología

Centro de Investigación en Biodiversidad y Conservación

Centro de Investigaciones Químicas

Escuela de Estudios Superiores de Jicarero, Jojutla

Escuela de Turismo

Facultad de Ciencias Biológicas

Facultad de Arquitectura

**Universidad Nacional Autónoma de México**

Instituto de Biotecnología

Instituto de Biología

Facultad de Ciencias

Facultad de Estudios Superiores Zaragoza

Instituto de Geografía

Facultad de Medicina

**Benemérita Universidad Autónoma de Puebla**

Escuela de Biología

**Universidad Autónoma de Campeche**

Instituto de Ecología, Pesquerías y Oceanografía del Golfo de México

**Instituto de Ecología A. C. Xalapa, Veracruz**

Departamento de Biosistemática de Insectos

**Instituto Nacional de Antropología e Historia**

Centro INAH-Morelos

Dirección de Antropología Física, INAH

Dirección de Etnología y Antropología Social. DEAS-INAH

**Ministerio de Ciencia, Tecnología y Medio Ambiente, República de Cuba**

Instituto de Ecología y Sistemática

**Colegio de Postgraduados**

Instituto de Fitosanidad

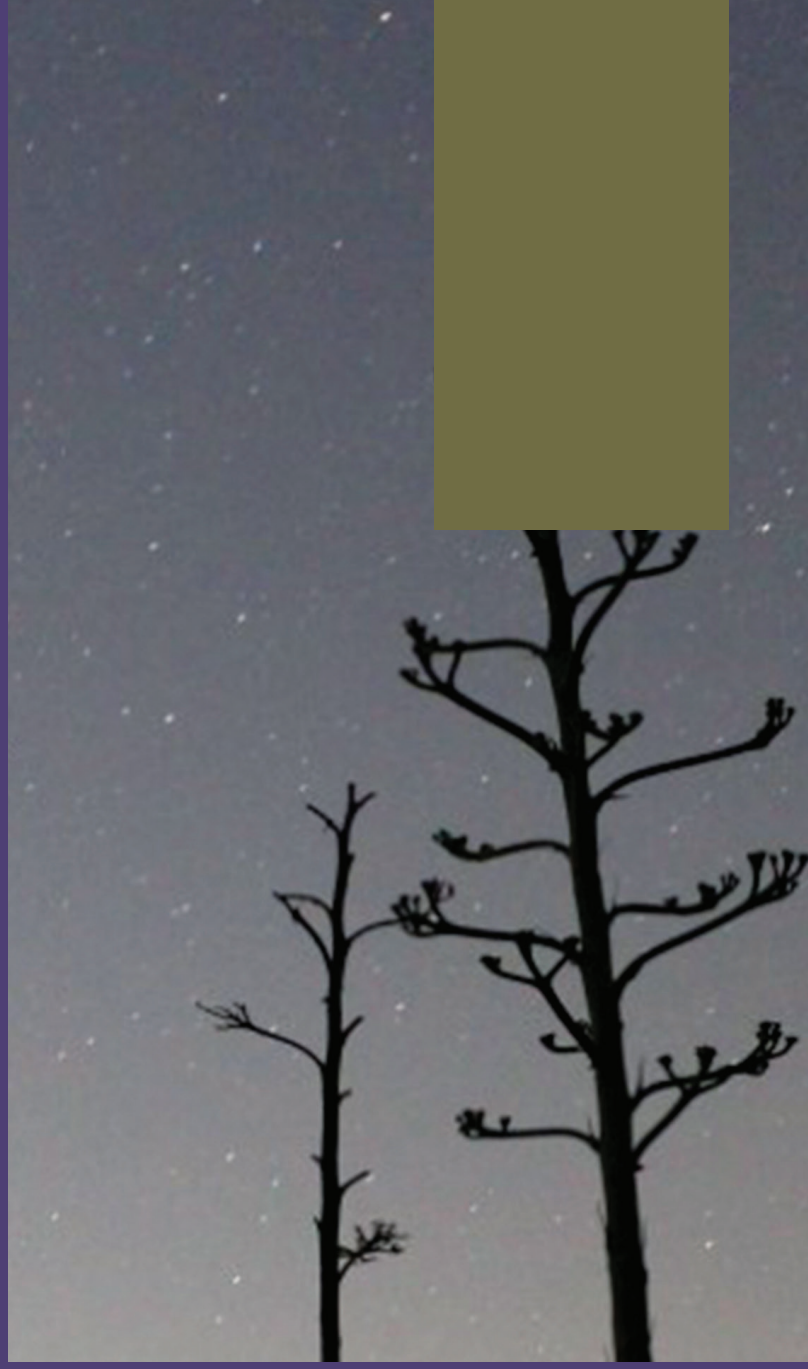
**Colegio de Postgraduados Campus Puebla**

Laboratorio de Biotecnología de hongos comestibles, funcionales y medicinales

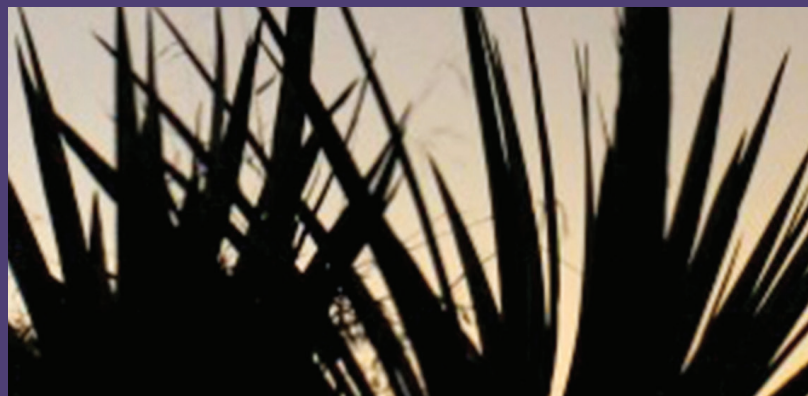
**Instituto Politécnico Nacional**

Centro de Productos Bióticos





# MEDIO FÍSICO



I



# CARACTERIZACIÓN DEL MEDIO FÍSICO DEL ESTADO DE MORELOS

## PHYSICAL SCIENCES OF THE STATE OF MORELOS: GEOLOGY, GEOMORPHOLOGY, TERRAIN, SOIL AND WATER



Marisela Taboada Salgado
Rogelio Oliver Guadarrama
Andrea Elizabeth Granjeno-Colín
Roberto Trejo-Albarrán
María Eugenia Bahena Galindo

EL interés por el estudio del clima ha crecido durante los últimos años debido a cambios provocados en su mayor parte por las actividades humanas e industriales entre muchas otras. Conocer el comportamiento y la distribución actual de los elementos del clima en tiempo y espacio es vital, ya que estos son los responsables de condicionar los procesos estructurales y funcionales de los ecosistemas. En el presente capítulo se describen las características climáticas con base en la información obtenida de las estaciones que el Sistema Meteorológico Nacional y la Comisión Nacional del Agua (Delegación Morelos) tienen registradas para Morelos. Se detallan temperaturas medias anuales, máximas, mínimas, precipitación total anual, probabilidad de lluvia, zonas térmicas, climas, vientos y la sequia intraestival; se incluye un anexo que contiene la información pormenorizada de dichos valores; para la elaboración de la cartografía temática se utilizó como base la carta topográfica escala 1:250 000 editada por el Instituto Nacional de Estadística Geografía e Informática. Se hace mención de las condiciones geológicas que caracterizan la entidad. Asimismo, se describen las unidades edáficas que identifican Morelos y las subunidades correspondientes a éstas, así como la descripción de perfiles edáficos realizados en las mismas. En términos hidrológicos se describe los porcentajes de agua subterránea, superficial y las reservas en bordos temporales y permanentes, susceptibles de aprovecharse en la agricultura; en uso urbano, en el sector industrial que incluye los ingenios azucareros y finalmente, las actividades recreativas y la acuacultura que participan con un consumo mínimo.

THE interest for the study of the climate has grown during the last years, due to changes caused in their majority by the human and industrial activities among many others. Knowing the current behavior and distribution of climate elements in time and space is vital, since they are responsible for conditioning the structural and functional processes of ecosystems. In this chapter, the climatic characteristics are described based on the information obtained from the stations that the National Meteorological System and the National Water Commission (Delegación Morelos) have registered for Morelos. Average annual, maximum, minimum temperatures, total annual precipitation, rain probability, thermal zones, climates, winds and intra-festival drought are detailed; an annex containing the detailed information of said values is included; for the elaboration of thematic cartography, the topographic chart scale 1: 250 000 published by the National Institute of Geography and Information Statistics was used as a basis. Mention is made of the geological conditions that characterize the entity. Likewise, the edaphic units that identify Morelos and the subunits corresponding to them are described, as well as the description of edaphic profiles made in them. In hydrological terms, the percentages of groundwater, surface water and reserves on temporary and permanent edges are described, susceptible to be used in agriculture; in urban use, in the industrial sector that includes the sugar mills and, finally, the recreational activities and aquaculture that participate with minimal consumption.

## INTRODUCCIÓN

Las variaciones climáticas que se han registrado en diversos puntos del planeta, también se observan en México y en la entidad; los cambios en la temperatura y la precipitación afectan las actividades productivas primarias, es decir, la producción de alimentos; las variaciones de los ciclos estacionales del clima, se traducen en pérdidas de cultivo. La dinámica de los ciclos biogeoquímicos consecuentemente son también afectados por estos factores climáticos, de esta manera las características del suelo, el agua y el aire serán determinantes de la biodiversidad, la fertilidad edáfica, la sostenibilidad agrícola y ganadera, la salud humana y aun la estabilidad social, entre otros (Sánchez, 2010). Este capítulo permite una aproximación al conocimiento del espacio geográfico morelense; fisiografía, relieve, pendientes, geología, edafología, clima e hidrología, con el propósito de fungir como plataforma para evaluar la capacidad para soportar los diversos impactos, su vulnerabilidad y la aptitud de cada área territorial para los fines que se pretendan.

## LOCALIZACIÓN Y ALTIMETRÍA

El estado de Morelos, con 4961 km$^2$, es uno de los más pequeños de la República Mexicana, situado entre los paralelos 18°22' y 19°07' LN y los meridianos 98°30' y 99°37' LW. Debe sus características ecológicas a la ubicación geográfica en la zona neotropical; recibe influencia del Eje Volcánico Transversal en su parte alta al norte, y de la Cuenca del Balsas en su región más baja al centro sur. Presenta un marcado gradiente altitudinal en dirección norte sur, lo que propicia una amplia riqueza de especies reunidas en ambientes diversos (mapa 1). En la porción norte existe una franja montañosa localizada de este a oeste en la que se manifiestan las altitudes mayores de la entidad, éstas registran más de 4000 msnm en las cercanías del Popocatépetl. La segunda zona montañosa, caracterizada por registrar altitudes entre 3000 y 4000 msnm, se encuentra ubicada en la zona limítrofe con la Ciudad de México y Estado de México y Puebla. Al sur de esta última, se ubican localidades como Apapasco, Tetela del Volcán, Tlacualera, San Juan Tlacotenco, Tres Cumbres y Huitzilac, entre otras, caracterizadas por registrar altitudes entre 2000 y 3000 msnm.

Tanto la región del valle intermontano como la región suroriental de la entidad, registran altitudes entre 1000 y 2000 msnm, caracterizando al 60% de la extensión territorial; en ellas se ubican importantes localidades comerciales y la zona más densamente poblada de la entidad que se localiza entre los municipios de Cuernavaca, Jiutepec, Yautepec y Cuautla. También se encuentran incluidas algunas localidades productoras como Jonacatepec, Tepalcingo, Yecapixtla y Temoac. Finalmente, la región montañosa del sur se ubica en la porción sureste de la entidad, presenta altitudes menores a 1000 msnm, con localidades como Puente de Ixtla, El Higuerón, Xicatlacotla, Cuautlita y Huajintlán.

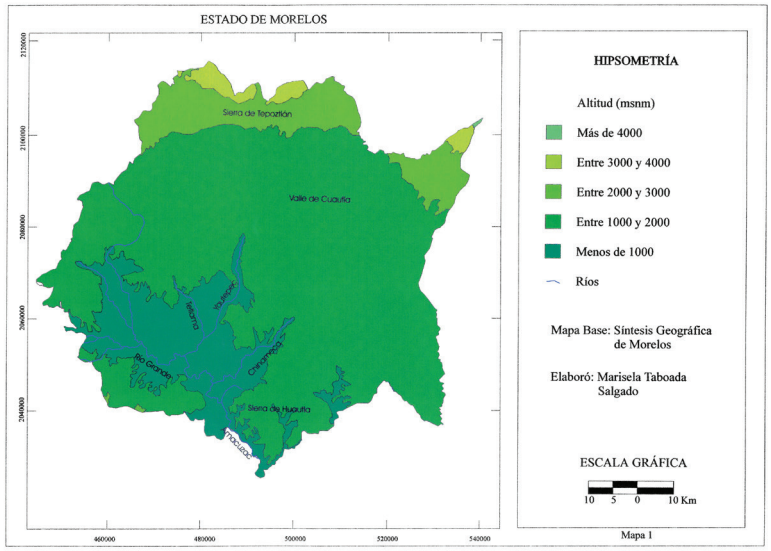
Consideradas como las elevaciones más importantes, se encuentran las Sierras de Tepoztlán, Tlaltizapán y Huautla; entre la primera y la última se ubica el Valle de Cuautla. Las corrientes de aguas superficiales más importantes son los ríos Nexpa, Tepalcingo, Cuautla, Yautepec, Salado, Tetlama, Tembembe y Chalma, los últimos seis se continúan al sur para desembocar en el llamado Río Amacuzac o Río Grande.

## CONDICIONES CLIMÁTICAS

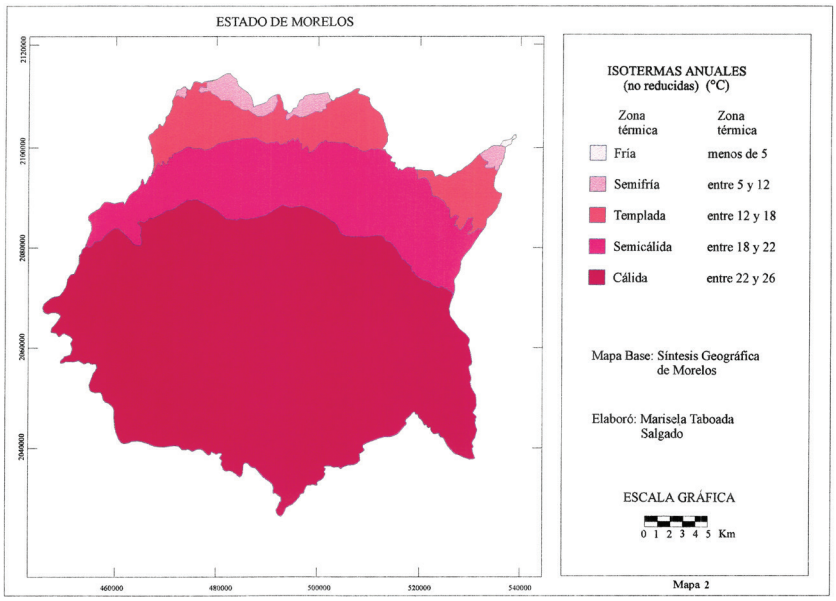
La descripción climatológica es el resultado del análisis de datos termopluviométricos de 61 estaciones climatológicas registradas por el Servicio Meteorológico Nacional para la entidad que incluye la información que se menciona a continuación:

## TEMPERATURA MEDIA ANUAL

En Morelos, durante el primer periodo de calentamiento anual (primavera), la insolación es abundante lo que propicia incrementos notables en la temperatura. Durante el siguiente periodo de calentamiento (verano), la nubosidad es alta, sin embargo, las temperaturas tienden a atenuarse debido a la presencia de nubosidad y precipitación. En este sentido, el resultado de la combinación de altitud, latitud y topografía dan como resultado el establecimiento de las siguientes zonas térmicas (mapa 2, cuadro 1).




**Mapa 1.** Hipsometría, Síntesis Geográfica de Morelos.




**Mapa 2.** Isotermas anuales, Síntesis Geográfica de Morelos.

*Zona fría*. Es la superficie más pequeña, influida en la parte noreste por las corrientes térmicas derivadas del Popocatépetl, es el área coincidente con las mayores altitudes del estado, con temperaturas medias anuales de menos de 5ºC.

*Zona semifría*. Caracterizando la zona subsecuente a la fría en la región del Popocatépetl y en la porción norte por los escurrimientos del Ajusco, registra temperatura media anual entre 5 y 12°C. Está localizada en la parte más alta del estado donde se ubican, por ejemplo, localidades como Fierro del Toro.

*Zona templada*. Tiene temperaturas medias anuales comprendidas entre 12 y 18°C, y la del mes más frío entre -3 y 18°C (García, 1987); éstas condiciones existen en la porción situada paralelamente por debajo de la anterior, caracterizando localidades como Tres Cumbres, Huecahuasco, Apapasco, Huitzilac, Tetela del Volcán y Tlacualera entre otras (gráfica 1).

*Zona semicálida*. Ubicada al sur de la templada, típica por registrar temperaturas medias anuales entre 18 y 22°C, incluye localidades como Cuernavaca, Tlayacapan, Oaxtepec, Yecapixtla y Palpan.

*Zona cálida*. Se encuentra integrada por la prolongación de la zona de pie de monte, el centro de la entidad conjuntamente con la montaña sur constituye el 60% de la superficie estatal; presenta temperaturas medias anuales entre 22 y 26°C. Como localidades importantes pueden mencionarse, entre otras, Cuautla, Ticumán, Zacatepec, Puente de Ixtla, Tlaquiltenango y Huautla.

## TEMPERATURA MEDIA MENSUAL DEL MES MÁS FRÍO

El 84% de las estaciones ubicadas en la entidad, el mes más frío es enero; en contraparte, el 16% restante registran las temperaturas más bajas durante diciembre, entre ellas se encuentran: Tres Cumbres, Totolapan, Tlacotepec, Temixco, Tetelcingo, El Limón y Huajintlán, entre otras. Los valores más bajos, son del orden de 6.7 y 9.9ºC, en Apapasco y Huitzilac, respectivamente, (Cuadro 1) en tanto que los más altos son del orden de 22.8 y 23.9ºC en Huautla y Tilzapotla respectivamente; en el resto de la entidad se registran valores intermedios entre los ya mencionados, siguiendo un patrón de distribución que responde a las condiciones hipsométricas.

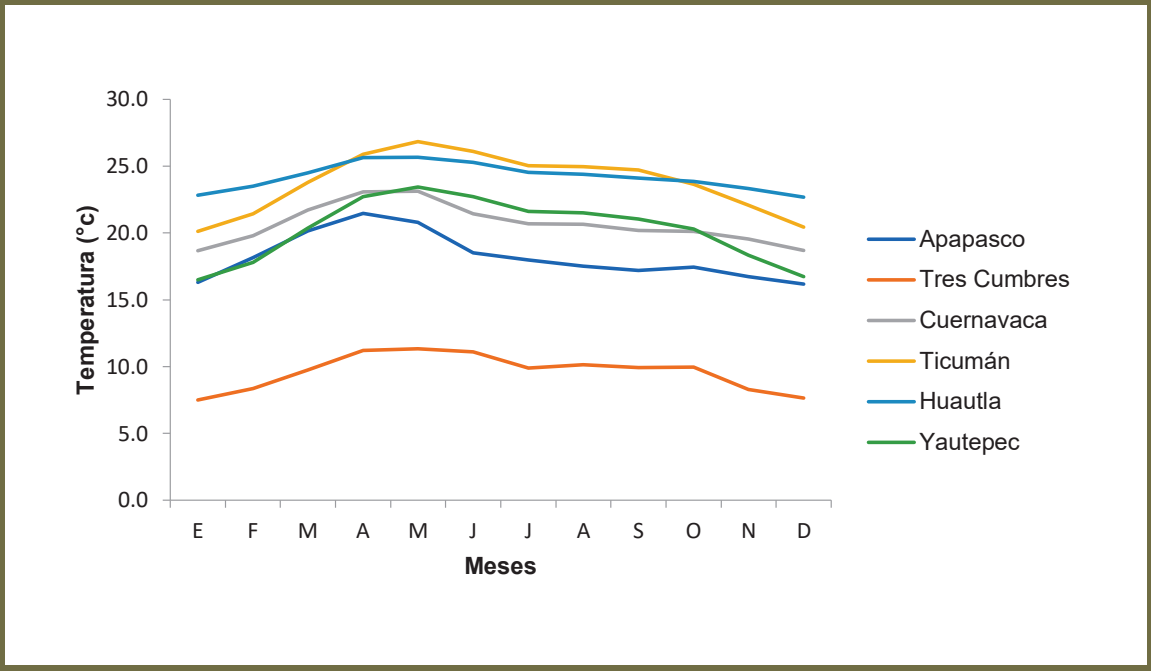
## TEMPERATURA MEDIA MENSUAL DEL MES MÁS CALIENTE

Corresponden a los meses de abril y mayo, las más altas temperaturas medias mensuales, este período coincide con el primer paso del sol por el cenit del lugar, en tanto que durante el mes de junio se empieza a marcar un abatimiento en las temperaturas debido a la presencia de la lluvia que mitiga el calor durante esta época, sobre todo después del mediodía, éstas ascienden ligeramente durante el mes de septiembre, época del segundo paso del sol por el cenit, y posteriormente bajan considerablemente durante el invierno. Los valores de temperaturas oscilan desde 12.2ºC en Apapasco y 14.1°C en Huitzilac (cuadro 1), hasta los 26.6, 27.6, 28.2 y 29.9°C en Amacuzac, Huajintlán, Puente de Ixtla y Tilzapotla, respectivamente (localidades donde las alturas son menores de 1000 msnm).

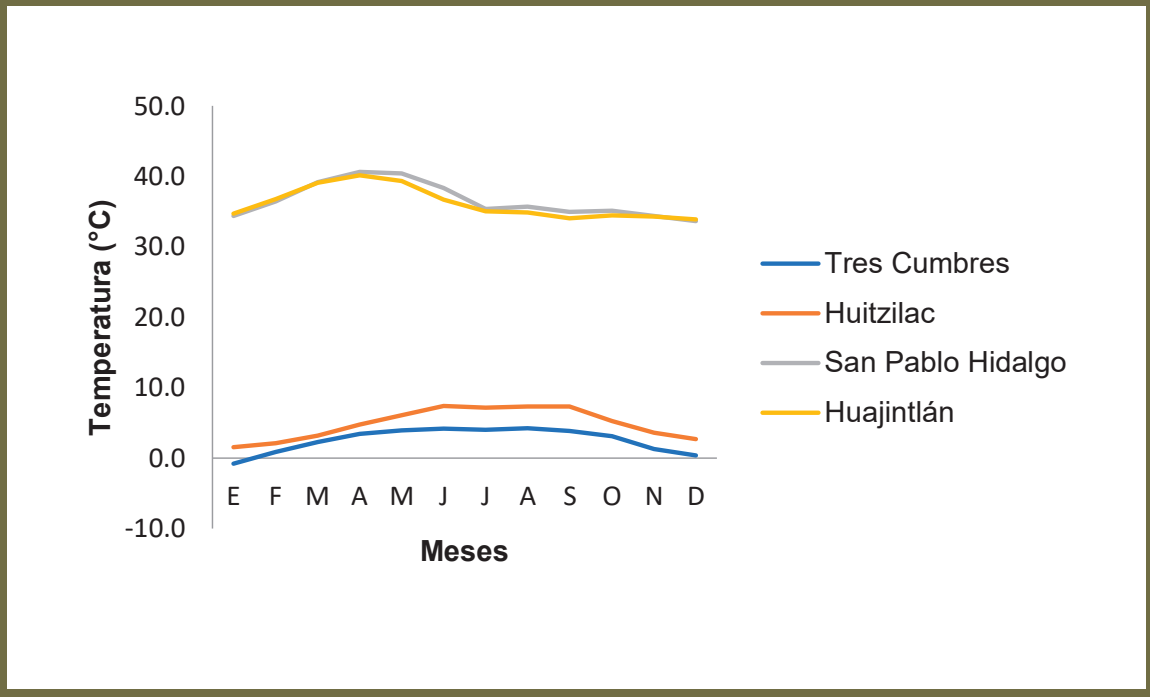
## TEMPERATURA MÁXIMA Y MÍNIMA PROMEDIO

La temperatura máxima es la temperatura más alta que se registra en un lapso determinado, si bien no tiene una relación directa con el régimen térmico, permite una interpretación de su distribución. La ubicación de las barreras montañosas juega una importante influencia en la distribución de las temperaturas en general; presentando un gradiente de oscilación similar al descrito anteriormente, así localidades como Tres Cumbres, Apapasco y Huitzilac registren temperaturas máximas promedio de 17.0, 18.2 y 18.5°C, respectivamente. Hacia la región centro del estado, la isoterma de los 25°C caracteriza una amplia porción del territorio (mapa 2, cuadro 3); las temperaturas máximas en localidades como San Pablo Hidalgo, Huajintlán y San Gabriel las Palmas son de 35.6, 36.0 y 34.7°C, respectivamente (gráfica 2).

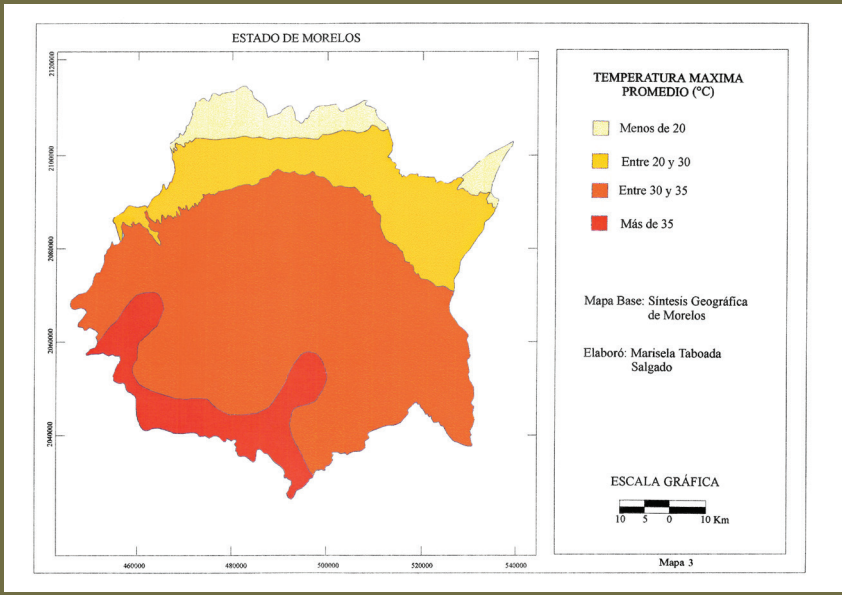
Las temperaturas mínimas promedio presenta un comportamiento muy similar, la porción montañosa del norte registró los valores más bajos (mapa 4, gráfica 2), particularmente Tres Cumbres con 2.6°C y Huitzilac con 5.8°C; en tanto



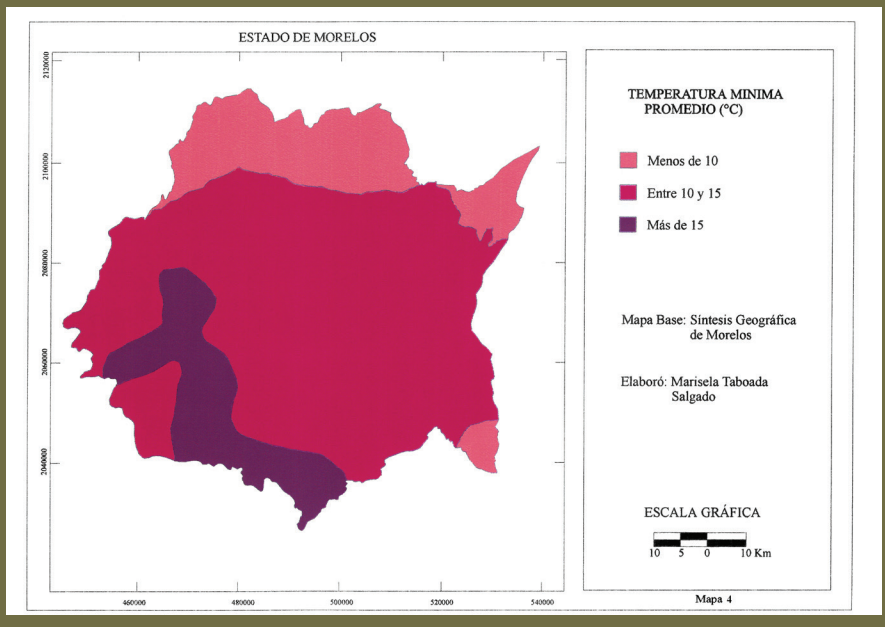

**Gráfica 1.** Temperaturas medias anuales en diversas localidades.




**Gráfica 2.** Temperaturas máximas y mínimas promedio en localidades de Morelos.




**Mapa 3.** Temperatura máxima promedio, Síntesis Geográfica de Morelos.




**Mapa 4.** Temperatura mínima promedio, Síntesis Geográfica de Morelos.

que, localidades como Coatlán del Río, Huautla y Tilzapotla, registraron valores mínimos promedio de 17.5, 16.3 y 17.7°C, respectivamente. La isoterma de los 12°C caracteriza a la región central de la entidad.

## OSCILACIÓN ANUAL DE TEMPERATURA

El balance resultante del calentamiento producido por la radiación solar recibida durante el año y la pérdida de calor por la radiación terrestre en el mismo período, recibe el nombre de oscilación anual de temperatura y sus valores se obtienen de la diferencia entre la temperatura media mensual del mes más caliente y la temperatura media mensual del mes más frío.

La ubicación geográfica de la entidad ha favorecido que ésta distribución de la temperatura a lo largo del año no manifieste cambios bruscos en la misma, de tal forma que en la región norte del estado en localidades como Huitzilac, Tlalnepantla, Totolapan, Tetela del Volcán y Hueyapan, entre otras, la oscilación anual es menor de 5°C, es decir, es una región isotermal.

Nuevamente la región centro-sur de Morelos es la que registra temperaturas medias mensuales con tendencia a un incremento y este mismo se refleja en la oscilación anual, de tal forma que en esta zona la diferencia entre los valores de las temperaturas medias del mes más caliente y el más frío, presentan variaciones entre 5 y 7°C, es decir, tienen todavía poca oscilación térmica. Aproximadamente el 80% de la entidad registra esta condición (cuadro 3).

Exclusivamente localidades como Axochiapan, Puente de Ixtla, San Pablo Hidalgo, Tequesquitengo, Xicatlacotla y Yautepec presentan oscilación térmica superior a 7°C, caracterizándose por ser lugares extremosos.

## MARCHA ANUAL DE TEMPERATURA

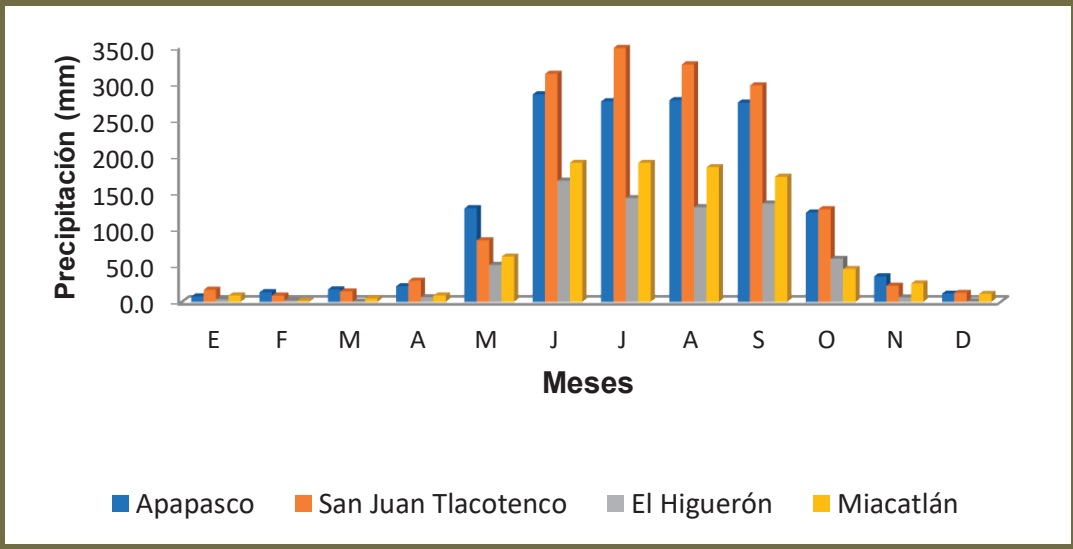
En algunos lugares la temperatura más alta ocurre en mayo, antes del establecimiento de la estación lluviosa y del solsticio de verano (21 de junio), en este caso se dice que la marcha anual es de tipo ganges, por ser la región del delta del Río Ganges en la India donde más típicamente se presenta este atraso. Tal sucede también en las partes central y sur de la República mexicana; así como en toda la entidad, el mes más caliente se presenta antes del solsticio de verano, de tal manera que la marcha de temperatura es de tipo Ganges, condición que permite la manifestación de una fructificación temprana.

## PRECIPITACIÓN

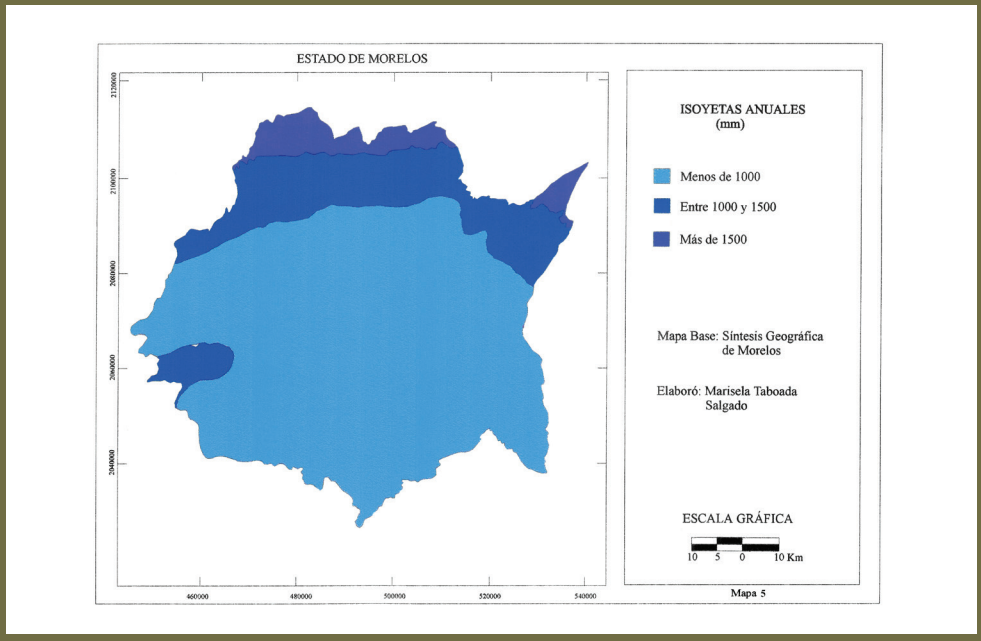
Convencionalmente se mide la cantidad de lluvia que cae sobre un lugar determinado de la superficie terrestre, suponiendo que el suelo fuese lo suficientemente impermeable y plano para impedir que el agua corriera o se infiltrara, por el almacenamiento producido, cuyo espesor, medido en milímetros expresa la cantidad de agua caída en un período preciso, que puede ser: día, mes o año.

Al igual que en una amplia superficie del país, en Morelos la distribución de la lluvia es modal o bimodal y su ocurrencia es en verano, debido a que ésta se inicia generalmente a mediados de mayo y termina en la primera quincena de octubre (concentrándose en esta temporada el 94 o 95% de la precipitación total anual); durante esta época los vientos alisios del hemisferio norte pasan por el Golfo de México, en donde recogen humedad, que depositan posteriormente en forma de lluvias abundantes. En el 70% de la entidad el mes más lluvioso es junio, seguido de los meses de julio, septiembre y finalmente agosto. La gran insolación que recibe el trópico mexicano, y por tanto el territorio morelense, determina la formación de áreas de baja presión que atraen los vientos alisios húmedos, lo que se traduce en lluvias orográficas muy importantes para la presencia de los notables recursos hidrológicos de la entidad.

En invierno los alisios se debilitan, se hacen descendentes y secos, por lo que en la época fría del año deja de llover. No obstante es ocasional la invasión de "nortes" que, por haber adquirido suficiente profundidad, son capaces de tramontar barreras montañosas y producir alguna precipitación de tipo frontal en la zona. Para que ocurra la precipitación, es indispensable la presencia de aire húmedo; si el aire es demasiado seco la precipitación puede desprenderse de una nube pero nunca llegará a la tierra. De tal manera que diciembre es el mes




**Gráfica 3.** Precipitación total anual en localidades del estado de Morelos.




**Mapa 5.** Isoyetas anuales, Síntesis Geográfica de Morelos.

más seco en toda la entidad, seguido por febrero y ocasionalmente marzo, recibiendo en promedio, cinco mm de precipitación por lo que la lluvia que se concentra en los meses invernales (diciembre a marzo) es menor del 5% de la total anual.

En la entidad, como se dijo anteriormente, la influencia orográfica juega un papel primordial en la distribución de la precipitación total anual, estableciéndose obviamente una relación directamente proporcional entre la altitud y la cantidad de precipitación recibida. En este sentido, los valores más altos se registran en las estribaciones elevadas de la Sierra del Chichinautzin y en los límites superiores de Huitzilac y Lagunas de Zempoala, así como en las faldas del Popocatépetl, donde se reciben precipitaciones anuales superiores a 1500 mm anuales (mapa 5, cuadro 4).

Localidades como Cuernavaca, Tepoztlán, Tlayacapan, Tlalnepantla, Totolapan, Achichipico, Ocuituco, Tetela del Volcán, Hueyapan y Tlacotepec, entre otras, se caracterizan por presentar precipitaciones entre 1000 y 1500 mm al año. Finalmente lo que puede considerarse como la región del valle intermontano y la zona montañosa del sur (aproximadamente el 80% de la entidad) registra precipitaciones menores a 1000 mm.

**PROBABILIDAD DE LLUVIA**

La probabilidad de que en la entidad, y particularmente en los municipios productores de amaranto, se reciban los rangos de precipitación anteriormente mencionados son del orden del 44 al 48%, evidenciando que aún cuando las precipitaciones que se reciben de un año a otro presentan una cierta variación, se le podría continuar cultivando en localidades en las que probablemente otros cultivos pudieran tener alteraciones importantes en los niveles de producción por lo aleatorio de dicha precipitación.

**CLIMAS**

El estado se caracteriza por presentar una gran diversidad climática, de acuerdo con la clasificación climática de Köppen modificada por García (1964) y aplicado por Taboada (2015), en la entidad se determinaron los siguientes tipos y subtipos de clima (mapa 6, cuadro 5):

EFH Frío, con temperatura media anual menor de -2°C y temperatura media del mes más caliente menor de 0°C, localizado básicamente en las faldas del Popocatépetl y al noreste en los límites de la entidad.

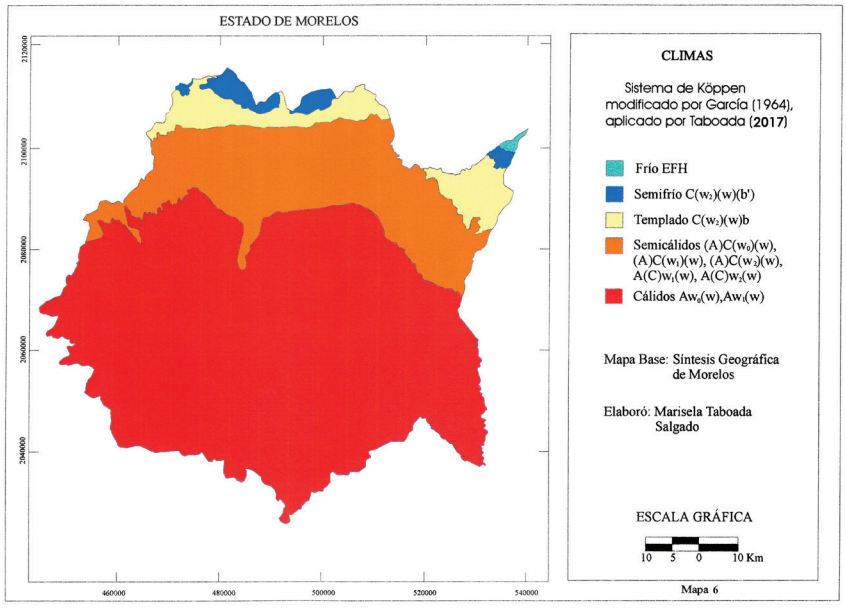
$C(w_2)(w)(b')$ Semifrío, con verano fresco y largo, con temperatura media anual entre 5 y 12°C, la temperatura del mes más frío entre -3 y 18°C; caracterizando la zona boreal del estado y sur del Ajusco, localidades como Fierro del Toro se ubican en esta zona.

$C(w_2)(w)b$ Templado subhúmedo, con lluvias en verano, el más húmedo de los subhúmedos, con temperatura media anual entre 5 y 12°C, temperatura del mes más frío entre -3 y 18°C, del mes más caliente entre 6.5 y 22°C, con verano fresco y largo, caracteriza a localidades como Huitzilac, Tres Cumbres, Coajoculco, Tlacualera y Apapasco, todas ubicadas en la región norte de la entidad en dirección poniente-oriente, al sur de la zona semifría.

Los semicálidos $(A)C(w_0)(w)$, $(A)C(w_1)(w)$ y $(A)C(w_2)(w)$, los más cálidos de los templados, con temperatura media anual mayor de 18°C, temperatura media del mes más frío entre -3 y 18°C y la del mes más caliente mayor de 6.5°C, con lluvias en verano, el más húmedo de los subhúmedos, con porcentaje de lluvia invernal menor de 5°C de la precipitación total anual. Ocupa la parte norte del estado de Morelos en localidades como Coajomulco, San Juan Tlacotenco, Tlalnepantla, Tlayacapan, Atlatlahucan, Ocuituco y Tlacotepec, entre otras. La principal diferencia entre éstos estriba en los porcentajes de humedad que caracterizan a cada subtipo climático como producto, una vez más, del gradiente altitudinal.

Un segundo grupo de semicálidos $A(C)w_1(w)$ y $A(C)w_2(w)$, los más frescos de los cálidos, caracterizan localidades situadas a pie de monte; tal es el caso de localidades como Palpan, Cuernavaca y Oaxtepec, entre otras.

Finalmente, el área correspondiente al valle intermontano del centro y sur de la entidad se caracteriza por presentar clima cálido $Aw_0(w)$, $Aw_1(w)$, con temperatura media anual entre 22 y




**Mapa 6.** Climas, Síntesis Geográfica de Morelos.

26°C, temperatura media del mes más caliente mayor de 18°C, las lluvias son en verano (de mayo a octubre), con invierno seco (menos del 5% de la precipitación total anual). Se incluyen en esta zona localidades como Cuautla, Temixco, Xoxocotla, Zacatepec, Huautla y Axochiapan, entre otras.

**Sequía Intraestival**

En México, en virtud de las características que tiene la mayor parte del territorio nacional, la lluvia apenas es suficiente para producir una cosecha anual durante el verano. En cambio con el riego es posible obtener más cosechas.

Diversos autores han estudiado la distribución temporal y geográfica de la lluvia, entre otros: Page (1930), Wallen (1955), García (1965), Reyna (1970), Flores (1984), Beltrán (1990), Taboada, *et al.* (1993), Florescano y Swan (1995), Reyna y Taboada (1995). Al igual que en otras áreas del mundo, la distribución bimodal de la lluvia no ocurre en toda la República mexicana pero si en extensas regiones, donde se le conoce como "sequía relativa", sequía intraestival", "sequía de medio verano", "sequía de agosto" o "canícula". La sequía de verano no es una sequía absoluta sino una reducción en el número de días con lluvia, ocasionando una disminución en las cantidades mensuales de la estación, que se evidencia en los registros climáticos; aún más, pueden existir años en los que no existan registros de dicho fenómeno.

Particularmente en el estado de Morelos, el promedio de duración de este meteoro es de dos o tres meses, eventualmente en algunas localidades es de cuatro meses. El mes en el que se presentó la sequía con mayor frecuencia fue agosto (en el 86.5% de las estaciones climatológicas); en tanto que en 11.5% de las estaciones fue en julio (mapa 7, cuadro 6).

La intensidad de la sequía relativa en la entidad osciló entre el 10 y el 20%, distribuyéndose desde la región noroeste, hasta la suroeste valores entre el 10 y 15%, caracterizando localidades como Tres Cumbres, Cuernavaca, Progreso, Yautepec, Temixco, Zacatepec, Moyotepec, Apancingo y Huajintlán, entre otras. Lo correspondiente a la región noreste, sur y sureste del estado presentó las mayores intensidades de sequía intraestival, localidades como Yecapixtla, Tetelcingo, Tlacotepec, Ticumán, Miacatlán, Tecomalco, El Limón y Tilzapotla, entre otras, registraron estos valores. Solamente localidades como Atlatlahucan, Jonacatepec de Leandro Valle y San Gabriel las Palmas registraron valores mayores al 20%.

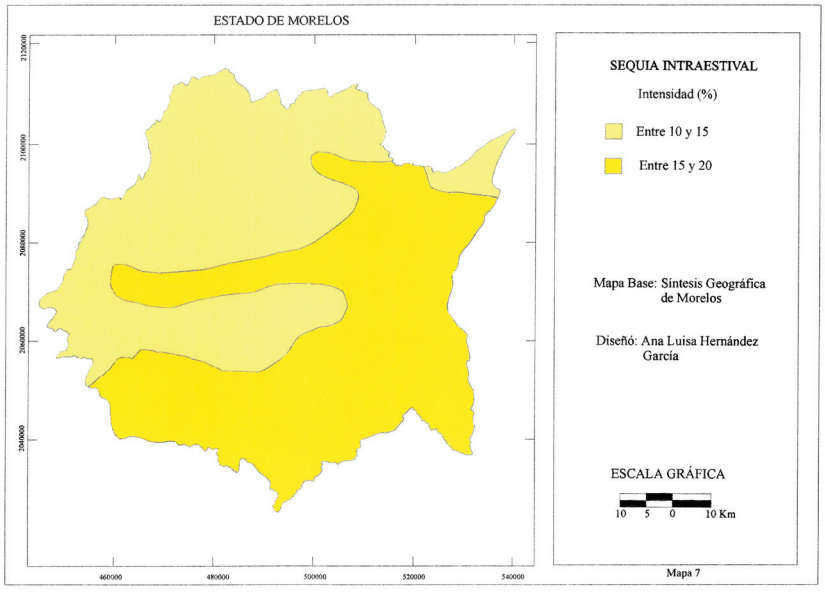
### Vientos

México recibe la influencia de las masas de aire, y por tanto de los frentes correspondientes a la masa tropical marítima del Golfo de México y del Mar de las Antillas; la masa tropical marítima del Oceáno Pacífico, la masa polar continental o marítima del Oceáno Pacífico y las capas descendentes de la atmósfera.

Morelos se localiza en la zona del dominio de los vientos alisios, mismos que durante el verano son fuertes y profundos convirtiéndose en precipitación, debido a los movimientos convectivos del aire en el fondo de los valles y al enfriamiento por expansión adiabática que experimenta al ascender las laderas montañosas (Vidal, 1980). La región meridional de la entidad es la más seca, como consecuencia de que los vientos dominantes advectivos que se desarrollan en la misma, tienen la mayor parte del año una trayectoria de oeste a este.

## GEOLOGÍA

En el estado existen afloramientos de rocas ígneas y sedimentarias; las primeras, son las más antiguas en




**Mapa 7.** Sequía intraestival, Síntesis Geográfica de Morelos.

la región del Cretácico inferior, forman estructuras plegadas (anticiclinales y sinclinales). Estas se clasifican desde el punto de vista litológico como calizas y depósitos marinos interestratificados de areniscas y lutitas: Las rocas volcánicas son las más jóvenes y las más abundantes. Las de origen calcáreo de este período (calizas) son susceptibles de ser explotadas de forma industrial. Los depósitos aluviales forman las planicies de la Cuenca del Balsas.

En tanto que las rocas ígneas cuaternarias en su mayor parte son extrusivas, destacando los basaltos, las andesitas y las riodacitas, igualmente comunes son las rocas piroclásticas o los denominados materiales cineríticos (arena y cenizas volcánicas).

Las rocas ígneas intrusivas del Terciario son dioritas, granodioritas y granito; algunas se presentan en forma de diques o pequeños cuerpos intrusivos irregulares, actualmente están aislados y expuestos a erosión. Las rocas sedimentarias cubren importantes extensiones como calizas, conglomerados y lutitas, así como depósitos (clásticos continentales, aluviones) en valles y depresiones. Las de origen marino pertenecen al Cretácico, preferentemente calizas, anhidritas, limolitas, areniscas y lutitas. Los *skarn* o rocas metamórficas son escasos, localizados en la zona limítrofe o cercana de cuerpos intrusivos, mismos que parecen ser del Mioceno.

Morelos queda comprendido dentro de dos provincias geológicas: el Eje Neovolcánico y la de la Sierra Madre del Sur, esta última con la porción de la cuenca del río Balsas-Mezcala, destacando entre otras características las siguientes.

**Eje Neovolcánico**

Esta provincia cubre la mayor parte del estado desde el norte al sureste. Limita al sur y occidente con la cuenca del Balsas (subprovincia de la Sierra Madre del Sur). Estratigráficamente hablando, como se mencionó anteriormente, las rocas más antiguas en el Eje Neovolcánico dentro del estado son las ígneas extrusivas de composición intermedia (andesitas) y datan posiblemente del Terciario Medio.

Subyaciendo a las rocas intermedias afloran rocas sedimentarias clásticas (areniscas-conglomerado), así como un complejo volcánico constituido por diferentes tipos de rocas ígneas, como son: riolitas, tobas, brechas volcánicas y basaltos. Estos últimos tienen una extensión que cubre prácticamente toda esta provincia y corresponden al Cuaternario. Por su parte, los rellenos de los valles están formados por depósitos aluviales de este mismo periodo y son notables las estructuras formadas por las rocas volcánicas. El Popocatépetl en la región noreste es una de las más grandes y características, además existe un gran número de conos cineríticos y brechoides que sobresalen del grueso paquete de lavas que forman las sierras que separan la cuenca de México de la del Balsas.

**Sierra Madre del Sur**

Esta provincia cubre la porción central y suroeste del estado y limita al norte y oriente con el Eje Neovolcánico. En términos estratigráficos, en esta provincia afloran las rocas más antiguas de Morelos, que son las del Cretácico Inferior, litológicamente clasificadas como calizas de ambiente marino. El Cretácico Superior está representado por una secuencia interestratificada de areniscas y lutitas; del Cenozoico afloran tanto rocas sedimentarias clásticas (de ambiente continental, clasificadas litológicamente como areniscas interdigitadas con conglomerados), como rocas volcánicas (de composición diversa ya que existen derrames de andesitas, riolitas, tobas, brechas volcánicas y derrames de basalto) que cubren discordantemente a las rocas del Cretácico. Asociados a las rocas volcánicas existen algunos pequeños cuerpos intrusivos que afectan a las rocas cretácicas y producen una mineralización.

Las rocas volcánicas basálticas del Cuaternario, observan bien preservadas las estructuras, así como los rellenos de valles aluviales. Las estructuras más importantes de las rocas de esta provincia, son en primer lugar, los pliegues producidos en las rocas cretácicas, originadas por perturbaciones orogénicas de fines del Cretácico y principios del Terciario. Estructuralmente pueden describirse como anticlinales y sinclinales recostados, con

ejes en dirección hacia el norte y noreste; estas estructuras se proyectan sepultadas bajo rocas clásticas y rocas ígneas extrusivas del Cenozoico. Otros rasgos estructurales importantes son las fallas que afectan con dislocaciones diferentes a las rocas cretácicas y terciarias, así como los conos cineríticos y sus derrames lávicos, los cuales se encuentran asociados a fracturas profundas que han permitido la extravasación de grandes paquetes de rocas ígneas. También son característicos de esta provincia algunos hundimientos de zonas cavernosas (dolinas), debidos a la disolución de las rocas calcáreas.

## SUELO

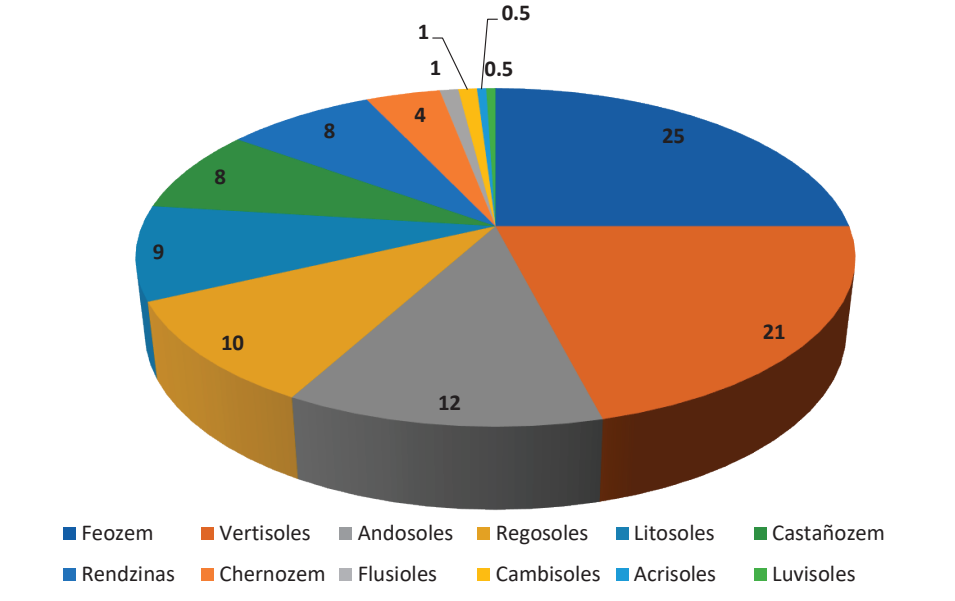
### Tipos y características edáficas (FAO/UNESCO)

El estado está caracterizado por la presencia de 12 unidades edáficas principales: Feozems Vertisoles, Andosoles, Regosoles, Litosoles, Rendzinas, Luvisoles, Fluvisoles, Castañozems, Chernozems, Acrisoles y Cambisoles. En la gráfica 4 se presentan los porcentajes de presencia de cada una de las doce unidades edáficas de la clasificación FAO/ UNESCO.

El mayor porcentaje (25%), corresponde a los suelos tipo Feozem seguido de los Vertisoles (21%), Andosoles (12%), Regosoles (10 %), Litosoles (9%), Castañozems y Redzinas ( ambas 8%). En menor proporción siguen los Chernozems (4%), Cambisoles y Fluvisoles (1% c/u), por último Acrisoles y Luvisoles (con 0.5% c/u).

### Feozem

El 25% de la superficie del estado de Morelos presenta suelos de tipo Feozems distribuidos en la zona centro y sur de la entidad. Estos suelos se caracterizan por presentar un color obscuro. Son ricos en materia orgánica y nutrientes; de clase textural media y gran capacidad para




**Gráfica 4. Porcentaje de la superficie del estado de Morelos por unidad edáfica (FAO/UNESCO)**

almacenar agua. Presentan un horizonte A mólico, concentraciones de cal suave pulverulentas dentro de los primeros 25 cm de profundidad y carecen de propiedades hidromórficas. Son suelos confinados de manera casi exclusiva de superficies planas a ligeramente onduladas, se desarrollan en condiciones aeróbicas en donde hay movimiento libre de agua (a través del suelo); además, integran superficies amorfas, que son de textura fina. Por último, presentan fases líticas, dúrica, pedregosa y petrocálcica.

**Feozem calcárico**

Desde el punto de vista morfológico, el horizonte $A_{11}$ tiene una profundidad de 0-20 cm; su color en húmedo es gris muy oscuro (5YR 3/1). Contiene un 12% de arcilla, 34% de limo y 54% de arena y presenta una textura migajón arenoso. Su pH en agua (1:1) es de 7.7, la materia orgánica se presenta con 3.7% y la capacidad de intercambio catiónico es de 22.5 meq/100g. La conductividad eléctrica es menor que 2; y el drenaje interno es drenado. El Horizonte $A_{12}$ tiene una profundidad de 20-40 cm; su color en húmedo es gris oscuro (5YR 4/1). Contiene un 14% de arcilla, 34% de limo y 52% de arena y presenta una textura migajón arenoso. Su pH en agua (1:1) es de 7.9 la materia orgánica se presenta con 1.7% y la capacidad de intercambio catiónico es de 23.2 meq/100g. La conductividad eléctrica es menor que 2; y el drenaje interno es drenado.

**Feozem háplico**

Desde el punto de vista morfológico, el horizonte $A_p$ tiene una profundidad de 0-31 cm; su color en húmedo es pardo oscuro (7.5YR 4/2). Contiene un 16% de arcilla, 22% de limo y 62% de arena y presenta una textura migajón arenoso. Su pH en agua (1:1) de 7.2; la materia orgánica se presenta con 1.6%; la capacidad de intercambio catiónico es de 15.0 meq/100g; la conductividad eléctrica es menor que 2; y el drenaje interno es muy drenado. Horizonte $B_{11}$ tiene un profundidad de 31-58 cm; el color, en húmedo, es grisáceo muy oscuro (10YR 3/2); con un 16% de arcilla, 26% de limo y 58% de arena; presenta una textura migajón arenoso; un pH en agua (1:1) de 7.8; la materia orgánica se presenta con 0.8%; la capacidad de intercambio catiónico es de 13.5 meq/100g; la conductividad eléctrica es menor que 2; y el drenaje interno es muy drenado. Horizonte $B_{12}$ tiene un profundidad de 58-125 cm; el color en húmedo es pardo oscuro (7.5YR 3/2); con un 14% de arcilla, 22% de limo y 64% de arena; presenta una textura migajón arenoso; un pH en agua (1:1) de 7.8; la materia orgánica se presenta con 0.8%; la capacidad de intercambio catiónico es de 14.2 meq/100g; la conductividad eléctrica es menor que 2; y el drenaje interno es muy drenado.

**Feozem lúvico**

Morfología. Horizonte $A_1$ tiene una profundidad de 0-22 cm; el color en húmedo es pardo oscuro (7.5YR 3/4); con un 38% de arcilla, 24% de limo y 38% de arena; presenta una textura migajón arcilloso; un pH en agua (1:1) de 6.1; la materia orgánica se presenta con 4.7%; la capacidad de intercambio catiónico es de 37.0 meq/100g; la conductividad eléctrica es menor que 2; y el drenaje interno moderadamente drenado. Horizonte $B_{2t}$ tiene un profundidad de 22-60 cm; el color, en húmedo, es pardo rojizo (5YR 4/4); con un 56% de arcilla, 22% de limo y 22% de arena; presenta una textura arcillosa; un pH en agua (1:1) de 6.5; la materia orgánica se presenta con 0.8%; la capacidad de intercambio catiónico es de 51.5 meq/100g; la conductividad eléctrica es menor que 2; y el drenaje interno moderadamente drenado.

**Andosoles**

Son suelos que ocupan el 12% de la superficie estatal, están distribuidos en la zona norte de la entidad, ocupando una franja ininterrumpida de poniente a oriente. Son suelos sueltos, inmaduros, con profundidades mayores de 50 cm, con pH ligeramente ácido llegando en ocasiones hasta la neutralidad, ubicados en topografía accidentada y de fácil erosión caracterizando áreas donde ha habido una reciente actividad volcánica, todos son de textura media, presentan fases líticas someras y profundas y en el oriente, pedregosas.

**Andosol húmico**

Morfología. Horizonte $A_1$ tiene un profundidad de 0-33 cm; el color en húmedo es negro oscuro

(10YR 2/1); con un 20% de arcilla, 28% de limo y 52% de arena; presenta una textura de migajón arenoso; un pH en agua (1:1) de 6.2; la materia orgánica se presenta con 12.5%; la capacidad de intercambio catiónico es de 7.2 meq/100g; la conductividad eléctrica es menor que 2. Horizonte $B_1$ tiene un profundidad de 33-125 cm; el color en húmedo es negro (10YR 2/1); con un 10% de arcilla, 34% de limo y 56% de arena; presenta una textura de migajón arenoso; un pH en agua (1:1) de 6.3; la materia orgánica se presenta con 10.7%; la capacidad de intercambio catiónico es de 6.2 meq/100g; la conductividad eléctrica es menor que 2; y el drenaje interno drenado.

**Andosol mólico**

Morfología. Horizonte $A_1$ tiene una profundidad de 0-30 cm; el color en húmedo es pardo grisáceo muy oscuro (10YR 3/2); con un 12% de arcilla, 30% de limo y 50% de arena; presenta una textura de migajón arenoso; un pH en agua (1:1) de 6.6; la materia orgánica se presenta con 4.1%; la capacidad de intercambio catiónico es de 11.5 meq/100g; la conductividad eléctrica es menor que 2; y el drenaje interno drenado. Horizonte AB tiene una profundidad de 30-60 cm; el color en húmedo es pardo grisáceo muy oscuro (10YR 3/2); con un 12% de arcilla, 34% de limo y 54% de arena; presenta una textura de migajón arenoso; un pH en agua (1:1) de 6.9; la materia orgánica se presenta con 3.6%; la capacidad de intercambio catiónico es de 17.3 meq/100g; la conductividad eléctrica es menor que 2; y el drenaje interno drenado.

Horizonte $B_1$ tiene una profundidad de 60-125 cm; el color en húmedo es pardo grisáceo muy oscuro (10YR 3/2); con un 12% de arcilla, 36% de limo y 52% de arena; presenta una textura migajón arenoso; un pH en agua (1:1) de 7.0; la materia orgánica se presenta con 3.4%; la capacidad de intercambio catiónico es de 17.3 meq/100g; la conductividad eléctrica es menor que 2; y el drenaje interno drenado.

**Andosol ócrico**

Morfología. Horizonte $A_1$ tiene una profundidad de 0-17 cm; el color en húmedo es pardo grisáceo muy oscuro (10YR 3/2); con un 26% de arcilla, 32% de limo y 42% de arena; presenta una textura fina; un pH en agua (1:1) de 5.5; la materia orgánica se presenta con 1.7%; la capacidad de intercambio catiónico es de 28.0 meq/100g; la conductividad eléctrica es menor que 2; y el drenaje interno moderadamente drenado. Horizonte $B_1$ tiene una profundidad de 17-34 cm; el color en húmedo es pardo grisáceo muy oscuro (10YR 3/2); con un 26% de arcilla, 25% de limo y 50% de arena; presenta una textura migajón arcillo-arenoso; un pH en agua (1:1) de 5.6; la materia orgánica se presenta con 0.9%; la capacidad de intercambio catiónico es de 28.5 meq/100g; la conductividad eléctrica es menor que 2; y el drenaje interno moderadamente drenado.

**Regosoles**

Representan el 10% del estado de Morelos, son poco desarrollados, poseen una baja capacidad de retención de humedad, son fáciles de erosionarse, poseen una baja fertilidad, formados por materiales no consolidados y blandos; presentan muy poco contenido de materia orgánica en el horizonte A, por lo que se consideran poco evolucionados hasta que no se constituya una estructura estable característica de un horizonte B, carecen de horizonte de diagnóstico; el color en seco en general, es café y café rojizo obscuro en húmedo, presentan una coloración clara, con gran parecido a la roca sobre la que subyacen. Por lo general son de textura media y presentan fases dúricas, líticas y gravosas.

**Vertisoles**

Estos suelos ocupan el 21 % de la superficie estatal, se caracterizan por tener más del 40 % de arcilla, dominando la arcilla montmorillonita que en tiempo de lluvias se expande, con lo que sus poros se cierran y el suelo se vuelve chicloso; contrariamente en la época de secas, el suelos se endurece y agrieta.

**Acrisoles**

Son suelos muy ácidos, presentan un horizonte arcilloso, producto del lavado y redepositación de la arcilla del horizonte superior A. Su característica principal es la de poseer un horizonte B con un contenido de arcilla mucho mayor que el horizonte A. Son de fases físicas dúrica y lítica. A la vez que

de textura media.

**Acrisol húmico**

Morfología. Horizonte $A_1$ tiene una profundidad de 0-20 cm; el color en húmedo es pardo oscuro rojizo (5YR 3/4); con un 44% de arcilla, 22% de limo y 34% de arena; presenta una textura arcillosa; un pH en agua (1:1) de 6.0; la materia orgánica se presenta con 6.3%; la capacidad de intercambio catiónico es de 41.3 meq/100g; la conductividad eléctrica es menor que 2; y el drenaje interno moderadamente drenado. Horizonte $B_2$ tiene una profundidad de 20-50 cm; el color en húmedo es rojo amarillento (5YR 4/8); con un 62% de arcilla, 16% de limo y 22% de arena; presenta una textura arcillosa; un pH en agua (1:1) de 5.6; la materia orgánica se presenta con 0.5%; la capacidad de intercambio catiónico es de 43.0 meq/100g; la conductividad eléctrica es menor que 2; y el drenaje interno moderadamente drenado.

**Acrisol órtico**

Morfología. Horizonte $A_1$ tiene una profundidad de 0-11 cm; el color en húmedo es pardo oscuro rojizo (5YR 3/4); con un 18% de arcilla, 28% de limo y 54% de arena; presenta una textura migajón arenoso; un pH en agua (1:1) de 5.9; la materia orgánica se presenta con 10.0%; la capacidad de intercambio catiónico es de 45.5 meq/100g; la conductividad eléctrica es menor que 2; y el drenaje interno moderadamente drenado. Horizonte $B_{21t}$ tiene una profundidad de 11-47 cm; el color en húmedo es rojo amarillento (5YR 4/6); con un 42% de arcilla, 24% de limo y 34% de arena; presenta una textura arcillosa; un pH en agua (1:1) de 6.1; la materia orgánica se presenta con 0.7%; la capacidad de intercambio catiónico es de 34.5 meq/100g; la conductividad eléctrica es menor que 2; y el drenaje interno moderadamente drenado.

**Castañozem**

Son suelos que tienen un perfil A, C. Presentan como característica una capa superior de color pardo o rojizo oscura, rica en materia orgánica y nutrientes, así como una acumulación de caliche suelto o ligeramente cementoso en el subsuelo. Tienen fases físicas pedregosa y lítica. Son de textura media.

**Castañozem cálcico**

Morfología. Horizonte $A_1$ tiene una profundidad de 0-25 cm; el color en húmedo es pardo oscuro rojizo (5YR 2.5/3); con un 32% de arcilla, 32% de limo y 36% de arena; presenta una textura migajón arcilloso; un pH en agua (1:1) de 7.8; la materia orgánica se presenta con 6.0%; la capacidad de intercambio catiónico es de 39.0 meq/100g; la conductividad eléctrica es menor que 2; y el drenaje interno drenado. Horizonte $B_{21}$ tiene una profundidad de 25-40 cm; el color en húmedo es rojo amarillento (5YR 5/6); con un 44% de arcilla, 40% de limo y 16% de arena; presenta una textura arcillosa; un pH en agua (1:1) de 7.8; la materia orgánica se presenta con 1.8%; la capacidad de intercambio catiónico es de 31.5 meq/100g; la conductividad eléctrica es menor que 2; y el drenaje interno drenado. Horizonte $B_{22}$ tiene una profundidad de 40-67 cm; el color en húmedo es rojo amarillento (5YR 5/6); con un 46% de arcilla, 40% de limo y 14% de arena; presenta una textura arcillosa; un pH en agua (1:1) de 7.8; la materia orgánica se presenta con 1.1%; la capacidad de intercambio cationico es de 28.8 meq/100g; la conductividad eléctrica es menor que 2; y el drenaje interno drenado. Horizonte $B_{23}$ tiene una profundidad de 67-125 cm; el color en húmedo es pardo claro rojizo (5YR 6/4); con un 46% de arcilla, 38% de limo y 16% de arena; presenta una textura arcillosa; un pH en agua (1:1) de 7.9; la materia orgánica se presenta con 0.1%; la capacidad de intercambio catiónico es de 32.5 meq/100g; la conductividad eléctrica es menor que 2; y el drenaje interno drenado.

**Litosoles**

Estos suelos son muy delgados (menos de 10 cm), Son de textura media, pocos desarrollados, pedregosos de topografía accidentada y susceptible a la erosión.

**Rendzina**

Son suelos que no tienen más de 50 cm de profundidad, de color oscuro debido a la materia orgánica que presentan inmediatamente por encima de la roca madre y subyacente inmediatamente a material calcáreo o caliza o rica en material en cal. Todas presenta una fase física

lítica somera a excepción de los de Oriente, que son de fase física petrocálcica somera. Sus limitaciones para la explotación agrícola son su espesor medio. Topografía cerril y ser fácilmente erosionables, se considera que el uso más adecuado es el silvícola.

**Rendzinas en fase lítica**

Morfología. Horizonte $A_{11}$ tiene una profundidad de 0-25 cm; el color en húmedo es negro (10YR 2/1); con un 50% de arcilla, 6% de limo y 44% de arena; presenta una textura arcillosa; un pH en agua (1:1) de 7.1; la materia orgánica se presenta con 11.6%; la capacidad de intercambio catiónico es de 47.7 meq/100g; la conductividad eléctrica es menor que 2; y el drenaje interno imperfectamente drenado.

**Chernozem**

Son suelos en los que, a una profundidad de por lo menos 15 cm, el horizonte A, de color negro, se convierte de modo gradual en el horizonte B, de color pardo, con una marcada línea de separación se transforma a su vez en el horizonte C, de color claro, tienen un buen contenido de material orgánico y más profundidad, tienen de moderada o alta concentración de caliza pulvurenta.

**Chernozem cálcico en fase lítica profunda**

Morfología. Horizonte A tiene una profundidad de 0-28 cm; el color en húmedo es gris muy oscuro (10YR 3/1); con un 28% de arcilla, 26% de limo y 46% de arena; presenta una textura migajón arcillo-arenoso; un pH en agua (1:1) de 7.8; la materia orgánica se presenta con 2.8%; la capacidad de intercambio catiónico es de 22.0 meq/100g; y el drenaje interno drenado.

**Chernozem háplico**

Morfología. Horizonte $A_1$ tiene una profundidad de 0-25 cm; el color en húmedo es gris oscuro (5YR 4/1); con un 44% de arcilla, 20% de limo y 36% de arena; presenta una textura arcillosa; un pH en agua (1:1) de 7.6; la materia orgánica se presenta con 3.8%; la capacidad de intercambio catiónico es de 56.3 meq/100g; la conductividad eléctrica es menor que 2; y el drenaje interno moderadamente drenado. Horizonte $B_{21}$ tiene una profundidad de 25-75 cm; el color en húmedo es pardo rojizo oscuro (5YR 3/2); con un 52% de arcilla, 22% de limo y 26% de arena; presenta una textura arcillosa; un pH en agua (1:1) de 8.0; la materia orgánica se presenta con 0.1%; la capacidad de intercambio catiónico es de 48.8 meq/100g; la conductividad eléctrica es menor que 2; y el drenaje interno moderadamente drenado.

**Luvisoles**

Estos suelos se caracterizan por tener una abundante acumulación de arcillas en el subsuelo, en cantidades suficientes para producir un horizonte arcilloso. Son de estructura fina, con partículas redondeadas y buena porosidad, presentan color amarillo y tiene fase lítica somera.

**Luvisol crómico en fase pedregosa**

Morfología. Horizonte A tiene un profundidad de 0-13 cm; el color en húmedo es pardo rojizo oscuro (5YR 3/2); con un 34% de arcilla, 28% de limo y 38% de arena; presenta una textura migajón arcilloso; un pH en agua (1:1) de 7.3; la materia orgánica se presenta con 8.0%; la capacidad de intercambio catiónico es de 31.3 meq/100g; la conductividad eléctrica es menor que 2; y el drenaje interno drenado. Horizonte B tiene una profundidad de 13-65 cm; el color en húmedo es pardo rojizo (5YR 5/3); con un 26% de arcilla, 34% de limo y 40% de arena; presenta una textura fina; un pH en agua (1:1) de 7.9; la materia orgánica se presenta con 1.7%; la capacidad de intercambio catiónico es de 15.5 meq/100g; la conductividad eléctrica es menor que 2; y el drenaje interno drenado.

**Fluvisoles**

El perfil de los fluvisoles está formado por horizontes A y B. (la ausencia del B indicativa de que el suelo es joven) es característica de suelos desarrollados a partir de aluviones, o sobre pendientes rocosas muy inclinadas. Tienen textura gruesa. Sus materiales son siempre acarreados por el agua. Tienen como substrato a las rocas sedimentarias (areniscas, conglomerado, lutitas y arcillas) del Cretácico y Terciario.

**Fluvisol calcárico**

Morfología. Horizonte $C_{11}$ tiene una profundidad de 0-40 cm; el color en húmedo es pardo oscuro grisáceo (10YR 4/2); con un 16% de arcilla, 20% de

limo y 64% de arena; presenta una textura migajón arenoso; un pH en agua (1:1) de 8.0; la materia orgánica se presenta con 1.3%; la capacidad de intercambio catiónico es de 14.2 meq/100g; la conductividad eléctrica es menor que 2; y el drenaje interno muy drenado. Horizonte $C_{12}$ tiene una profundidad de 40-120 cm; el color en húmedo es pardo oscuro grisáceo (10YR 4/2); con un 22% de arcilla, 28% de limo y 50% de arena; presenta una textura migajón arcillo-arenoso; un pH en agua (1:1) de 8.0; la materia orgánica se presenta con 1.6%; la capacidad de intercambio catiónico es de 15.5 meq/100g; la conductividad eléctrica es menor que 2; y el drenaje interno muy drenado.

**Fluvisol eutrico**

Morfología. Horizonte $A_1$ tiene una profundidad de 0-8 cm; el color en húmedo es pardo oscuro (7.5YR 4/2); con un 22% de arcilla, 28% de limo y 50% de arena; presenta una textura migajón arcillo-arenoso; un pH en agua (1:1) de 8.1; la materia orgánica se presenta con 3.4%; la capacidad de intercambio catiónico es de 17.0 meq/100g; la conductividad eléctrica es menor que 2; y el drenaje interno muy drenado. Horizonte $AC_{11}$ tiene una profundidad de 8-22 cm; el color en húmedo es pardo oscuro (7.5YR 3/2); con un 16% de arcilla, 22% de limo y 62% de arena; presenta una textura migajón arenoso; un pH en agua (1:1) de 8.0; la materia orgánica se presenta con 0.8%; la capacidad de intercambio catiónico es de 11.3 meq/100g; la conductividad eléctrica es menor que 2; y el drenaje interno muy drenado. Horizonte $AC_{12}$ tiene una profundidad de 22-52 cm; el color en húmedo es pardo oscuro (7.5YR 3/2); con un 24% de arcilla, 30% de limo y 46% de arena; presenta una textura fina; un pH en agua (1:1) de 8.2; la materia orgánica se presenta con 2.1%; la capacidad de intercambio cationico es de 16.8 meq/100g; la conductividad eléctrica es menor que 2; y el drenaje interno muy drenado. Horizonte $AC_{13}$ tiene una profundidad de 52-80 cm; el color en húmedo es pardo oscuro (7.5YR 3/2); con un 18% de arcilla, 24% de limo y 58% de arena; presenta una textura migajón arenoso; un pH en agua (1:1) de 8.4; la materia orgánica se presenta con 0.9%; la capacidad de intercambio catiónico es de 13.3 meq/100g; la conductividad eléctrica es menor que 2; y el drenaje interno muy drenado.

**Cambisoles**

Son suelos jóvenes. Poco desarrollados. Tienen un horizonte de color pardo llamado "cámbico" que está sujeto a una tranformación progresiva hacia horizontes denominados "spódicos", por enriquecimiento de elementos orgánicos y minerales. Se han desarrollado sobre rocas volcánicas. Son de clase textural media y presentan fase física pedregosa y dúrica.

**Cambisol cálcico**

Morfología. Horizonte A tiene una profundidad de 0-20 cm; el color en húmedo es pardo oscuro (10YR 3/3); con un 16% de arcilla, 20% de limo y 64% de arena; presenta una textura migajón arenoso; un pH en agua (1:1) de 8.1; la materia orgánica se presenta con 2.7%; la capacidad de intercambio catiónico es de 16.8 meq/100g; la conductividad eléctrica es menor que 2; y el drenaje interno drenado.

**Cambisol crómico**

Morfología. Horizonte $A_1$ tiene una profundidad de 0-11 cm; el color en húmedo es pardo oscuro (7.5YR 4/2); con un 28% de arcilla, 34% de limo y 38% de arena; presenta una textura migajón arcilloso; un pH en agua (1:1) de 6.3; la materia orgánica se presenta con 1.2%; la capacidad de intercambio catiónico es de 25.0 meq/100g; la conductividad eléctrica es menor que 2; y el drenaje interno imperfectamente drenado.

Horizonte $B_2$ tiene una profundidad de 11-55 cm; el color en húmedo es pardo oscuro (10YR 4/3); con un 32% de arcilla, 30% de limo y 38% de arena; presenta una textura migajón arcilloso; un pH en agua (1:1) de 6.6; la materia orgánica se presenta con 1.0%; la capacidad de intercambio catiónico es de 32.0 meq/100g; la conductividad eléctrica es menor que 2; y el drenaje interno imperfectamente drenado.

**Cambisol dístrico**

Morfología. Horizonte $A_1$ tiene una profundidad de 0-28 cm; el color en húmedo es gris muy oscuro

(10YR 3/1); con un 12% de arcilla, 22% de limo y 66% de arena; presenta una textura migajón arenoso; un pH en agua (1:1) de 5.6; la materia orgánica se presenta con 0.6%; la capacidad de intercambio catiónico es de 12.8 meq/100g; la conductividad eléctrica es menor que 2; y el drenaje interno moderadamente drenado.

Horizonte $B_{21}$ tiene una profundidad de 28-86 cm; el color en húmedo es pardo oscuro amarillento (10YR 3/4); con un 18% de arcilla, 24% de limo y 58% de arena; presenta una textura migajón arenoso; un pH en agua (1:1) de 7.6; la materia orgánica se presenta con 0.8%; la capacidad de intercambio catiónico es de 19.5 meq/100g; y el drenaje interno moderadamente drenado.

**Cambisol eutrico en fase gravosa**

Morfología. Horizonte $A_{11}$ tiene una profundidad de 0-21 cm; el color en húmedo es pardo grisáceo muy oscuro (10YR 3/2); con un 12% de arcilla, 26% de limo y 62% de arena; presenta una textura migajón arenoso; un pH en agua (1:1) de 6.0; la materia orgánica se presenta con 0.8%; la capacidad de intercambio catiónico es de 6.8 meq/100g; la conductividad eléctrica es menor que 2 y el drenaje interno moderadamente drenado. Horizonte $B_{21}$ tiene una profundidad de 21-31 cm; el color en húmedo es pardo oscuro (10YR 3/3); con un 23% de arcilla, 24% de limo y 56% de arena; presenta una textura migajón arcillo-arenoso; un pH en agua (1:1) de 6.4; la materia orgánica se presenta con 0.7%; la capacidad de intercambio catiónico es de 13.0 meq/100g; la conductividad eléctrica es menor que 2; y el drenaje interno moderadamente drenado.

**Cambisol húmico**

Morfología. Horizonte $A_{11}$ tiene una profundidad de 0-26 cm; el color en húmedo es pardo grisáceo muy oscuro (10YR 3/2); con un 16% de arcilla, 26% de limo y 58% de arena; presenta una textura migajón arenoso; un pH en agua (1:1) de 5.9; la materia orgánica se presenta con 1.1%; la capacidad de intercambio catiónico es de 10.0 meq/100g; la conductividad eléctrica es menor que 2; y el drenaje interno moderadamente drenado. Horizonte $A_{12}$ tiene una profundidad de 26-51 cm; el color en húmedo es pardo grisáceo muy oscuro (10YR 3/2); con un 22% de arcilla, 26% de limo y 52% de arena; presenta una textura migajón arcillo-arenoso; un pH en agua (1:1) de 5.9; la materia orgánica se presenta con 1.0%; la capacidad de intercambio catiónico es de 12.0 meq/100g; la conductividad eléctrica es menor que 2; y el drenaje interno moderadamente drenado.

**HIDROLOGÍA**

El agua dulce en el mundo es un recurso escaso y en peligro, esto debido a la alta concentración de la población humana y por el acelerado deterioro de los recursos acuáticos y por una distribución desigual de la misma, en donde la mayor parte se distribuye en Asia y Sudamérica con 13500 y 12 000 $Km^3$ por año respectivamente (Toledo, 2002). Esto provocará estrés en la población por la falta de este líquido, sin embargo, el incremento de la población no es el único que ha provocado este problema, sino que los patrones de consumo predominantes en los países desarrollados y en vías de desarrollo han generado una mayor demanda de agua per cápita (Bunge, 2010). Debe tenerse en cuenta que si bien el 70 % de la superficie de nuestro planeta está cubierto por agua sólo un 2.5% de esa agua dulce. Sólo 0.26% resulta accesible para el hombre en ríos, lagos y otros reservorios; mientras que 2.24% se encuentra congelada en las zonas polares como la Antártida y Groenlandia (Pichs, 2004). La irrigación ha sido con mucho el mayor consumidor de agua en el mundo; cerca del 69% (483 $m^3$/persona/año); seguido por la industria con aproximadamente 23% (161 $m^3$/persona/año) y solamente el 8% del agua dulce se encuentra disponible para el uso doméstico (56 $m^3$/persona/año) equivalente a 153 litros por persona al día (Toledo, 2002). Pero la disponibilidad de los recursos acuáticos están determinadas por: 1). su variabilidad a lo largo del año entre las regiones naturales y económicas del planeta y 2). Por la cantidad de agua superficial y subterránea.

**Hidrología Superficial**

El estado de Morelos queda comprendido, en parte, en la región hidrológica Río Balsas, formada de dos cuencas, la de los ríos Amacuzac (con subcuencas intermedias: río Bajo Amacuzac; río Cuautla; río Yautepec; río Apatlaco; río Tembembe y río Alto

Amacuzac) y Atoyac (ver cuadro 1). La aportación de esta última es mínima, ya que sólo registra los escurrimientos que drenan hacia la corriente del mismo nombre, teniendo su aprovechamiento máximo en Puebla. La única subcuenca intermedia es la del río Nexapa.

El volumen medio anual aportado por todas las corrientes superficiales de Morelos es de 2 374 millones de $m^3$ y se considera como la disponibilidad total de agua para la entidad, calculándose que de dicho volumen el 86.5% es susceptible de aprovecharse (Secretaría de Recursos Hidráulicos, 1976); los cuerpos de agua continentales se dividen en dos grandes grupos, que son los lóticos (ríos, arroyos) y los lénticos (bordos, embalses, lagos). En la República Mexicana existen 13 935 cuerpos de agua lénticos, de los cuales el mayor número se localiza en la zona geoecónomica Centro-Occidente, que incluye a los estados de Jalisco y Michoacán, y un número menor en importancia está en las regiones Centro-Sur y Norte (Lambarri, 1987), donde se encuentran los bordos permanentes y temporales, también llamados jagüeyes, que ocupan el 67.13% de los cuerpos hídricos y cubren 188 781 hectáreas, las cuales representan el 14.74% de la superficie inundada de aguas epicontinentales. En Morelos los reservorios como presas y bordos temporales, abarcan alrededor de 183 cuerpos de agua temporales y permanentes, waunque aproximadamente en el 84% de los casos se trata de sistemas temporales con dimensiones menores a diez hectáreas (Arredondo-Figueroa y García-Calderón, 1982).

Silva y Espinoza (1991) mencionan que en términos globales, Morelos dispone de 1 800 millones de $m^3$/año de agua superficial y 790 millones de m3/año de subterránea renovable. La extracción actual para los diferentes usuarios alcanza los 900 millones de $m^3$/año, por lo que el volumen de agua en el estado es suficiente para apoyar su desarrollo en el largo plazo. Sin embargo, esta situación es engañosa, ya que la mayor proporción del agua se sitúa al final de las cuencas, en los límites con el estado de Guerrero; además de su desigual distribución geográfica, resiente ya problemas por sobreexplotación y contaminación. En las partes altas, a pesar de que la precipitación es abundante, el agua de lluvia se filtra rápidamente y no puede aprovecharse de manera económica. Así, cuando el agua es escasa, la importancia de los cuerpos de agua pequeños aumenta de acuerdo con sus múltiples usos como son: el riego agrícola y el abastecimiento de agua para las actividades de uso doméstico, el ganado, la pesca y la acuicultura, que se encuentran juntos pero no están integrados en la mayoría de los casos (Hernández-Avilés, *et al*., 2007) y que juegan un papel importante en la vida de muchas personas en Morelos.

Sobre el mismo particular, Aguilar, 1990, efectuó el cálculo de disponibilidad total, extracción y consumo de agua para las décadas de 1980, 1990 y 2000 en Morelos los cuales se muestran en el cuadro 1. Asimismo, Aguilar (1990), agrega que los escurrimientos superficiales y subterráneos dependen, en forma directa, de la estructura geológica. Los materiales ígneos del norte de Morelos son muy permeables, por lo que favorecen la infiltración.

En los contactos litológicos del centro de la entidad aparecen multitud de manantiales, que se abastecen del agua infiltrada con anterioridad en la parte septentrional, resumiendo, el capital hidrológico en Morelos depende básicamente de tres factores:

a) posición geográfica, b) relieve y c) las actividades

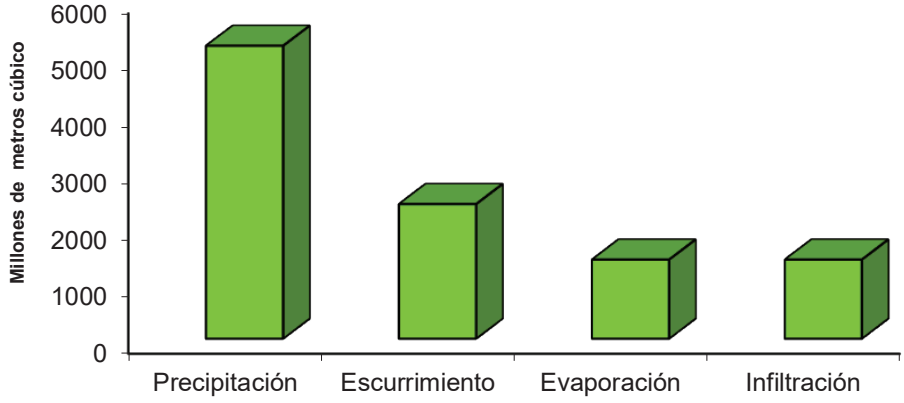
del hombre, mismo que se encuentra distribuido de la siguiente manera: La entidad recibe una precipitación media anual de 1 045 mm, superior a la media nacional de 777 mm por año, misma que equivaldría a 5 164 millones de $m^3$, se transforma en 2 374 millones de $m^3$ de escurrimientos, otros 1395 millones se infiltran, alimentando a los acuíferos y los restantes 1395 millones de $km^3$ se evaporan (gráfica 5). Cantidades que se obtienen de ríos, arroyos, barrancas, canales, lagos, embalses, manantiales, balnearios y cascadas que integran las cuencas que conforman la entidad, aseveraciones con las que coincide Oswald (1999).

Se calcula que 67% del volumen de agua extraída en el estado se utiliza en la agricultura; 17% en los usos urbanos; 15% en el sector industrial, que incluye los ingenios azucareros; y finalmente, las actividades recreativas y la acuacultura que participan con un consumo mínimo.

El agua se utiliza mediante 1045 obras hidráulicas, en su mayoría pozos y presas derivadoras y, en menor escala, tomas directas y abrevaderos. La infraestructura para suministro de agua potable está representada por 345 sistemas. La que se almacena (Morelos posee depósitos con 90 millones de $m^3$ de capacidad) se emplea fundamentalmente en la irrigación y en la acuacultura; para esta última actividad cuenta con un total de 1654 hectáreas de espejo de agua (incluyendo la laguna de Coatetelco, con 200 has que registra problemas de almacenamiento).

| | EXTRACCIÓN | | | | CONSUMO | | | |
|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| DÉCADA | TOTAL | RIEGO | TODOS LOS USOS MENOS RIEGO | TOTAL | TOTAL | RIEGO | TODOS LOS USOS MENOS RIEGO | TOTAL |
| 1980 | 2374.0 | 745.4 | 277.6 | 1023.0 | 2374.0 | 633.6 | 54.5 | 688.1 |
| 1990 | 2374.0 | 790 | 391.3 | 1181.3 | 2374.0 | 671.0 | 88.3 | 759.3 |
| 2000 | 2374.0 | 836 | 1452.6 | 2288.6 | 2374.0 | 710.0 | 131.6 | 841.6 |

Tabla 1. Balance de agua por décadas (millones de $m^3$).




**Gráfica 5. Capital Hidrológico del estado de Morelos. Tomado de Aguilar, 1990.**

El abastecimiento de agua a las poblaciones de Morelos está representado por la extracción de 154 millones de $m^3$/año, de los cuales debido a un nivel de eficiencia actual de 63.6% se abastecen 98 millones de $m^3$/año. De esta cifra, el 54.6% se destina a áreas urbanas y el restante 45.4% a zonas rurales. El municipio de Cuernavaca representa 47% de abastecimiento estatal y 86% de las zonas urbanas, con 46 millones de $m^3$/año (Silva y Espinoza, 1991).

Como servicio adicional al de agua potable, existe el de alcantarillado que, se estima, da servicio al 50% de la población (tanto con alcantarillado propiamente dicho como con fosas sépticas y de absorción). En la ciudad de Cuernavaca, el 70% de la población cuenta con este servicio, pero algunas regiones del estado, particularmente en la serranía del Ajusco, carecen de él, por lo que resuelven sus necesidades de drenaje por medio de bordos construidos para actividades pecuarias.

Las actividades turísticas demandan en promedio 20 millones de $m^3$/año (20.6%) del abastecimiento estatal de agua potable. En el sector agropecuario, la extracción de agua para irrigación de 46 000 has (más 15 000 has de doble cultivo) asciende a 609 millones de $m^3$/año, de los cuales 76% corresponde a superficial y 24% a subterránea. Los principales problemas detectados son el déficit de agua en la época seca del año, tenencia y atomización de la tierra, contaminación por descargas de aguas residuales en los sistemas hidrológicos, organización campesina e ineficiencia de la infraestructura.

La industria, con una demanda de 137 millones de $m^3$/año (105 correspondientes a los ingenios), ha tenido un vigoroso crecimiento y ha producido efectos negativos derivados de la contaminación y concentración de la demanda de agua.

La generación de energía con minicentrales es una opción para el uso integral del agua en Morelos; se estima que es posible producir por ese medio 10 Mw, cantidad suficiente para abastecer de fluido eléctrico a 250 mil habitantes, sobre todo de comunidades aisladas en las que la extensión de redes de transmisión no es económicamente factible.

Oswald (1999), comenta que en los últimos años, la contaminación ha sido el principal factor negativo en el empleo de agua, el mejoramiento de las condiciones de salud, de reproducción y de calidad de vida. Agrega que las actividades agropecuarias, la erosión del suelo y las acciones humanas aportan grandes cantidades de contaminantes a los cuerpos de agua. Las descargas domésticas contienen una gran cantidad de materia orgánica y nutrientes, mismos que una vez que llegan a los cuerpos receptores contribuyen al crecimiento de microorganismos que consumen el oxígeno y producen malos olores y anoxia.

Sobre el particular, Ramírez (1992) caracterizó química y bacteriológicamente el agua de consumo doméstico en Cuernavaca, Morelos, reportando que 48% de los sitios muestreados presentaron parámetros fuera de norma y que los niveles de contaminación observados fueron leve y grave. Dentro de los metales identificados, el plomo mostró niveles elevados, lo mismo que el cadmio, hierro, manganeso y zinc, se encontraron en concentraciones elevadas aunque en menor número de sitios de muestreo. Recalca que adquieren particular trascendencia los resultados obtenidos por la capacidad tóxica que poseen algunos de los compuestos identificados. Los fenoles por ejemplo son tóxicos con actividad mutagénica, los nitritos por su parte influyen en la calidad del agua porque intervienen en la potabilidad de esta, los niveles elevados de estos son indicadores de contaminación por microorganismos, pudiendo ser patógenos. Los índices de cadmio, plomo, arsénico y selenio resultaron altos, el estudio microbiológico reportó que el 85% de los sitios muestreados resultaron NO potables, en el 59.2% de las muestras la cuenta de coliformes totales llegó a incontables.

**Hidrología Subterránea**

El agua subterránea es el agua subsuperficial localizada debajo del nivel freático, en suelos y formaciones geológicas completamente saturadas. Los acuíferos son aquellas formaciones geológicas que tienen la permealidad adecuada por porosidad y fracturamiento para transmitir y producir agua (Aguilar, 1999).

Morelos está casi totalmente rodeado por relieves endógenos volcánicos acumulativos; por la altitud

y permealidad de las rocas, las principales zonas de recarga de acuíferos se localizan en las sierras del Chichinautzin, Zempoala y Nevada, en ellas afloran derrames lávicos fracturados, intercalados con depósitos piroclásticos semiconsolidados.
La dirección predominante del flujo de agua subterránea es de norte-sur y norte-suroeste. Otra zona de recarga, menos importante, se ubica en el complejo oligomiocénico volcánico del sur de Morelos, integrado por rocas ígneas extrusivas que corresponden a las sierras de San Gabriel, Tilzapotla y Huautla. El norte y sur de Morelos son zonas de recarga y el centro de descarga, con la presencia de una depresión relativa en el suroeste de la entidad, hacia la que fluyen la mayoría de los escurrimientos superficiales y subterráneos.

La unidad geohidrológica de material consolidado con posibilidades altas se sitúa en el relieve endógeno volcánico acumulativo de coladas lávicas, del valle de Cuernavaca. Está constituida por basaltos de porosidad y permeabilidad alta. La unidad geohidrológica de material consolidado con posibilidades bajas corresponde a casi todas las geoformas endógenas y endógenas modeladas, integradas por rocas ígneas, sedimentarias y metamórficas.

La unidad geohidrológica de material no consolidado con posibilidades altas, se localiza en las partes oriental y occidental de Morelos. La zona oriental se vincula con el relieve exógeno acumulativo del piedemonte del plan de Amilpas; está constituida por clastos aluviales de permeabilidad alta. La zona occidental corresponde al relieve exógeno acumulativo del "glacis" de Buenavista, y al relieve exógeno acumulativo de planicie aluvial, ambos formados por sedimentos acarreados y depositados por corrientes fluviales.
La unidad geohidrológica de material no consolidado, con posibilidades medias, abarca una pequeña parte de Morelos, ubicada al norte del valle Lorenzo Vázquez y al oriente del poblado de San Juan Chinameca. Corresponde al relieve exógeno acumulativo de planicie aluvial, la unidad geohidrológica de material no consolidado, con posibilidades bajas, pertenece al relieve endógeno modelado de ladera volcánica con erosión fuerte, integrado por brechas y tobas andesíticas que presentan fracturamiento intenso.
Según Molina (1991), citado por Aguilar (1998), "el acuífero del valle de Cuernavaca se forma por una zona de recarga, un acuífero superior, un paquete de formaciones confinantes y un acuífero profundo. El grupo Chichinautzin y la formación Cuernavaca constituyen el acuífero superior. El grupo Balsas y las formaciones Tepoztlán y Mexcala, actúan como confinantes. Las formaciones Cuautla y Morelos forman el acuífero inferior. La formación Tepoztlán constituye una barrera al flujo subterráneo que circula en las rocas del grupo Chichinautzin, propiciando su división, una parte fluye hacia el acuífero Cuautla-Yautepec y otra rumbo al valle de Cuernavaca. Cortés y Vázquez (1991), realizaron un estudio por medio de técnicas isotópicas, en el que mencionan que en el acuífero superior del valle de Cuernavaca, (actualmente en explotación) el tiempo de residencia es menor de 40 años.

El estudio de la SARH (1980 b) manifiesta que los aprovechamientos más significativos de agua subterránea del acuífero del valle de Cuernavaca, se encuentran concentrados en la capital de la entidad y en la Civac, y que en términos generales el agua es de buena calidad para uso potable, agrícola e industrial. En contraste, Salgado *et al* (1989), afirman que las aguas subterráneas del acuífero del valle de Cuernavaca se han deteriorado por la infiltración de aguas domésticas descargadas a través de pozos de absorción y por el tipo de suelo predominante.

En relación con la parte del acuífero del valle de Cuernavaca constituido por materiales basálticos del grupo Chichinautzin, se infiere que ésta unidad tiene transmisividad alta derivada de su fracturamiento, sin embargo, su capacidad de almacenamiento es baja sin afectar aparentemente el comportamiento entre esta unidad y la del material granular de la formación Cuernavaca. La recarga del acuífero (basáltico), se lleva a cabo principalmente por la infiltración del agua de lluvia. Dada la gran extensión superficial de estos afloramientos, se captan importantes volúmenes de agua que son descargados a través de los manantiales existentes. En los materiales granulares de la formación Cuernavaca, que

alojan al acuífero, se localiza la mayor parte de las captaciones existentes, siendo el bombeo la principal descarga del mismo, la recarga se realiza por el flujo subterráneo y por la infiltración vertical en el área. Los niveles freáticos al aproximarse a la superficie, han dado origen a balnearios como los de Itzamatitlán, El Recreo, Oaxtepec, El Bosque, Las Estacas, El Rollo, San Ramón, Ex hacienda de Temixco, Palo Bolero, Apotla, Iguazú, Real de San Nicolás y Los Naranjos.

En las cabeceras de los sistemas fluviales de los ríos Yautepec, Apatlaco y Tembembe que pertenecen a la zona de recarga del acuífero del valle de Cuernavaca, las interrelaciones del suelo, relieve, roca y vegetación, unidas a la precipitación pluvial anual de 1,200 mm en promedio, permiten una infiltración entre el 80 y 90 por ciento. El agua escurre por gravedad hacia el sur dentro de las tefras del grupo Chichinautzin y dentro de los depósitos clásticos continentales poco consolidados de la formación Cuernavaca, debido a su porosidad primaria y secundaria, así como a su relativa juventud, lo que da lugar al brote de líquido al entrar en contacto con unidades de roca mesozoicas tales como la formación Morelos, la formación Mexcala, el grupo Balsas, constituidas por rocas sedimentarias que son menos permeables. Así se originan los manantiales de Ahueyapan, las fuentes, San Gaspar y Huauchiles, en Jiutepec; Chapultepec, El Túnel, Pilancón, Tezontepec y Gualupita, en Cuernavaca. Existen también manantiales que se originan en la misma cabecera de la cuenca del Apatlaco, como el Tepeite, que se ubica en un paraje boscoso denominado de la misma manera. El agua de este manantial, en la actualidad abastece algunas colonias de la parte noroeste de la conurbación de Cuernavaca, menciona que "Al noroeste y en la montaña, está el manatial de Tepeyte que surte de agua a la parte occidental de la ciudad, y que se denomina A*gua de San Pedro* para diferenciarla de la de *Gualupita*".

Varios de los manantiales de Morelos como los del Túnel han sido rodeados por el incontrolable crecimiento de las áreas urbanas con el consecuente peligro de que las aguas residuales domésticas lleguen a contaminar los flujos subterráneos. Por ejemplo, Santos (1997) al escribir sobre la historia del agua potable en Cuernavaca, comenta como a finales del siglo XIX se entubó el líquido de algunos manantiales como el que existía en la calle céntrica de matamoros. Por esta razón, a fin de salvar una de las últimas fuentes que afloran de manera natural cerca del centro de la capital de la entidad, sería conveniente convertir en parque urbano ecológico el terreno baldío donde se ubican los manantiales de Tezontepec, al este de la avenida Vicente Guerrero, en la colonia reforma de Cuernavaca.

En el trabajo presentado por Niedzielski (1991), se advierte que existen conexiones directas entre los acuíferos del valle de Cuernavaca con el acuífero del valle de Cuautla-Yautepec. La cabecera de los sistemas fluviales de los ríos Cuautla y Nexpa, que corresponde a la zona de recarga del acuífero del valle de Cuautla-Yautepec, están circundadas por volcanes. El más prominente es el Popocatépetl. El agua de sus deshielos corre por los lechos de barrancas en su descenso hacia el sur. En el talud y planicie de los escurrimientos mencionados, en zonas de contacto litológico entre formaciones permeables e impermeables, las corrientes subterráneas afloran con profusión en manantiales como los de Agua Hedionda, Las Tazas, El Almeal, Santa Rosa, Los Sabinos en Cuautla y los de Atotonilco en Tepalcingo y Las Pilas en Jonacatepec. Solís (1988), presenta una descripción amena de los manantiales mencionados en Cuautla.

Sobre la base del estudio de la SARH (1982), se deduce que la formación Tlayecac, ubicada en el Popocatépetl, integra la zona de recarga principal de los acuíferos del valle de Cuautla-Yautepec y del valle de Axochiapan-Tepalcingo; la Riodacita Popocatépetl y el grupo Balsas forman barreras al flujo de agua que circula a través de la formación Tlayecac, desviándolo hacia el este y oeste, rumbo a los acuíferos mencionados.

Según el estudio de la SARH (1981 b), la mayor parte de la recarga del acuífero del valle de Cuautla-Yautepec, proviene de las formaciones basálticas que se encuentran en el abanico comprendido entre los poblados de Tlayacapan y Yecapixtla; otra parte de la recarga aunque no tan cuantiosa, parece provenir de la zona que se encuentra al sur de este

último poblado. El flujo proveniente de las zonas mencionadas fluye en su mayor parte hacia la zona de Cuautla, donde se le une el flujo procedente del sur de Yecapixtla, para drenar hacia el río Cuautla. La parte restante de la descarga fluye hacia el río Yautepec.

De acuerdo con el estudio de la SARH (1989), en el valle de Cuautla-Yautepec se encuentran acuíferos constituidos por clastos no consolidados de rocas volcánicas fracturadas y calizas arrecifales. En la parte norte y oriental del valle, por rocas volcánicas del grupo Chichinautzin que forman acuíferos "colgados" con niveles freáticos muy someros, que contienen agua de buena calidad y sostienen la descarga de los manantiales localizados en el área de Oaxtepec. Los materiales aluviales y las rocas volcánicas que conforman el acuífero superior, de geometría irregular y espesor de hasta 150 metros en el área de Yautepec, el cual es captado por la mayoría de los pozos existentes en la zona de que se trata. Contiene agua de calidad para todo uso, aunque en el área de Cuautla su porción superior está contaminada por la infiltración de agua residual urbana. El acuífero inferior, que esta compuesto por calizas cretácicas de las formaciones Cuautla y Morelos, descarga en parte a través de los manantiales de las Tazas y las Estacas. En el área de Oacalco se encuentra en condición de arteseanismo brotante. La recarga de los acuíferos es en conjunto superior a los 400 millones de metros cúbicos por año y es originada principalmente en áreas montañosas; la mayor parte de este volumen transita y es descargado por el acuífero calizo regional, que funciona como dren de los acuíferos. Por lo anterior, es factible extraer cantidades adicionales de agua subterránea del valle de Cuautla-Yautepec, tanto del acuífero superior como del calizo, aunque la disponibilidad de agua es mucho mayor en este último.

Los depósitos Clásticos Continentales constituyen el acuífero que actualmente se explota en el valle de Axochiapan-Tepalcingo; la Granadiorita Jantetelco (Cerro Gordo y Sierra del Camello), y la diorita Xalostoc (skam), géneticamente impermeables por ser intrusivos, son barreras al flujo subterráneo, que está confinado por la formación Mezcala. Jaimes-Palomera y Cortés (1991), advierten una circulación "kárstica", donde el líquido circula perfectamente a lo largo de los planos de la estratificación de las formaciones Cuautla y Morelos que funcionan como drenes subterráneos. Estos últimos, en el acuífero de Axochiapan-Tepalcingo se extiende más haya del límite suroccidental de Morelos, hacia Puebla, lo que se favorece ya que la geoforma plana del sureste de la entidad, ha facilitado que el agua subterránea aflore fuera de Morelos y porque las regiones relativamente planas de la cuenca del Nexpa estuvieron cubiertas por lagos a fines de la era Mesozoica, y los materiales arenosos del fondo de dichas áreas lacustres facilitan la infiltración.

Según el estudio de la SARH (1980 a), el acuífero del valle Axochiapan-Tepalcingo, desde el punto de vista hidrogeológico presenta dos unidades acuíferas, la primera contituida por los materiales clásticos de origen volcánico y la segunda integrada por materiales calcáreos de la formación Morelos. La mayor parte de las captaciones existentes están localizadas en el acuífero granular constituido por los materiales clásticos de origen volcánico. Puesto que el acuífero granular se encuentra rodeado en forma lateral y subterránea por la formación Tlayecac, la cual tiene carácter semipermeable, el volumen de alimentación subterránea está condicionado por la permeabilidad de dicha formación, siendo en consecuencia reducida.

En el mismo estudio de la SARH (1980 a) relacionado con el valle de Axochiapan-Tepalcingo, se advierte que la capacidad instalada de bombeo excede sus posibilidades de alimentación. Dada la ubicación de las captaciones presentes, las condiciones geohidrológicas desfavorables y la magnitud de la recarga existente, se considera que el límite de producción del acuífero se encuentra ya rebasado, por lo que la extracción actual incluye ya volúmenes de agua procedentes del almacenamiento del acuífero, mismo que se traduce en un abatimiento paulatino de los niveles de agua. Puesto que las entradas al acuífero son interceptadas y rebasadas, se encuentra en una situación de sobreaprovechamiento. El río Nexpa funciona como dren del acuífero en cuestión.

En el bloque diagramático de la porción centro norte de Morelos incluido en el estudio de la SARH

(1980 a), se advierte que la zona de recarga está conformada por las coladas de piroclastos del grupo Chichinautzin y que los volúmenes infiltrados fluyen hacia el sur, alimentando en el trayecto a las formaciones permeables Cuernavaca, Cuautla y Morelos y que al encontrarse a la formación Tepoztlán, el flujo es desviado hacia el oriente y occidente de la entidad.

La SARH (1891 a) presenta un estudio geohidrológico preliminar del valle de Zacatepec, en el estado de Morelos, en el que se analiza una porción comprendida entre los paralelos 18° 20' y los 18°40' de latitud norte y entre los meridianos 99° 00' y 99° 30' de longitud oeste, cubriendo un área aproximada de un 1,100 $Km^2$ abarcando los municipios de Amacuzac, Jojutla y Tlaltizapán y parte parcial de Mazatepec, Puente de Ixtla, Tetecala, Tlaltizapán y Zacatepec, en los que la actividad económica principal es la agricultura de caña de azúcar y arroz. Ésta región presenta una serie de afloramientos de sedimentos de origen marino hacia sus flancos, que en conjunto forman sierras alargadas con dirección predominante noreste-suroeste, lo que constituye en la porción nororiental del río Amacuzac una serie de plegamientos.

En el territorio estudiado por la SARH (1981 a), correspondiente al acuífero del valle de Zacatepec, se detectaron 10 unidades litoestratigráficas, con comportamientos geohidrológicos específicos, entre los que destaca el grupo Chichinautzin, en el cual se ubica la mayoría de los manantiales con los más altos caudales, y el grupo Balsas que tiene un comportamiento geohidrológico variable ya que sus materiales volcánicos son permeables mientras que los de tipo calcáreo son impermeables. Las áreas favorables para la extracción de agua están aledañas a los poblados de Cuauchichinola y Puente de Ixtla. La calidad del agua subterránea es buena para todos los usos, con concentraciones de sólidos totales disueltos que varían de 583 a 1,384 ppm.

El acuífero del valle de Zacatepec que se encuentra en equilibrio, se forma por zonas de recarga y descarga, un acuífero superior, un paquete de formaciones confinantes y un acuífero profundo. La zona de recarga está localizada en rocas ígneas extrusivas terciarias del grupo Buena Vista y la Riolita Tilzapotla que corresponden a las sierras de San Gabriel y Tilzapotla. La segunda se ubica en el valle mencionado en materiales sedimentarios de las formaciones Cuautla y Morelos. El grupo Balsas y la formación Mexcala actúan como confinantes de los acuíferos superior y profundo; integrados por la formación Cuernavaca y el grupo Balsas respectivamente.

**LITERATURA CITADA**


Aguilar, B. S. 1998. *Ecología del estado de Morelos. Un enfoque geográfico*. Editorial Praxis. México. 169-189.

Aguilar. B. S. 1990. *Dimensiones ecológicas del estado de Morelos*. Centro regional de Investigaciones Multidisciplinarias, UNAM. Cuernavaca, Morelos. México. 135-146 p.

Arredondo-Figueroa, J. L. y García-Calderón, J. L. 1982. La conducta físico.química y el rendimiento pesquero de un estanque temporal tropical utilizado para la piscicultura extensiva en el estado de Morelos. Rev. Latin. de Acui. (12): 1-28.

Athié, L. M. 1987. Calidad y cantidad de agua en México, 3, Universo Veintiuno, México, D. F.

Beltrán, B. M. 1990. *Evaluación de la sequía intraestival en el estado de Morelos*. Facultad de Ciencias Biológicas, Universidad Autónoma del Estado de Morelos. Cuernavaca, Morelos. 34 p.

Bunge, V. 2010. La presión hídrica en las cuencas de México. *Las cuencas hidrográficas de México: diagnóstico y priorización*, 88-91.

Carta estatal de suelos del estado de Morelos. Escala 1:250 000

Carta estatal de suelos del estado de Morelos. Escala 1:250 000

Carta estatal del uso actual del suelo estado de Morelos. Escala 1:250 000

Flores, E. M. 1984. *Efectos de la sequía intraestival en la producción de los cultivos de temporal en el estado de Michoacán*. Tesis Licenciatura en

Geografía. Facultad de Filosofía y Letras, UNAM.

México. 100 p.

Florescano, E. y S. Swan. 1995. *Breve Historia de la Sequía en México*. Dirección Editorial, Universidad Veracruzana. Xalapa, Ver. 245 p.

García, A. E. 1987. Modificaciones al sistema de clasificación climática de Köppen (para adaptarlo a las condiciones de la República Mexicana). Offset Larios. México. 217 p.

García, A. E. 1965. Distribución de la precipitación en la República Mexicana. Publ. Inst. Geogr.. UNAM. Vol. I, México. p. 78.

Guerrero G. M. A. 1993. Suelos agropecuarios del estado de Morelos. Producción y rendimiento. Centro de Investigaciones Multidisciplianarias, UNAM. Cuernavaca Mor., 318 p.

Hernández-Avilés, J. S., García Calderón, J. L., & Lanza Espino, G. D. L. (2007). Propuesta de clasificación limnológica de pequeños cuerpos de agua basada en el clima, en la región tropical: México. Investigaciones geográficas, (64), 63-74.

León A. R. 1991. Nueva edafología. Regiones tropicales y áreas templadas de México.2ª. Edición. Distribuciones Fontamara 107.

Oswald, S. U. 1999. Fuenteovejuna o caos ecológico. Centro Regional de Investigaciones Multidisciplinarias, UNAM. Cuernavaca, Morelos. 87-113 p.

Page, J. L. 1930. Climate of México. En: Monthly Weather Review. Supp. No. 23 U. S. Dept. of Agr. Washington, p. 25.

Pichs, R. 2004. Subdesarrollo, déficit de agua dulce y deterioro ambiental. Centro De Investigaciones de la Economía Mundial, 82, 111.

Ramírez, P. M. 1992. Caracterización química y bacteriológica del agua de consumo doméstico en el municipio de Cuernavaca, Mor.: identificación de microorganismos por sus características serológicas. Tesis Profesional. Facultad de Ciencias Químicas e Industriales. Universidad Autónoma del Estado de Morelos. Cuernavaca, Mor. 64 p.

Reyna, T. T. 1970. Relaciones entre la sequía intraestival y algunos cultivos de México. Serie Cuadernos. Instituto de Geografía, UNAM. México. 65 p.

Reyna, T. T. y M. Taboada S. 1995. Distribución y duración de la sequía intraestival en el estado de Morelos. Memorias del Primer Taller de Estudio de País: México. México ante el cambio climático. Instituto Nacional de Ecología, U. S. Country Studies Program. Coordinación de la Investigación Científica y Centro de Ciencias de la Atmósfera. México, D. F. p. 175-181.

Sánchez, S. R. y J. M. Espinoza R. 1991. Agua, su uso y los recursos naturales en el estado de Morelos. En: Tapia, U. M. (coord..) Primeras jornadas de investigación en el estado de Morelos. Centro Regional de Investigaciones Multidisciplinarias, UNAM. Cuernavaca, Mor. 67-74 p.

Secretaría de Programación y Presupuesto. 1981. Síntesis Geográfica de Morelos. Coordinación General de los Servicios Nacionales de Estadística, Geografía e Informática. México.

Taboada, S. M., R. Oliver G. y T. Reyna T. 1993. Manual de precipitación del estado de Morelos. Facultad de Ciencias Biológicas, Universidad Autónoma del Estado de Morelos. Cuernavaca, Mor. 59 p.

Toledo, A. (2002). El agua en México y el mundo. Gaceta Ecológica, (64), 9-18.

Vidal, Z. R. 1980. Relación Clima-cultivos en el estado de Morelos. Instituto de Geografía, UNAM. México. 95 p.

Wallen, C. C. 1955. Some characteristics of precipitation in Mexico. En: Geografíska Annaler. p. 55.

## ANEXO

**Cuadro 1.** Valores de temperatura media anual, mes más frío y mes más caliente.

| Estaciones | Anual (°C) | Mes más frío (°C) | | Mes más caliente (°C) | |
|---|---|---|---|---|---|
| Achichipico | 21.3 | Enero | 18.8 | Mayo | 24.0 |
| Alpuyeca | 20.5 | Enero | 15.7 | Mayo | 23.9 |
| Amacuzac | 23.4 | Enero | 20.2 | Mayo | 26.6 |
| Apancingo | 23.6 | Enero | 21.2 | Mayo | 26.5 |
| Apapasco | 9.8 | Enero | 6.7 | Mayo | 12.2 |
| Atlatlahucan | 20.0 | Enero | 18.8 | Mayo | 21.4 |
| Axochiapan | 22.0 | Enero | 18.4 | Mayo | 25.7 |
| Campo Exp. Zacatepec | 23.8 | Enero | 20.3 | Mayo | 27.0 |
| Coatlán del Río | 25.2 | Enero | 21.5 | Mayo | 25.6 |
| Cuautla | 21.4 | Enero | 18.8 | Mayo | 24.1 |
| Cuautlita | 24.6 | Dic. | 21.6 | Mayo | 27.8 |
| Cuernavaca | 20.6 | Enero | 18.7 | Mayo | 23.0 |
| El Higuerón | 22.3 | Enero | 19.5 | Mayo | 24.7 |
| El Limón | 22.2 | Dic. | 19.7 | Abril | 25.2 |
| El Rodeo | 23.6 | Enero | 21.1 | Mayo | 26.7 |
| Huajintlán | 25.1 | Dic. | 22.1 | Mayo | 27.6 |
| Huautla | 24.3 | Enero | 22.8 | Mayo | 25.7 |
| Huecahuasco | 17.7 | Enero | 15.9 | Abril | 20.3 |
| Hueyapan | 16.2 | Enero | 14.2 | Mayo | 18.7 |
| Huitzilac | 12.4 | Enero | 9.9 | Mayo | 14.1 |
| Jojutla de Juárez | 24.5 | Enero | 21.8 | Mayo | 26.6 |
| Jonacatepec de Leandro Valle | 22.5 | Enero | 19.6 | Mayo | 25.6 |
| La Cuera | 23.0 | Enero | 20.2 | Mayo | 25.3 |
| Miacatlán | 23.6 | Dic. | 20.8 | Mayo | 26.7 |
| Moyotepec | 22.3 | Enero | 20.0 | Mayo | 24.3 |
| Oaxtepec | 22.2 | Enero | 19.2 | Mayo | 25.2 |
| Ocuituco | 20.6 | Enero | 18.0 | Mayo | 23.3 |
| Palpan | 21.3 | Enero | 19.6 | Mayo | 23.8 |
| Progreso | 21.8 | Enero | 19.7 | Mayo | 24.9 |
| Puente de Ixtla | 24.9 | Enero | 21.1 | Mayo | 28.3 |
| San Gabriel las Palmas | 24.9 | Dic. | 21.7 | Mayo | 27.5 |
| San Juan Tlacotenco | 15.7 | Enero | 13.9 | Abril | 18.4 |
| San Pablo Hidalgo | 24.2 | Enero | 20.7 | Mayo | 28.2 |
| Temilpa | 23.3 | Enero | 20.5 | Mayo | 26.2 |

| | | | | | |
|---|---|---|---|---|---|
| Temixco | 23.1 | Dic. | 20.6 | Mayo | 26.0 |
| Tequesquitengo | 24.3 | Enero | 20.9 | Mayo | 28.0 |
| Tetela del Volcán | 16.7 | Enero | 14.8 | Mayo | 19.3 |
| Tepalcingo de Hidalgo | 23.1 | Enero | 20.0 | Mayo | 25.9 |
| Tetelcingo | 22.6 | Dic. | 20.9 | Mayo | 24.6 |
| Ticumán | 23.4 | Enero | 20.0 | Mayo | 26.6 |
| Tilzapotla | 26.5 | Enero | 23.9 | Mayo | 29.9 |
| Tlacotepec | 19.7 | Dic. | 17.5 | Mayo | 22.5 |
| Tlacualera | 13.8 | Enero | 11.7 | Mayo | 16.1 |
| Tlayacapan | 20.1 | Enero | 17.5 | Mayo | 22.9 |
| Totolapan | 18.1 | Enero | 16.3 | Mayo | 20.9 |
| Tres Cumbres | 14.2 | Dic. | 11.6 | Mayo | 16.3 |
| Xicatlacotla | 25.1 | Enero | 21.3 | Mayo | 29.2 |
| Xoxocotla | 22.6 | Enero | 20.2 | Mayo | 26.8 |
| Yautepec | 19.9 | Enero | 16.1 | Mayo | 23.1 |
| Yecapixtla | 20.1 | Enero | 17.6 | Mayo | 23.0 |
| Zacatepec | 24.0 | Enero | 20.4 | Mayo | 27.1 |

**Cuadro 2.** Temperaturas máximas y mínimas promedio.

| Estaciones | Máxima promedio (°C) | Mínima promedio (°C) | Estaciones | Máxima promedio (°C) | Mínima promedio (°C) |
|---|---|---|---|---|---|
| Achichipico | 29.6 | 13.5 | Ocuituco | 29.3 | 8.8 |
| Alpuyeca | 32.6 | 15.8 | Palpan | 28.5 | 13.9 |
| Amacuzac | 34.2 | 11.8 | Progreso | 32.0 | 11.4 |
| Apancingo | 34.5 | 12.0 | Puente de Ixtla | 34.5 | 14.6 |
| Apapasco | 18.2 | 1.4 | San Gabriel las Palmas | 34.7 | 15.1 |
| Atlatlahucan | 29 | 10.8 | San Juan Tlacotenco | 24.3 | 8.4 |
| Axochiapan | 34 | 9.1 | San Pablo Hidalgo | 35.6 | 12.4 |
| Campo Exp. Zacatepec | 32.2 | 14.9 | Temilpa | 32.5 | 13.8 |
| Coatlán del Río | 34.6 | 17.5 | Temixco | 31.3 | 14.8 |
| Cuautla | 31.7 | 14.9 | Tequesquitengo | 32.5 | 16.0 |
| Cuautlita | 35.1 | 13.8 | Tetela del Volcán | 24.2 | 10.0 |
| Cuernavaca | 26.8 | 15.1 | Tepalcingo de Hidalgo | 32.5 | 13.5 |
| El Higuerón | 32.8 | 11.9 | Tetelcingo | 30.7 | 14.5 |
| El Limón | 32.0 | 11.9 | Ticumán | 33.3 | 13.3 |
| El Rodeo | 30.9 | 15.9 | Tilzapotla | 35.5 | 17.7 |
| Huajintlán | 36.0 | 15.2 | Tlacotepec | 28.0 | 11.4 |

| | | | | | |
|---|---|---|---|---|---|
| Huautla | 32.8 | 16.3 | Tlacualera | 20.0 | 8.1 |
| Huecahuasco | 27.9 | 10.7 | Tlayacapan | 30.8 | 9.3 |
| Hueyapan | 26.3 | 6.2 | Totolapan | 29.2 | 7.6 |
| Huitzilac | 18.5 | 5.8 | Tres Cumbres | 17.0 | 2.6 |
| Jojutla de Juárez | 34.7 | 14.2 | Xicatlacotla | 34.8 | 14.9 |
| Jonacatepec de Leandro Valle | 31.6 | 14.5 | Xoxocotla | 34.1 | 12.1 |
| La Cuera | 33.7 | 11.3 | Yautepec | 30.3 | 11.9 |
| Miacatlán | 34.4 | 12.0 | Yecapixtla | 27.9 | 12.1 |
| Moyotepec | 31.5 | 13.1 | Zacatepec | 33.3 | 14.3 |
| Oaxtepec | 30.1 | 14.3 | | | |

**Cuadro 3.** Oscilación anual de temperatura.

| Estaciones | Oscilación Térmica (°C) | Estaciones | Oscilación Térmica (°C) |
|---|---|---|---|
| Achichipico | 5.2 | Ocuituco | 5.3 |
| Alpuyeca | 8.2 | Palpan | 4.2 |
| Amacuzac | 6.4 | Progreso | 5.2 |
| Apancingo | 5.3 | Puente de Ixtla | 7.2 |
| Apapasco | 5.5 | San Gabriel las Palmas | 5.8 |
| Atlatlahucan | 2.6 | San Juan Tlacotenco | 4.5 |
| Axochiapan | 7.3 | San Pablo Hidalgo | 7.5 |
| Campo Exp. Zacatepec | 6.7 | Temilpa | 5.7 |
| Coatlán del Río | 4.1 | Temixco | 5.4 |
| Cuautla | 5.3 | Tequesquitengo | 7.1 |
| Cuautlita | 6.2 | Tetela del Volcán | 4.5 |
| Cuernavaca | 4.3 | Tepalcingo de Hidalgo | 5.9 |
| El Higuerón | 5.2 | Tetelcingo | 3.7 |
| El Limón | 5.5 | Ticumán | 6.6 |
| El Rodeo | 5.6 | Tilzapotla | 6.0 |
| Huajintlán | 5.5 | Tlacotepec | 5.0 |
| Huautla | 2.9 | Tlacualera | 4.4 |
| Huecahuasco | 4.4 | Tlayacapan | 5.4 |
| Hueyapan | 4.5 | Totolapan | 4.6 |
| Huitzilac | 4.2 | Tres Cumbres | 4.7 |
| Jojutla de Juárez | 4.8 | Xicatlacotla | 7.9 |
| Jonacatepec de Leandro Valle | 6.0 | Xoxocotla | 6.6 |

| | | | |
|---|---|---|---|
| La Cuera | 5.1 | Yautepec | 7.0 |
| Miacatlán | 5.9 | Yecapixtla | 5.4 |
| Moyotepec | 4.3 | Zacatepec | 6.7 |
| Oaxtepec | 6.0 | | |

**Cuadro 4.** Precipitación total anual.

| Estaciones | Precipitación total anual (mm) | Mes mas húmedo | Precip. (mm) | Mes más seco | Precip. (mm) | % de lluvia invernal |
|---|---|---|---|---|---|---|
| Achichipico | 1137.2 | Julio | 252.8 | Dic. | 4.1 | 2.18 |
| Alpuyeca | 760.1 | Junio | 195.6 | Abril | 6.0 | 2.27 |
| Amacuzac | 967.7 | Junio | 235.2 | Dic. | 2.0 | 2.41 |
| Apancingo | 924.5 | Junio | 231.3 | Dic. | 0.9 | 1.00 |
| Apapasco | 1468.2 | Junio | 284.8 | Enero | 7.5 | 2.58 |
| Atlatlahucan | 910.7 | Junio | 202.3 | Marzo | 4.0 | 1.87 |
| Axochiapan | 863.2 | Junio | 195.7 | Dic. | 3.3 | 1.98 |
| Campo Exp. Zacatepec | 840.6 | Junio | 192.5 | Febrero | 2.2 | 2.74 |
| Coatlán del Río | 923.7 | Junio | 205.5 | Marzo | 2.7 | 1.65 |
| Cuautla | 925.2 | Sept. | 197.0 | Dic. | 2.8 | 2.87 |
| Cuautlita | 754.6 | Junio | 188.5 | Dic. | 1.0 | 2.76 |
| Cuernavaca | 1145.8 | Junio | 240.6 | Dic. | 3.2 | 1.60 |
| El Higuerón | 693.8 | Junio | 166.8 | Marzo | 0.3 | 0.79 |
| El Limón | 805.3 | Junio | 204.6 | Dic. | 0.9 | 1.88 |
| El Rodeo | 925.5 | Junio | 205.0 | Febrero | 2.5 | 1.55 |
| Huajintlán | 1011.6 | Sept. | 231.0 | Dic. | 2.0 | 1.67 |
| Huautla | 885.2 | Junio | 194.4 | Dic. | 0.7 | 1.40 |
| Huecahuasco | 1249.0 | Junio | 259.9 | Dic. | 3.7 | 2.45 |
| Hueyapan | 1173.7 | Junio | 245.5 | Feb. | 7.2 | 2.50 |
| Huitzilac | 1509.1 | Agosto | 351.1 | Dic. | 10.4 | 3.18 |
| Jojutla de Juárez | 864.9 | Junio | 211.3 | Febrero | 1.4 | 1.38 |
| Jonacatepec de Leandro Valle | 840.7 | Junio | 189.3 | Dic. | 2.1 | 1.70 |
| La Cuera | 783.7 | Junio | 185.9 | Febrero | 1.4 | 1.54 |
| Miacatlán | 631.4 | Sept. | 173.2 | Febrero | 0.8 | 2.78 |
| Moyotepec | 732.4 | Junio | 159.3 | Marzo | 1.5 | 1.91 |
| Oaxtepec | 884.0 | Junio | 202.0 | Dic. | 1.4 | 2.86 |
| Ocuituco | 1217.6 | Sept. | 254.2 | Feb. | 4.1 | 1.85 |
| Palpan | 1145.8 | Julio | 243.6 | Dic. | 7.0 | 2.71 |

| | | | | | | |
|---|---|---|---|---|---|---|
| Progreso | 918.0 | Junio | 188.7 | Marzo | 1.9 | 2.12 |
| Puente de Ixtla | 862.6 | Junio | 184.5 | Feb. | 2.1 | 1.28 |
| San Gabriel las Palmas | 1389.7 | Junio | 300.8 | Feb. | 3.4 | 1.40 |
| San Juan Tlacotenco | 1588.7 | Julio | 413.3 | Dic. | 6.7 | 2.95 |
| San Pablo Hidalgo | 759.7 | Junio | 186.6 | Dic. | 1.6 | 2.48 |
| Tecomalco | 850.5 | Sept. | 233.6 | Dic. | 0.7 | 1.90 |
| Temilpa | 900.6 | Junio | 189.8 | Feb. | 3.0 | 2.33 |
| Temixco | 886.9 | Junio | 197.5 | Feb. | 3.3 | 2.31 |
| Tequesquitengo | 818.0 | Junio | 187.6 | Marzo | 2.2 | 1.78 |
| Tetela del Volcán | 1076.2 | Junio | 223.1 | Dic. | 3.3 | 1.65 |
| Tepalcingo de Hidalgo | 819.5 | Junio | 181.7 | Dic. | 2.5 | 2.36 |
| Tetelcingo | 795.0 | Junio | 170.1 | Feb. | 1.9 | 1.05 |
| Ticumán | 845.8 | Junio | 192.7 | Feb. | 2.9 | 2.38 |
| Tilzapotla | 905.2 | Junio | 194.0 | Feb. | 1.4 | 1.48 |
| Tlacotepec | 1002.0 | Junio | 224.8 | Marzo | 4.7 | 2.46 |
| Tlacualera | 843.4 | Julio | 186.1 | Dic. | 5.9 | 3.04 |
| Tlayacapan | 1048.4 | Sep. | 243.3 | Feb. | 5.9 | 1.86 |
| Totolapan | 1061.5 | Julio | 222.4 | Dic. | 7.2 | 5.03 |
| Tres Cumbres | 1677.8 | Julio | 391.8 | Dic. | 8.9 | 2.99 |
| Xicatlacotla | 791.6 | Junio | 187.4 | Dic. | 1.3 | 2.09 |
| Xoxocotla | 722.6 | Junio | 170.9 | Dic. | 0.9 | 1.84 |
| Yautepec | 884.5 | Sept. | 188.7 | Feb. | 3.6 | 2.27 |
| Yecapixtla | 1055.4 | Junio | 225.6 | Dic. | 3.5 | 2.36 |
| Zacatepec | 831.5 | Junio | 187.7 | Feb. | 1.6 | 1.77 |

**Cuadro 5.** Tipología climática de acuerdo a la clasificación climática de Köppen, modificado por García (1989) y aplicado por Taboada (2015).

| Estaciones | Tipología climática | Estaciones | Tipología climática |
|---|---|---|---|
| Achichipico | (A)C($w_1$")(w)a(i')g | Ocuituco | (A)C($w_2$")(w)a(i')g |
| Alpuyeca | $Aw_0$"(w)(i')g | Palpan | A(C)$w_2$"(w)ig |
| Amacuzac | $Aw_0$"(w)(i')g | Progreso | (A)C($w_1$")(w)a(e)g |
| Apancingo | $Aw_0$"(w)(i')g | Puente de Ixtla | $Aw_0$"(w)(i')g |
| Apapasco | C($w_2$")(w)b'(i')g | San Gabriel | $Aw_0$"(w)(i')g |
| Atlatlahucan | A(C)$w_1$"(w)ig | San Juan Tlacotenco | (A)C($w_2$")(w)a(i')g |
| Axochiapan | $Aw_0$"(w)(e)g | San Pablo Hidalgo | $Aw_0$"(w)(i')g |
| Campo Exp. Zacatepec | $Aw_0$"(w)(i')g | Tecomalco | $Aw_0$"(w)(i')g |
| Coatlán del Río | $Aw_0$"(w)(i')g | Temilpa | $Aw_0$"(w)(i')g |

| | | | |
|---|---|---|---|
| Cuautla | $Aw_1$"(w)(i')g | Temixco | $Aw_0$"(w)(i')g |
| Cuautlita | $Aw_0$"(w)(i')g | Tequesquitengo | $Aw_0$"(w)(e)g |
| Cuernavaca | A(C)$w_2$"(w)ig | Tetela del Volcán | C($w_2$")(w)big |
| El Higuerón | $Aw_0$"(w)(i')g | Tepalcingo | $Aw_0$"(w)(e)g |
| El Limón | $Aw_0$"(w)(e)g | Tetelcingo | $Aw_0$"(w)(i')g |
| El Rodeo | $Aw_0$"(w)(i')g | Ticumán | $Aw_0$"(w)(e)g |
| Huajintlán | $Aw_0$"(w)(e)g | Tilzapotla | $Aw_0$"(w)(i')g |
| Huautla | $Aw_0$"(w)(e)g | Tlacotepec | (A)C($w_2$")(w)a(i')g |
| Huecahuasco | (A)C($w_1$")(w)a(i')g | Tlacualera | C($w_2$")(w)b(i')g |
| Hueyapan | (A)C($w_2$")(w)a(i')g | Tlayacapan | (A)C($w_1$")(w)big |
| Huitzilac | C($w_2$")(w)big | Totolapan | (A)C($w_1$")(w)a(i')g |
| Jojutla de Juárez | $Aw_0$"(w)(i')g | Tres Cumbres | C($w_2$")(w)b(i')g |
| Jonacatepec | $Aw_0$"(w)(i')g | Xicatlacotla | $Aw_0$"(w)(e)g |
| La Cuera | $Aw_0$"(w)(e)g | Xoxocotla | $Aw_0$"(w)(e)g |
| Miacatlán | $Aw_0$"(w)(e)g | Yautepec | (A)C($w_1$")(w)a(e)g |
| Moyotepec | $Aw_0$"(w)(i')g | Yecapixtla | (A)C($w_1$")(w)a(i')g |
| Oaxtepec | A(C)$w_0$"(w)(i')g | Zacatepec | $Aw_0$"(w)(i')g |

**Descripción climática:**

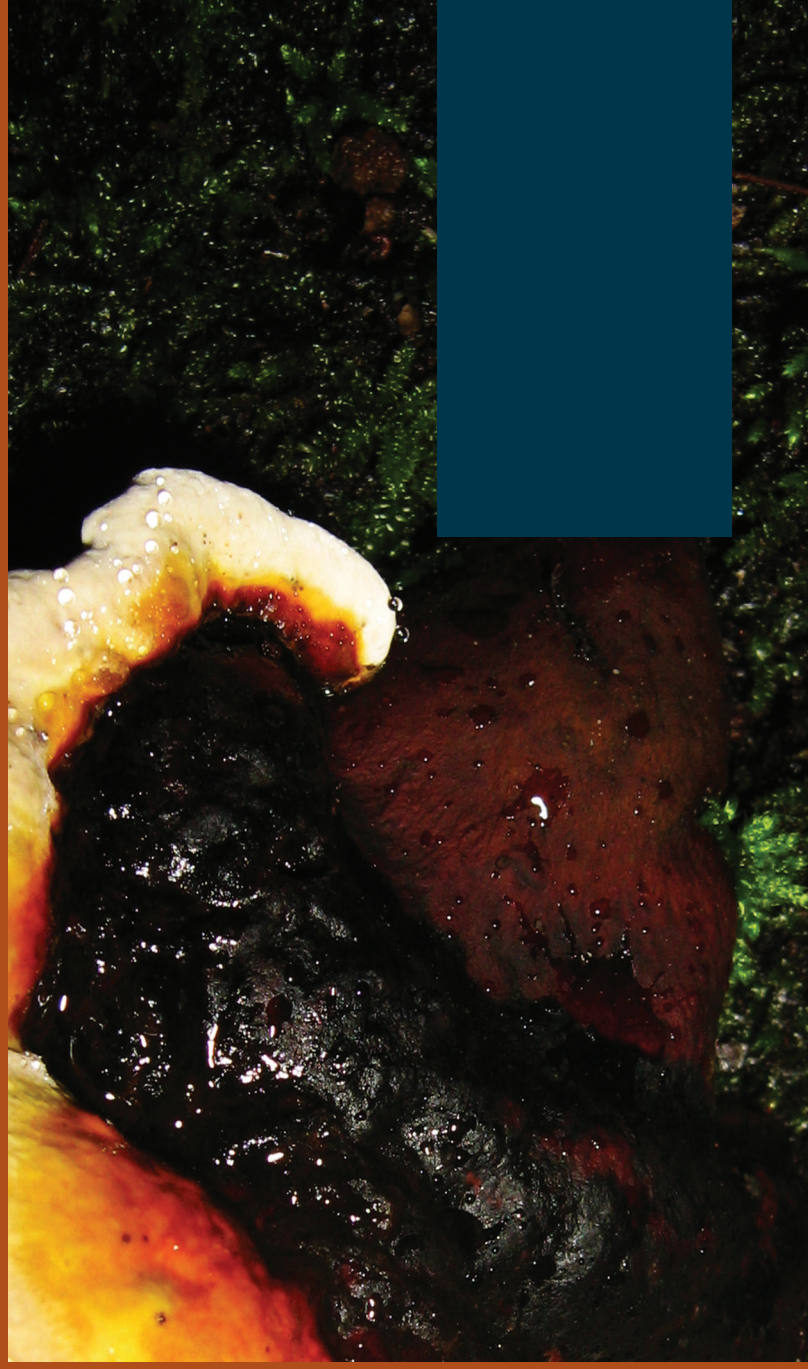
| | |
|---|---|
| $Aw_0$"(w)(i')g | Cálido, con lluvias en verano, el más seco de los subhúmedos, con canícula, % de lluvia invernal menor de cinco, poca oscilación térmica y marcha de la temperatura tipo ganges. |
| $Aw_0$"(w)(e)g | Cálido, con lluvias en verano, el más seco de los subhúmedos, con canícula, % de lluvia invernal menor de cinco, extremoso y marcha de la temperatura tipo ganges |
| $Aw_1$"(w)(i')g | Cálido, con lluvias en verano, el intermedio de los subhúmedos, con canícula, % de lluvia invernal menor de cinco, poca oscilación térmica y marcha de la temperatura tipo ganges |
| A(C)$w_0$"(w)(i')g | Semicálido, el más fresco de los cálidos, con lluvias en verano, el más seco de los subhúmedos, con presencia de canícula, % de lluvia invernal menor de cinco, verano fresco y largo, poca oscilación térmica y marcha de la temperatura tipo ganges. |
| A(C)$w_1$"(w)ig | Semicálido, el más fresco de los cálidos, con lluvias en verano, el intermedio de los subhúmedos, con presencia de canícula, % de lluvia invernal menor de cinco, verano fresco y largo, isotermal y marcha de la temperatura tipo ganges. |
| A(C)$w_2$"(w)ig | Semicálido, el más fresco de los cálidos, con lluvias en verano, el más húmedo de los subhúmedos, con presencia de canícula, % de lluvia invernal menor de cinco, verano fresco y largo, isotermal y marcha de la temperatura tipo ganges. |
| (A)C($w_1$")(w)a(i')g | Semicálido, el más cálido de los templados, con lluvias en verano, el intermedio de los subhúmedos, con canícula, % de lluvia invernal menor de cinco, verano cálido, poca oscilación térmica y marcha de la temperatura tipo ganges. |
| (A)C($w_1$")(w)a(e)g | Semicálido, el más cálido de los templados, con lluvias en verano, el intermedio de los subhúmedos, con canícula, % de lluvia invernal menor de cinco, verano cálido, extremoso y marcha de la temperatura tipo ganges. |

| | |
|---|---|
| (A)C($w_2$")(w)a(i')g | Semicálido, el más cálido de los templados, con lluvias en verano, el más húmedo de los subhúmedos, con canícula, % de lluvia invernal menor de cinco, verano cálido, poca oscilación térmica y marcha de la temperatura tipo ganges. |
| C($w_2$")(w)big | Templado subhúmedo, con lluvias en verano, el más húmedo de los subhúmedos, con canícula, % de lluvia invernal menor de cinco, verano fresco y largo, isotermal y marcha de temperarura tipo ganges. |
| C($w_2$")(w)b'(i')g | Semifrío, con lluvias en verano, el más húmedo de los subhúmedos, con canícula, % de lluvia invernal menor de cinco, poca oscilación térmica, verano fresco y largo y marcha de la temperatura tipo ganges. |

**Cuadro 6.** Intensidad de la sequía intraestival y mes en que más frecuentemente se presenta

| Estaciones | Sequía relativa (%) | Mes en que se presenta | Estaciones | Sequía relativa (%) | Mes en que se presenta |
|---|---|---|---|---|---|
| Achichipico | 15.81 | Agosto | Ocuituco | 15.36 | Agosto |
| Alpuyeca | 17.88 | Agosto | Palpan | 14.30 | Agosto |
| Amacuzac | 15.00 | Jul-Agosto | Progreso | 11.83 | Julio |
| Apancingo | 13.45 | Agosto | Puente de Ixtla | 18.35 | Agosto |
| Apapasco | 10.49 | Agosto | San Gabriel las Palmas | 21.44 | Agosto |
| Atlatlahucan | 20.42 | Jul-Agosto | San Juan Tlacotenco | 12.15 | Agosto-Sept |
| Axochiapan | 17.39 | Agosto | San Pablo Hidalgo | 17.22 | Agosto |
| Campo Exp. Zacatepec | 12.77 | Agosto | Tecomalco | 18.15 | Agosto |
| Coatlán del Río | 12.59 | Agosto | Temilpa | 13.84 | Agosto |
| Cuautla | 15.83 | Agosto | Temixco | 14.77 | Agosto |
| Cuautlita | 13.99 | Agosto | Tequesquitengo | 17.98 | Agosto |
| Cuernavaca | 12.75 | Agosto | Tetela del Volcán | 16.26 | Agosto |
| El Higuerón | 16.28 | Agosto | Tepalcingo de Hidalgo | 18.09 | Agosto |
| El Limón | 19.93 | Agosto | Tetelcingo | 18.30 | Agosto |
| El Rodeo | 14.07 | Agosto | Ticumán | 16.24 | Agosto |
| Huajintlán | 14.90 | Agosto | Tilzapotla | 15.25 | Agosto |
| Huautla | 15.32 | Julio | Tlacotepec | 17.44 | Jul-Agosto |
| Huecahuasco | 11.34 | Agosto | Tlacualera | 14.84 | Agosto |
| Hueyapan | 19.72 | Agosto | Tlayacapan | 17.80 | Agosto |
| Huitzilac | 11.29 | Julio | Totolapan | 13.35 | Agosto |
| Jojutla de Juárez | 13.32 | Agosto | Tres Cumbres | 10.08 | Sept. |
| Jonacatepec de Leandro Valle | 20.56 | Agosto | Xicatlacotla | 15.12 | Julio |
| La Cuera | 12.84 | Jul-Agosto | Xoxocotla | 12.97 | Agosto |
| Miacatlán | 17.17 | Agosto | Yautepec | 14.84 | Agosto |
| Moyotepec | 13.83 | Agosto | Yecapixtla | 15.38 | Agosto |
| Oaxtepec | 12.24 | Jul-Agosto | Zacatepec | 13.06 | Agosto |





# MICOLOGÍA



I



# BIODIVERSIDAD DE MACROMICETOS EN EL MUNICIPIO DE TLALNEPANTLA, MORELOS

## BIODIVERSITY OF MACROMYCETES IN THE MUNICIPALITY OF TLALNEPANTLA



Evangelina Pérez-Silva

ESTE municipio se localiza al sur del Corredor Biológico Chichinautzin en el estado de Morelos. El material de estudio proviene de la localidad "Los Robles", km 49.5 de la carretera Xochimilco-Oaxtepec. En esta zona las características de las rocas son del Pleistoceno, los suelos son de litosol y predomina una vegetación de bosque mixto: pino, encino, y madroño. Este tipo de vegetación favorece el desarrollo de géneros y especies de hongos comestibles, tóxicos, micorrízicos y micoparásitos. Dentro de las especies comestibles destacan: Ramaria spp., Amanita caesarea, Clitocybe gibba, Lepista nuda, Tricholoma equestre, Boletus edulis. B. frostii, B. regius, Suillus luteus y Lactarius indigo, que son recolectados para su venta en mercados municipales de la región en el tianguis de Tlalnepantla, Morelos, mercado de Milpa Alta y Xochimilco en la Ciudad de México. Dentro de las especies tóxicas destacan: Amanita bisporigera, A. verna y A. virosa, sin tener ningún registro fatal en la zona de estudio. Se citan por primera vez para Morelos y la micobiota mexicana: Inocybe corydalina. Mientras que para el estado de Morelos se registra: Boletellus chrysenteroides. Dentro de los hongos micoparásitos destacan algunos ascomicetos como Cordyceps capitata parásito de Elaphomyces granulatus y el género Paxina, así como varias especies de Hypomyces parasitan ascomicetos y agaricales: Amanita spp. Lactarius spp. y Russula spp. El material estudiado se encuentra depositado en la Colección de Hongos del Herbario Nacional de México del Instituto de Biología, Universidad Nacional Autónoma de México.

THIS municipality is located at the south of Chichinautzin Biological Corridor in the state of Morelos. The study material was collected from the village "Los Robles", 49.5 km from Xochimilco-Oaxtepec road. In this area the characteristic of the rocks is that belongs to the Pleistocene and soils are predominantly litosol. Forest vegetation is mixed: pine, oak, and arbutus. This type of vegetation favors the development of several types of mushrooms: edible, poisonous, mycorrhizal, and mycoparasites. Among the edible species are: Ramaria spp, Amanita cesarea, Clitocybe gibba, Lepista nuda, Tricholoma equestre, Boletus edulis, B. frostii, B. regius, Suillus luteusy, Lactarius indigo, which are collected for sale at local markets in the region: flea market at Tlalnepantla, Morelos, markets at Milpa Alta and Xochimilco, Mexico City. Among the toxic species include: Amanita bisporigera, A. verna, and A. virosa, without any fatal record in the study area. For the first time is cited in the Morelos and Mexico mycobiota: Inocybe corydalina. And besides for the state of Morelos we are the first in register Boletellus chrysenteroides. Within mycoparasites highlights some ascomycetes as Cordyceps capitata (parasite of Elaphomyces granulates) and gender Paxina. as well as several species of Hypomyces that parasite ascomycetes and agaricals: Amanita spp. Lactarius spp., and Russula spp. The studied material is deposited in the collection of the National Herbarium of Fungi, Institute of Biology, National Autonomous University of Mexico.

## INTRODUCCIÓN

Un estudio detallado del Corredor Biológico Chichinautzin se encuentra en la obra de Contreras MacBeath y Urbina Torres (1995), donde describen la geología y topografía del Pleistoceno, así como el tipo de clima predominante que es el templado semi frío C($W_2$) (W) (b´), cuyas temperaturas anuales promedio son de 5 a 12°C, y tal vez temperaturas más bajas durante el invierno. La temporada de lluvias se inicia en mayo y termina en octubre. El tipo de vegetación predominante es un bosque mixto de pino y encino con las especies de *Pinus hartwegii*, *P. cembroides* y *P. montezumae*, así como de *Quercus robusta* y *Q. laurina*, con un suelo de tipo litosol. En lo referente a la caracterización abiótica del municipio de Tlalnepantla el clima es templado frío con temperaturas de 12 a 18°C. El tipo de vegetación predominante es bosque mixto de *Pinus leiophylla*, *Pinus* spp., Q*uercus candicans, Q. glabrescens, Q. rugosa, Alnus jorullenses* y *Arbutus jalapensis* (Pérez-Silva *et al.,* 2010).

El estudio de los hongos del estado de Morelos se ha venido realizando en forma aislada, las primeras recolecciones son de principios del siglo pasado, en particular los de Murrill (1912) micólogo y curador del herbario de criptógamas del Jardín Botánico de Nueva York, donde él depositó sus colecciones. Durante estos años fueron nulos los trabajos sobre macromicetos por investigadores mexicanos, los cuales se fueron incrementando en forma esporádica, tanto en la Universidad Nacional Autónoma de México, como en la Escuela Nacional de Ciencias Biológicas del Instituto Politécnico Nacional, con la colaboración de estudiantes y botánicos que durante sus expediciones al estado de Morelos fueron recolectando algunas especies de macromicetos, entre los que destacan Eizi Matuda, Jerzy Rzedowski y Hubert Kruse quien formó a lo largo de su vida, numerosas colecciones de plantas con especies nuevas, donándolas al Herbario Nacional (MEXU) del Instituto de Biología de la UNAM y al Herbario Escuela Nacional de Ciencias Biológicas del Instituto Politécnico Nacional, en 1960, con duplicados de algunos hongos en ambas instituciones.

No existe un estudio completo de la micobiota de Morelos hasta este momento, pues faltan muchas zonas por explorar; se conocen con más detalle los Polyporaceos (Galván-Villanueva y Guzmán, 1977; De Ávila *et al.,* 1980), los Agaricales (López-Eustaquio *et al.,* 1985, 2010; Montiel *et al.,* 1984; Mora *et al.,* 1984; Mora, 1985; Mora y Guzmán, 1983; Portugal *et al.* 1985) dando a conocer nuevos registros tanto de Ascomycota como de Basidiomycota. Pérez-Silva (1970 a, b; 1972, 1973, 1974, 1978), Pérez-Silva y Aguirre (1985), Pérez-Silva *et al.* (1983, 1995, 1987, 2010) (mapa 1).

Los hongos estudiados durante estos años proceden de los tipos de vegetación descritos por Flores Mata *et al.,* (1971) y por Galván-Villanueva y Guzmán (1977), de bosques de *Abies religiosa* como los de *Pinus* spp. – *Quercus* spp. que son predominantes al norte del estado, y presentan el mayor número de especies saprobias y/o micorrízicas, o bien parásitas, mientras que en los ecosistemas de bosque mesófilo de montaña, los bosques tropicales caducifolios y subcaducifolios son los que presentan menor número de especies de macromicetos que han sido poco estudiados.

Trabajos recientes de López-Eustaquio *et al.,* (2010) y Tello *et al.* (2012) dan a conocer nuevos registros de hongos tóxicos, comestibles y micorrízicos para este estado en la zona de amortiguamiento del Corredor Biológico Chichinautzin y dentro del municipio de Tlalnepantla, Pérez-Silva *et al.* (2010). López-Eustaquio *et al.* (2010) registran 133 géneros y 358 especies de macromicetos para el polígono del Corredor. En el presente artículo se citan varios géneros: *Agaricus*, *Lyophyllum*, *Volvariella* y *Xylaria* por citar algunos, y que con base en estudios genéticos y bioquímicos se han seleccionado especies de gran potencial a nivel de comunidad (Morales *et al.,* 2010); esto ayudará en parte a que las personas se adapten al consumo de otras especies y con el tiempo se contribuirá a diversificar el aprovechamiento de los recursos genéticos nativos de los hongos comestibles, medicinales y micorrízicos.

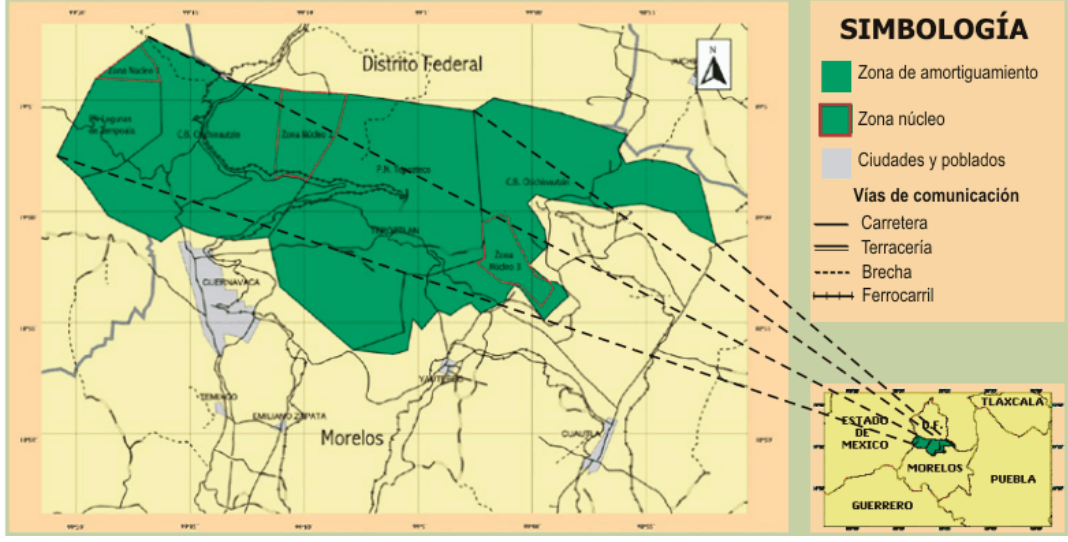
La recolección de hongos comestibles se lleva a cabo en varios municipios, principalmente para autoconsumo o comercialización. Cuando esto

sucede, en los mercados los ofrecen con un nombre común y nombre náhuatl, así como el uso y forma de prepararlos, Tello *et al.* (2012) citan los más frecuentes para el estado de Morelos. En ocasiones, en el municipio de Tlalnepantla mezclan hasta dos géneros diferentes como *Lyophyllum decastes* con *Pholiota alnicola* con el mismo nombre común "Clavitos".

Los hongueros, por lo general, son lugareños que acuden a este tipo de bosques de pino encino, que mantienen una gran riqueza y diversidad de hongos comestibles que además forman micorrizas, por regla general muchas de las especies son carnosas que es lo que las hace más atractivas, y cuyo precio varía según su calidad y abundancia. Generalmente las venden por medida de cubeta chica o grande, por ejemplo, una cubeta chica de *Lyophyllum decastes* (clavitos) de aproximadamente tres kilogramos, la venden por 100 pesos, mientras que cubetas de *Amanita caesarea* y *Boletus edulis* llegan a costar hasta 300 pesos, en tanto que las cubetas de otros géneros como *Ramaria* las venden en 200 pesos. Otros géneros y especies como son *Hypomyces lactifluorum* y *Lactarius indigo* también están presentes, aunque escasean en la zona de estudio. No se mencionan las diferentes formas de guisarlos, por considerar que existe un recetario de la Sociedad Mexicana de Micología A. C. (Pérez-Silva *et al*, 1995; Pérez-Silva, 2004).

Aunque el consumo de los hongos silvestres comestibles está presente en varios municipios del Estado, en el municipio de Tlalnepantla existió una pequeña cooperativa para el "Cultivo de *Pleurotus*", la cual no tuvo éxito y se cerró.

Dentro de las especies silvestres comestibles están las más frecuentes que se encuentran en el listado con un asterisco*, que corresponde a Pérez-Silva




**Mapa 1.** Mapa de la regionalización del Corredor Biológico Chichinautzin, Comisión Nacional de Áreas Naturales Protegidas (CONANP: http://chichinautzin.conanp.gob.mx/mapa_cobio.htm, revisado 11 de junio de 2013). Al este del Estado y del polígono del Corredor se encuentra el área de estudio de los macromicetos del municipio de Tlalnepantla.

*et al* (2010). En la literatura consultada se han encontrado especies comestibles como *Pholiota alnicola*, la cual es abundante en la zona estudiada, la consumen con los clavitos *Lyphyllum decastes*, pero no se aconseja su consumo, por su posible confusión con especies del género *Galerina*, las que son altamente tóxicas y difícilmente se pueden identificar en el campo; hay necesidad de observar a nivel de microscopía, estructuras como las esporas, que son de color ferruginoso, de pared ornamentada y presentan poro germinativo, caracteres que no se observan en *Pholiota alnicola*.

Todas las especies comestibles están en riesgo de desaparecer, debido a que los bosques templados fríos y húmedos donde se desarrollan éstos, cada vez sufren los efectos de la deforestación por un lado, por otro, la rosa tumba y quema para terrenos de cultivo y cuando logran crecer, desafortunadamente los hongueros recogen desde primordios o botones y de esta forma no permiten que los hongos se desarrollen completamente en su lugar, para realizar la esporulación, ésta se efectúa durante la etapa final de su crecimiento. Con frecuencia esto lo observamos con *Morchella*, *Clitocybe* y *Cantharellus* entre otros géneros.

Hay hongos que siendo parásitos de otros hongos como *Hypomyces lactifluorum* (de color naranja), *H. macrosporum* (color moreno-violáceo) son comestibles; por el contrario *H. hyalinus* parásito de *Amanita rubescens* especie comestible, no se tiene el hábito de consumirla cuando está parasitada.

En relación a los hongos tóxicos que son abundantes en la zona, no se tienen datos sobre fallecimiento por su consumo. El micetismo que se ha presentado es el micetismo gastrointestinal ocasionado por el consumo de mezcla de varios géneros de hongos. Está comprobado que los hongos desarrollan toxinas, una o varias toxinas durante su metabolismo, Pérez-Silva *et al.,* (2008) citan varios géneros responsables como *Amanita gemmata* que contiene triptaminas y ácido iboténico (Pérez-Silva y Aroche, 1983), *A. xanthoderma* contiene fenol, *Chlorophyllum molybdites* contiene péptidos tóxicos (Pérez-Silva y Herrera, 1986). Hay especies que contienen sesquiterpenos: *Omphalotus* sp., *Lactarius* spp. y *Cortinarius* sp., *Dermocybe*: dermocibina, dermorrubina y flavomaninas (Sánchez *et al.,* 1987). Los síntomas se presentan de 30 a 45 minutos después de su consumo, y enseguida vienen el vómito, dolor de estómago y diarrea. Se aconseja tomar mucha agua, tortilla quemada molida o pastillas de carbón activado. Acudir al médico con los restos de comida para identificar esporas y saber con qué se intoxicaron. Lo aconsejable es no consumir lo que uno no conoce, si lo desea consumir guardar algunos ejemplares para su identificación.

A continuación en el cuadro 1 se enlistan algunas especies muestreadas en los bosques templados mixtos de pino y encino del municipio y localidad de Los Robles, Tlalnepantla, Morelos, quedando aún material por identificar. Se arreglan taxonómicamentepor órdenes, familias, géneros y especies con base en Kirk *et al.,* (2008). Todas las especies aquí citadas amplían el conocimiento de su distribución en el Estado de Morelos. Las iniciales corresponden a los recolectores EPS (E. Pérez-Silva), HL (Héctor Luna), OG (Olinda Gracia), EM (Enrique Morales) y ADCM (Álvaro De la Cruz Martínez), se citan fechas, y el número de catálogo MEXU que corresponde ala Colección del Herbario Nacional de México. Un asterisco(*) es la cita de Pérez-Silva *et al*, 2010, y dos asteriscos (**) son los nuevos registros en este artículo:

**Ascomycota**

**Hypocreales**

**Cordycipitaceae**

*Cordyceps capitata* (Holmsk.) Link, EPS, HL, 1997; EPS, IX. 2007, MEXU 27332;EPS, OG, 17. VIII. 2012, MEXU 27333;MEXU 21672, 21042, **.

*Cordyceps ophioglossoides* (Ehrh.) Link, EPS, 1998, MEXU 21036, **.

**Hypocreaceae**

*Hypomyces hyalinus* (Schwein.) Tul. & C. Tul, EPS, EM, ADCM, 28. IX. 2010, MEXU 27330, **.

*H. lactifluorum* (Schwein.) Tul. & C. Tul, (parásito de *Amanita, Lactarius o Russula* *), EPS, 19. VII.

1981,MEXU 19307; EPS, 15. VI. 1997, MEXU 24799

*H. lateritius* (Fr.) Tul. & C. Tul, MEXU, **.

*H. luteovirens* (Fr.) Tul. & C. Tul., (parásito de *Lactarius* sp. *y Russula* sp.). ADCM, 31. IX. 2010, MEXU 27331; 31. VII. 2010, MEXU 27347 **. Fig. 2

*H. macrosporus* Seaver, parásito de *Russula* (Pérez-Silva *et al.,* 1983), EPS, 15. VI. 1997, MEXU 24800

*Mycogone perniciosus* Magnus, parásito de *Macropodia macropus* (Pérez-Silva et al. 1983). EPS, 2006, MEXU 27325; parásito de *Amanita gemmata,* EPS, ADCM, 2012, MEXU 27326; y de *Paxina acetabulum*. También es parásito de *Pholiota alnicola,*EPS, ADCM, 02. 06. 2013,MEXU 27351

*Sepedonium ampullosporum* Damon, micoparásito de *Boletus* sp., EPS, 5. X. 2005, MEXU 27327; sobre *Boletus* sp., EPS, 9. X. 2007, MEXU 27328; EPS, ADCM, 5. VII. 2008, MEXU 27329; sobre *Strobilomyces confusus* Singer, EPS, ADCM, 20. VII. 2013, MEXU 27358, **.

**Pezizales**

**Helvellaceae**

*Helvella acetabulum* (L.) Quél, EPS, ADCM, 17. IX. 2012, MEXU 27335. Fig. 1

*Helvella crispa* (Scop.) Fr., EPS, ADCM, 2. IX. 2007, MEXU 27336

**Pyronemataceae**

*Aleuria aurantia* (Pers.) Fuckel, EPS, ADCM, 17. IX. 2012, MEXU 27334, **. Fig. 3 y 4

**Xylariales**

**Xylariaceae**

*Xylaria hypoxylon* (L.) Grev., EPS, ADCM, 29. VI. 2013, MEXU

**Basidiomycota**

**Agaricales**

**Agaricaceae**

*Agaricus arvensis* Schaeff., EPS, MEXU 25405. Fig. 5

*A. placomyces* Peck, var. *placomyces* EPS, MEXU 24816

*A. sylvicola* (Vittad.) Peck, EPS, 19. VII. 1981, MEXU 21618

*A. xanthodermus* Genev., EPS, 2006, MEXU 27354

**Amanitaceae**

*Amanita bisporigera* G. F. Atk. EPS, 31. VII. 1999, MEXU 24730; EPS, ADCM, 19. X. 2003, MEXU 25120

*A. caesarea* (Scop.) Pers., EPS, MEXU 25380, *.

*A. calyptrata* Lam., EPS, MEXU 25392, *.

*A. cokeri* (E.-J. Gilbert & Kühner) E.-J. Gilbert, EPS, ADCM, 19. VIII. 2012, MEXU 27255, *. Fig. 6

*A. flavoconia* G.F. Atk., EPS, EM, ADCM, 28. IX. 2010, MEXU 27256

*A. flavorubens* (Berk. & Mont.) Sacc., EPS,ADCM, 24. VII. 2010, MEXU 27257

*A. fulva* Fr., EPS, 24. VII. 1994, MEXU 24046

*A. gemmata* (Fr.) Bertill., EPS, ADCM, IX. 2012, MEXU 27258; 27259. Fig. 7

*A. muscaria* var. *muscaria* (L.) Lam., EPS, MEXU,

*A. ocreata* Peck, EPS, 31. VII. 1999, MEXU 24731, **.

*A. pantherina* (DC.) Krombh., EPS,ADCM, 17. IX. 2012, MEXU 27260, **.

*A. polypyramis* (Berk. & M. A. Curtis) Sacc., EPS, MEXU, **.

*A. rubescens* Pers., EPS, MEXU 25381, *.

*A. tuza* Guzmán, EPS, MEXU 25391, *.

*A. straminea* Lam., EPS, MEXU, *. Fig. 8

*A. verna* (Bull.) Lam., EPS, 19. VII. 1981,MEXU 19318, **. Fig. 9

*A. virosa* (Fr.) Bertill., EPS, ADCM, 15. VIII. 2010, MEXU 27343. Fig. 10

**Clavariaceae**

*Ramaria aurea (Schaeff.) Quél.*, EPS, ADCM, 2. IX. 2007, MEXU 27307, **.

*R. cystidiophora* (Kauffman) Corner, EPS, MEXU 25385; 25386, **.

**Coprinaceae**

*Coprinellus micaceus* (Bull.) Vilgalys, Hopple & Jacq. Johnson, EPS, ADCM, 17. IX. 2007, MEXU 27301, **.

*Coprinus comatus* (O.F. Müll.) Pers., EPS, 13. VII. 1997, MEXU, **. Fig. 14

**Cortinariaceae**

*Cortinarius cinnabarinus* Fr., EPS,ADCM,2. IX. 2007, tóxico, MEXU 27261; 27264, **.

*C.* aff. *elegantissimus* Rob. Henry, EPS,ADCM, 21. VII. 2012, MEXU 27349, **.

*C.* aff. *glaucopus* (Schaeff.) Fr., EPS, ADCM, IX. 2012, MEXU 27262, **.

*C. semisanguineus* (Fr.) Gillet, EPS, EM, ADCM, 28. VIII. 2010, MEXU 27263, **.

*C. violaceus* (L.) Gray, EPS, ADCM,30. IX. 2009, MEXU 27342, **. Fig. 15

**Entolomataceae**

*Entoloma clypeatum* (L.) P. Kumm., EPS, MEXU 25387, 25388, *.

**Hydnangiaceae**

*Laccaria amethystina* Cooke, EPS, 28. IX. 2007, MEXU 27288; EPS, EM y ADCM,6. VIII. 2010; MEXU 27289; 28. IX. 2010, MEXU 27290; 17. IX. 2012, MEXU 25389; 25393; 25396; 25397; 25398; 27291, *.

*L. laccata* (Scop.) Cooke, EPS, ADCM, 2. IX. 2007, MEXU 27292

**Hygrophoraceae**

*Hygrophorus russula* (Scaeff.) Kauffman, MEXU 25383, *.

**Inocybaceae**

*Crepidotus cinnabarinus* Peck, EPS, ADCM, 6. VII. 2008,29. 06. 2013, MEXU 25500 (duplicado en XAL); 16. IX. 2009, MEXU 27340, **. Fig. 17

*Inocybe cookei* Bres., EPS,ADCM, 28. VIII.2010, MEXU 27265, **.

*I. corydalina* Quél., EPS, 16. IX. 2009, MEXU 27344, **. Fig. 18

*I.* aff. *dulcamara* (Pers.) P. Kumm., EPS,ADCM,05. IX. 2007, MEXU 27266, **.

*I. fastigiata* (Schaeff.) Quél., EPS, 27.VIII.2005, MEXU 27267,

*I. geophylla* (Fr.) P. Kumm., EPS, 27. VIII. 2006, MEXU 27268; EPS, ADCM, 17. IX. 2012, MEXU 27269,

*I. grammata* Quél. & Le Bret., EPS, 2. IX. 2007, MEXU 27270; EPS, ADCM, 05. IX. 2012. MEXU 27271; ADM, MEXU 27272

*I. obscura* Gillet, EPS, ADCM, 28.VIII.2010, MEXU 27273; EPS, ADCM, 17. IX. 2012, MEXU 27274, **.

*I. praetervisa* Quél., EPS,EM, ADCM, 28.VIII.2010, MEXU 27275, **.

**Lycoperdaceae**

*Lycoperdon pratense* Pers., EPS, VIII. 2006, MEXU 27320, **.

**Lyophyllaceae**

*Lyophyllum connatum* (Schumach.) Singer, EPS, ADCM, 2. VI. 2013, MEXU 27339. Fig. 19

*L. decastes* (Fr.) Singer, EPS, ADCM, 7. VII. 2002, MEXU 27341; 02. VI. 2013, MEXU 27353, *.

**Marasmiaceae**

*Connopus acervatus* (Fr.) K.W. Hughes, Mather & R.H. Petersen, EPS, 27. IX. 2007, MEXU 27284; EPS, ADCM, 27. VI. 2010, MEXU 27285, **.

*Gymnopus fusipes* (Bull.) Gray, EPS, 2006, MEXU 27286; EPS y OG, 17. IX. 2007, MEXU 27287, **.

**Mycenaceae**

*Mycena pura* (Pers.) P. Kumm., EPS, ADCM,07. VIII. 2010, MEXU 27346

*Xeromphalina tenuipes* (Schwein.) A.H. Sm., EPS, VIII. 2006, MEXU 27295; EPS, ADCM, 17.IX. 2012, MEXU 27296; 29. VI. 2013, MEXU,

**Pluteaceae**

*Pluteus cervinus* (Schaeff.) P. Kumm., EPS, 9. VII. 1983, MEXU 18581

**Physalacriaceae**

*Armillaria mellea* (Vahl) P. Kumm., EPS, ADCM, 18.IX.2010, MEXU 27278; EPS, ADCM, 17. IX. 2012, MEXU 27279, **.

**Psathyrellaceae**

*Coprinus comatus* (O.F. Müll.) Pers., EPS, 13.VII.1997, MEXU

**Schizophyllaceae**

*Schizophyllum commune* Fr., MEXU

**Strophariaceae**

*Hemistropharia albocrenulata* (Peck) Jacobsson & E. Larss., Sinónimo: *Pholiota albocrenulata*, EPS, 28.VI.2009, MEXU 27300

*Gymnopilus penetrans* (Fr.) Murrill, EPS, ADCM, 05. IX. 2012, MEXU 27276; 27277,

*Pholiota alnicola* (Fr.) Singer, EPS, ADCM, 2. VI. 2013, MEXU 27352, **. Fig. 20, 21

**Tricholomataceae**

*Clitocybe infundibuliformis* Quél.,EPS, 17. IX. 2007, MEXU 27282, EPS, ADCM, 8. VIII. 2010, MEXU 27281, **.

*C. odora* (Bull.) P. Kumm., EPS, ADCM, 8. VIII. 2010, MEXU 27283, **.

*Floccularia straminea* (P. Kumm.) Pouzar, EPS, ADCM, 05 - 27. IX. 2007, MEXU 27297; VIII. 2011, MEXU 27298, **.

*Lepista nuda* (Bull.) Cooke, EPS, ADCM, MEXU 25395, 25402; 20. VII. 2013, MEXU 27355, *. Fig. 25

*Tricholoma equestre* (L.) P. Kumm., EPS, ADCM, 08. VIII. 2010, MEXU 27293; EPS, ADCM, 17. IX. 2012, MEXU 27294, **.

*T. caligatum* (Viv.) Ricken, EPS, ADCM, 28. VI. 2009, MEXU 27350, **.

**Boletales**

**Boletaceae**

*Boletellus chrysenteroides* (Snell) Snell, MEXU. Fig. 11

*B. edulis* Bull., EPS, 2. IX. 2007, MEXU 24171; 27250, *.

*B. frostii* J. L. Russell, MEXU 25404, *.

*B. pinophillus* Pilát & Dermek, EPS, ADCM. 17. IX. 2012, MEXU 27251, **.

*B. queletii* Schulzer (*B. erytrhopus*), MEXU

*B. reticulatus* Schaeff., MEXU 25401, *.

*B. subtomentosus* L., EPS, ADCM, 17. IX. 2012, MEXU 27252

*B. versicolor* Schaeff., MEXU

*Strobilomyces confusus* Singer, EPS, ADCM, 20. VII. 2013, MEXU 27357, **.

*Strobilomyces strobilaceus* (Scop.) Berk., EPS, 25. VIII. 2005, MEXU 27254. Fig. 12

*Tylopilus felleus* (Bull.) P. Karst., EPS, 4. VIII. 2001, MEXU 24866. Fig. 13

*Xerocomellus chrysenteron* (Bull.) Šutara, EPS, 15. VII. 1981, MEXU 21680, 9. VIII. 1998, MEXU 24499; 8. VIII. 2009, MEXU 27345

**Hygrophoropsidaceae**

*Hygrophoropsis aurantiaca* (Wulfen) Maire, EPS, IX. 2006, MEXU 27302, EPS, ADCM, 28. VIII. 2010, MEXU 27303; EPS, ADCM, 17. IX. 2012, MEXU 27304, 07. VII. 2013, MEXU 27356, formo anillo de brujas. **.

**Sclerodermataceae**

*Scleroderma verrucosum* (Bull.) Pers., EPS, 13. VIII. 2006, MEXU 27321, 10. IX. 2006, MEXU 27322,

2. IX. 2007, MEXU 27323; EPS, ADCM, 17. IX. 2012, MEXU 27324. Fig. 22, 23

**Suillaceae**

*Suillus intermedius* (A. H. Sm. & Thiers) A. H. Sm. & Thiers, 2012, MEXU

*S. luteus* (L.), EPS,ADCM, 17. IX. 2012, MEXU 27253, **.

**Cantharellales**

**Cantharellaceae**

*Cantharellus cibarius* Fr. var. *cibarius*, EPS, ADCM, 18. IX. 2010, MEXU 24641, 24843, 27. IX. 2010, MEXU 27305, *.

**Dacrymycetales**

**Dacrymycetaceae**

*Dacrymyces palmatus* Bres.,EPS,ADCM, 21, VIII. 2011, MEXU; 19. VIII. 2012, MEXU 27314; 17. IX. 20012, MEXU 27315, **.

**Geastrales**

**Geastraceae**

*Geastrum saccatum* Fr., EPS, EM, ADCM, 28. IX. 2010, MEXU 27316; EPS, ADCM, 17. IX. 2012, MEXU 27317. Fig. 16

*Geastrum triplex* Jungh., EPS, EM, ADCM, 18. 28. IX. 2010, MEXU 27318; 27319

**Hymenochaetales**

**Hymenochaetaceae**

*Coltricia perennis* (L.) Murrill, EPS, ADCM, 18. X. 2009, MEXU 27311, **.

**Polyporales**

**Polyporaceae**

*Polyporus tricholoma* Mont., EPS, ADCM, 05. IX. 2012, MEXU 27312

**Russulales**

**Russulaceae**

*Lactarius chrysorrheus* Fr., EPS y OG,17. IX. 2007, MEXU 27239, **.

*L. deliciosus* (L.) Gray, EPS, VIII. 2006, MEXU 27240, **.

*L. indigo* (Schwein.) Fr., EPS, 10. IX. 2000, MEXU 24824, *.

*L. rufus* (Scop.) Fr., EPS, IX. 2006, MEXU 27241

*L. scrobiculatus* (Scop.) Fr.,EPS, ADCM, 17. IX. 2012, MEXU 27242

*Russula cyanoxantha* (Schaeff.) Fr., EPS, ADCM, 17. IX. 2012, MEXU 27243

*R. foetens* Per., EPS, 27. VIII. 2005, MEXU 27244, 10. IX. 2006, MEXU 27245

*R. olivacea* Pers.,EPS, ADCM, 19. VIII. 2012, MEXU 27246

*R. queletii* Fr., EPS, 27. VIII. 2005, MEXU 27247

*R. sanguinea* Fr., EPS 27. VIII. 2005, MEXU 27248, **.

*R. sardonia* Fr., EPS, ADCM, 8. VII. 2012, MEXU 27249, **.

**Thelephorales**

**Bankeraceae**

*Hydnellum caeruleum* (Hornem.) P. Karst., EPS, ACDM, VIII. 2006, MEXU 27308; EPS y OG, 2. IX. 2007, MEXU 27309; EPS, EM, ADCM, 28. VIII. 2010, MEXU 27310, **.

**Thelephoraceae**

*Thelephora terrestris* Ehrh., EPS, IX. 2006, MEXU 27306, **.

**Tremellales**

**Tremellaceae**

*Tremella reticulata*, EPS, ADCM, 19. VIII. 2011, MEXU 27313; 17. IX. 2012, MEXU, **. Fig. 24

1



2



**Figura 1.** *Helvellaa cetabulum*. Figura 2. *Hypomy cesluteovirens*



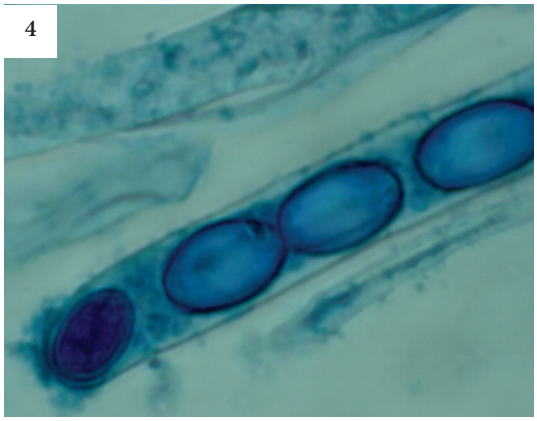










**Figura 3.** *Aleuria*. Figura 4. *Aleuria*. Figura 5. *Agaricus arvensis*.
**Figura 6.** *Amanita cokerii*. Figura 7. *Amanita gemmata*.
Figura 8. *Aaustrostraminea*.

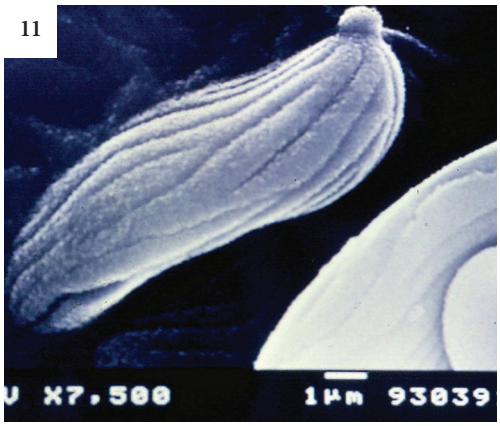
9



10



11




12



13



14



**Figura 9.** *Amanita verna* FETS. Figura 10. *Amanita virosa*. Figura 11. *Boletellus Chrysenteroides*. Figura 12. *Strobilomyces strobilaceus*. Figura 13. . Figura 14. *Coprinus comatus*.











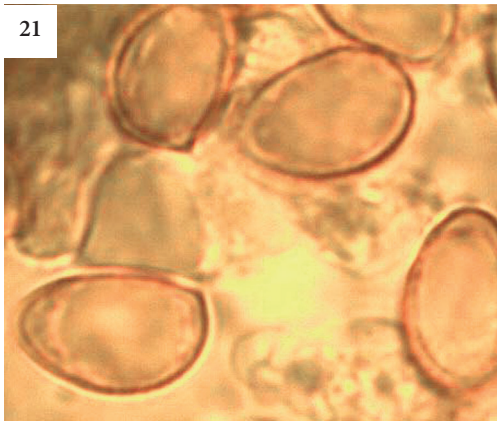








**Figura 15.** *Cortinarius violaceus*. Figura 16. *Geastrum saccatum*. Figura 17. *Crepidotus cinabarinus*. Figura 18. *Inocybe corydalina*. Figura 19. *Lyophyllum connatum*. Figura 20. *Pholiota alnicola*.







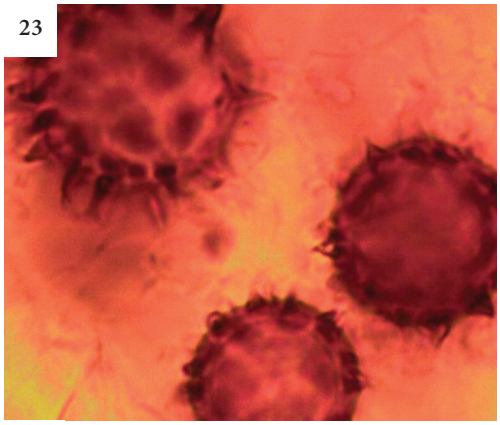









**Figura 21.** Esporas *Pholiota almicola*. Figura 22. *Scleroderma verrucosum*. Figura 23. Esporas *Scleroderma verrucosum*. Figura 24. *Tremella reticulata*. Figura 25. *Lepistanuda*.

**LITERATURA CITADA**


Contreras-MacBeath, T. y F. Urbina-Torres, 1995. Historia natural del área de protección de flora y fauna silvestre Corredor Biológico Chichinautzin. Centro de Investigaciones Biológicas Universidad Autónoma del Estado de Morelos. México. SEP/FOMES. p. 37.

De Ávila, A., A. L. Welden y G. Guzmán, 1980. Notes on the ethnomycology of Hueyapan, Morelos. Journal Ethnopharmacology 2: 311-321.

Flores Mata, I. Jiménez López, X. Madrigal Sánchez, F. Moncayo Ruíz y T. F. Takaki, 1971. *Mapa y descripción de los tipos de vegetación de la República Mexicana. SRH*. Dirección de Agrología. 59 p.

Galván-Villanueva, R. y G. Guzmán. 1977. Estudio florístico sobre los hongos destructores de la madera del grupo de los poliporáceos en el Estado de Morelos. Boletín de la Sociedad Mexicana de Micología 11: 35 - 98.

Kirk, P. M., P. F. Cannon, D.W. Mintor y J. A. Stalpers. 2008. Dictionary of the Fungi. 10th Edition. CABI Bioscience International Publishing, Surrey, U. K. pp. 655.

López-Eustaquio, L., V. Mora,E. Montiel y G. Guzmán. 1985. Nuevos registros de los Agaricales del Estado de Morelos. Revista Mexicana de Micología 1: 269-284.

López-Eustaquio, L., D. Portugal, N. Bautista y V. M. Mora. 2010. Biodiversidad fúngica (**macromicetos**) de la Reserva Ecológica "Corredor Biológico Chichinautzin", Estado de Morelos. En: *Hacia un desarrollo sostenible del sistema de producción-consumo de los hongos comestibles y medicinales en Latinoamérica: Avances y perspectivas en el Siglo XXI,* (Eds.) D. Martínez-Carrera, N. Curvetto, M. Sobal, P. Morales y V. M. Mora. Red Latinoamericana de Hongos Comestibles y Medicinales: Producción, desarrollo y consumo. pp. 648.

Montiel, E., L. López-Eustaquio y G. Guzmán. 1984. El género *Amanita* en el Estado de Morelos. Biótica 9 (3): 223-242.

Mora, V. 1985. Nuevos registros del género *Volvariella* en Morelos. Revista Mexicana de Micología 1: 91-100.

Mora, V. y G. Guzmán. 1983. Agaricales poco conocidos en el Estado de Morelos. Boletín de la Sociedad Mexicana de Micología 18*:* 115-139.

Mora, V., E. Montiel, L. López-Eustaquio, D. Portugal y G. Guzmán. 1984. Nuevas localidades en Morelos de *Pleurotus smithii* y primer registro de su fase asexual en forma silvestre. Boletín de la Sociedad Mexicana de Micología 19: 343-347.

Morales, P., M. Sobal, Bonilla, M., W. Martínez Sánchez, P. Ramírez-Carrasco, I. Tello, T. Spezzia, N. Lira, R. de Lima, S. Villa, E. Montiel & D. Martínez-Carrera. 2010. Los hongos comestibles y medicinales en México: recursos genéticos, biotecnología y desarrollo del sistema de producción consumo. Pp. 91-108. *In: Hacia un Desarrollo Sostenible del Sistema de Producción-Consumo de los Hongos Comestibles y Medicinales en Latinoamérica: Avances y Perspectivas*. D. Martínez-Carrera, N. Curvetto, M. Sobal, P. Morales & V.M. Mora (Eds.). Red Latinoamericana de Hongos Comestibles y Medicinales-COLPOS-UNS-CONACYT-AMC-UAEM-UPAEP-IMINAP, Puebla. 648 pp.

Murrill, W. A. 1912. The Polyporaceae of Mexico. Bulletin New York Botanical Garden 8: 137 - 153.

Pérez-Silva, E. 1970a. Algunas Boletaceae y Strobilomycetaceae poco conocidas de México. Boletín Informativo de la Sociedad Mexicana Micología 4: 20-29.

Pérez-Silva, E. 1970b. Datos sobre el género *Poronia* (Pyrenomycetes) en México. Boletín de la Sociedad Botánica México 31:139-146.

Pérez-Silva, E. 1972. El género *Phylacia* (Pyrenomycetes) en México. Boletín de la Sociedad Mexicana Micología 6: 9-15.

Pérez-Silva, E. 1973. El género *Daldinia* (Pyrenomycetes) en México. Boletín de la Sociedad Mexicana Micología 7: 51-58.

Pérez-Silva, E. 1974. Primer registro del género *Discoxylaria* (Pyrenomycetes) en México. Boletín de la Sociedad Mexicana Micología 8: 49-52.

Pérez-Silva, E. 1978. Nuevos registros del género *Cordyceps* (Pyrenomycetes) en México. Boletín de la Sociedad Mexicana Micología 12: 19-25.

Pérez-Silva, E y E. Aguirre-Acosta. 1985. Las especies del género *Oudemansiella* (Tricholomataceae, Agaricales) en México. Revista Mexicana de Micología 1: 243-257.

Pérez-Silva, E. y R. M. Aroche, 1983. Chromatographic and Taxonomic evaluation of *Amanita citrina*. (Agaricales). Mycologia 76 (6):1030-1035.

Pérez-Silva, E. y T. Herrera, 1986. Macromicetos Tóxicos: *Chlorophyllum molybdites* causante de micetismo gastrointestinal en México. Revista Sociedad Mexicana de Historia Natural 38: 27-33.

Pérez-Silva, E., E. Aguirre-Acosta y T. Herrera. 1983. Descripción y nuevos registros de hongos micoparásitos de México. Boletín de la Sociedad Mexicana de Micología 18: 71-84.

Pérez-Silva, E., E. Aguirre Acosta y T. Herrera. 1987. Distribución e importancia de algunas especies de *Hypomyces* (Hypocreales) en México. Anales del Instituto de Biología, Universidad Nacional Autónoma de México 54. Serie Botánica. Número único: 203-218.

Pérez-Silva, E., E. Aguirre-Acosta,J. Espinosa Garduño yP. Lappe Oliveras 1995. Los Hongos en la cocina mexicana. Recetario. Sociedad Mexicana de Micología A. C.

Pérez-Silva, E. 2004. Los Hongos. Información, recetas y variedades de la Sierra Tarahumara de Chihuahua. V Feria del Hongo. San Juanito, Chihuahua, Municipio de Bocoyna.

Pérez–Silva, E., M. Esqueda, T. Herrera, 2008. Macromicetos tóxicos de Sonora. Revista Mexicana de Micología 28: 81–88.

Pérez-Silva, E., T. Herrera, A. Ocampo y J. Cifuentes, 2010. Hongos comestibles del Corredor Biológico del Chichinautzin, Municipio de Tlalnepantla, Estado de Morelos, México. Boletín de la Sociedad Micológica de Madrid 34: 223-233.

Portugal, D., E. Montiel, L. López-Eustaquio yV. Mora. 1985. Contribución al conocimiento de los hongos que crecen en la región de El Texcal, Estado de Morelos. Revista Mexicana de Micología 1: 401-412.

Sánchez M., E., E. Pérez-Silva y C. Pérez Amador. 1987. Consideraciones quimiotaxonómicas para el estudio de algunas especies del género *Dermocybe* (Cortinariaceae) en México. Revista Mexicana de Micología 3: 189-202.

Tello, I., O. Romero, D. Portugal, I. León, V. Mora, L. Acosta-Urdapilleta, E. Villegas y E. Montiel. 2012. Importancia del quehacer tradicional en el estudio de los hongos silvestres comestibles y medicinales del Estado de Morelos, México. En: Monroy, R., Monroy-Ortiz, R., Monroy-Ortiz, C. (eds.) 2012. Las unidades productivas tradicionales frente a la fragmentación territorial.Centro de Investigaciones Biológicas. Universidad Autónoma del Estado de Morelos.

II



# DIVERSIDAD BIOLÓGICA DE LA FAMILIA GANODERMATACEAE

## FAMILY BIODIVERSITY OF GANODARMATACEAE



Isaac Tello-Salgado
Elizur Montiel Arcos
Daniel Claudio Martínez Carrera

El género *Ganoderma* es uno de los más representados en la literatura en cuanto a hongos medicinales se refiere, dándole utilidad como anticancerígeno, antitumoral e inmuno-estimulador, principalmente. El género se encuentra dentro de la familia Ganodermataceae, la cual alberga cuatro géneros y más de 250 especies, con todo, parece ser que sólo el género *Ganoderma* la especie *lucidum* es aquella que presenta actividad funcional. Sin embargo, esto sólo es reflejo de la carencia de estudio de los recursos biológicos utilizados, representando la familia Ganodermataceae gran potencial funcional por la amplia diversidad que presenta. México es el cuarto país más megadiverso en cuanto a sistemas vivos se refiere, propiciado por la presencia de la corriente Neártica y Neotropical, generando un gran patrón de diversidad biológica. Morelos, además de encontrarse en un punto de intersección de estas dos corrientes, se encuentra ubicado dentro del Eje Neovolcánico Transversal, generando una gran diversidad de hábitats y climas apropiados para el crecimiento y desarrollo de una gama extensa de diversidad fúngica. En el presente estudio se recolectaron e identificaron 68 especímenes de la familia Ganodermataceae los cuales la mayoría pertenecen al estado de Morelos, reportando la presencia de 3 géneros (*Ganoderma, Elfvingya* y *Amauroderma*) con 3 especies para *Ganoderma*, 7 especies para *Elfvingya* y 2 especies para *Amauroderma*, mostrando mayor abundancia el género *Ganoderma*. Para *Ganoderma* parece estar conformado por un complejo de especies, sobresaliendo *G. curtisii* y *G. lucidum*.

The genus *Ganoderma* is one of the most represented in the literature regarding medicinal mushrooms, with anticancer, antitumor, and immune stimulator properties. This genus is within the Ganodermataceae family, which has 4 genera and over 250 species, and it seems that only *Ganoderma lucidum* has functional activity. However, this is only a reflection of the lack of study of biological resources representing the Ganodermataceae family. Mexico is the fourth most diverse country in terms of living systems, facilitated by the presence of the Nearctic and Neotropical stream, generating a large pattern of biodiversity. Morelos state besides being a point of intersection of these two streams is located within Neovolcanic Transversal, generating a great diversity of habitats and climates, suitable for the growing and development of a wide range of fungal diversity. In the present study three genera (*Ganoderma*, *Elfvingya*, and *Amauroderma)* were identified. From Ganoderma 3 species, 7 species for *Elfvingya*, and 2 species for *Amauroderma* were detected. From the Ganodermataceae family 68 specimens were collected and identified, the majority of them from the state of Morelos. *Ganoderma* seems to be composed of a complex of species, principally *G. lucidum* and *G. curtisii*.

## INTRODUCCIÓN

México cuenta con una amplia diversidad de hongos, debido a su gran variedad de climas y hábitats, lo cual implica una importante concentración de material biológico para estudios taxonómicos, ecológicos, sociales, alimenticios, económicos y medicinales. El género *Ganoderma*, es uno de los basidiomicetos más ampliamente estudiado por sus propiedades benéficas para la salud, principalmente como inmuno-modulador. Muchos compuestos bioactivos han sido aislados y purificados de este hongo, tales como polisacáridos, triterpenos, esteroides, lectinas y proteínas; sin embargo, los dos primeros compuestos han sido mayormente investigados. Algunos de estos inhiben el crecimiento de células cancerígenas *in vitro*, otros muestran actividad antiviral, o presentan otra actividad *in vivo* relacionada con aspectos de salud. Esas substancias pueden ser utilizadas como materia prima para el desarrollo de agentes terapéuticos químicos en el tratamiento contra el cáncer u otras enfermedades (Mizuno *et al.,* 1995; Russell y Paterson, 2006). Actualmente, los métodos de acción de estos compuestos están siendo investigados (Zhang *et al.,* 2002).

## EL GÉNERO *GANODERMA*

Los hongos poliporáceos son clasificados por tener muchos poros pequeños en la parte inferior del cuerpo fructífero, los cuales contienen las esporas, y una apariencia leñosa o coriácea. Las especies de *Ganoderma* pertenecen al reino Fungi, división Basidiomicota, clase Homobasidiomicetes, orden Aphylloporales, familia Ganodermataceae y género *Ganoderma* (Chang, 1995; Wasser y Weis, 1999). Crecen sobre madera en descomposición absorbiendo los nutrientes a través de pequeños tubos conocidos como hifas, y desarrollan el cuerpo fructífero sobre troncos. Las especies de *Ganoderma* están entre los hongos que pueden crecer bajo condiciones elevadas de calor y humedad y, son usualmente encontrados en regiones tropicales y subtropicales (Moncalvo y Ryvarden, 1998).

El tipo de *Ganoderma* fue establecido por Karsten en 1981. Actualmente, el tipo de las especies se escribe como *Ganoderma lucidum* (Curt.: Fr.) P. Karsten, 1981. Posteriormente, el género fue dividido en dos grupos distintos, los lacados con una capa fina cerosa y brillante en la superficie del cuerpo fructífero del complejo *Ganoderma lucidum* y, las especies no lacadas del complejo *Ganoderma applanatum* (Pers.) Pat. 1887, que refiere a los subgéneros *Ganoderma* y *Elfvingya*, respectivamente. Desde entonces, los más de 250 nombres taxonómicos del género *Ganoderma* que han sido publicados, señalan que este género es morfológicamente complicado (Ryvarden, 2000). La taxonomía de las especies de *Ganoderma* no es clara y se considera que el género está en un estado taxonómico crítico (Ryvarden, 1994). La clasificación de las especies de *Ganoderma* han sido basadas en descripciones morfológicas, fisiológicas y químicas (Takamatsu, 1998). Como resultado, el concepto de especie en este género no está bien establecido ni aceptado universalmente (Gottlieb *et al*., 2000).

## SISTEMÁTICA MOLECULAR DEL GÉNERO *GANODERMA*

La identificación taxonómica de estas especies a nivel mundial, se ha realizado principalmente con técnicas morfo-descriptivas, sin embargo, debido a la importancia de la familia Ganodermataceae es importante conocer con certeza la especie con la que se trabaja. Sólo para el género *Ganoderma*, han sido reportados más de 250 nombres taxonómicos en todo el mundo (Moncalvo *et al*., 1994). Diferentes alternativas han sido utilizadas para la identificación de especies de *Ganoderma*, incluyendo fragmentos polimórficos de restricción (RFLP´s) (Miller *et al*., 1999), análisis de secuencia (Hong *et al*., 2002; Moncalvo *et al*., 1995a, b; Smith y Sivasithamparam, 2000), electroforesis con isoenzimas (Smith y Sivasithamparam, 2000) y análisis con marcadores específicos (SCAR) (Hongyan *et al*., 2008). El análisis filogenético de secuencias de aminoácidos y ADN son herramientas poderosas de alta resolución. Las secuencias de nucleótidos de los genes ribosomales son muy informativas, ya que éstas son alteradas sólo por factores críticos como mutaciones, deleciones, transversiones y mecanismos de hibridación y no por factores ambientales, una característica de los genes ribosomales es la presencia de las regiones ITS, las cuales son útiles para el diseño de secuencias específicas y caracterización de los genes. Para Ganodermataceae se han utilizado

los genes ribosomales para distinguir especies y establecer sus relaciones taxonómicas (Gottlieb *et al*., 2000; Moncalvo *et al*., 1995a, b; Smith y Sivasithamparam, 2000).

Estudios con datos moleculares han demostrado la monofilia de *Ganoderma* (Moncalvo *et al*., 1995a, b; Smith y Sivasithamparam, 2000a), la cual incluye especies de superficie opaca (subgénero *Elfvingya*) y laqueadas (subgénero *Ganoderma*). Recientemente, Hong *et al*. (2002) encontraron a *Ganoderma colossus*, la especie tipo de *Tomophagus*, fuera del clado núcleo de *Ganoderma* y a *Amauroderma* como grupo hermano. Sin embargo, en esos estudios se han incluido pocas especies y aquéllas con características peculiares no han sido analizadas, por lo que su posición taxonómica no es clara. Por ejemplo, *Humpreya coffeatum*, *Ganoderma neurosporum* y *G. lignosum* han sido incluidas dentro de *Ganoderma* a pesar de sus características morfológicas distintivas.

## CONTEXTO ACTUAL

Durante las últimas décadas, se ha demostrado que la morfología y las características del cultivo de las especies del mismo género pueden ser afectadas por las condiciones de crecimiento. Esto significa que un gran número de sinónimos existen debido al número de especies que han sido identificadas apoyándose en características morfo-descriptivas (Moncalvo, 2000). Se ha demostrado que la forma del basidiocarpo es afectada por las condiciones del ambiente (Chen, 1993), el color y la forma de las basidiosporas es afectado por la latitud y altitud en las que se desarrollen (Steyaert, 1972, 1975).

Se han descrito ocho géneros dentro de la familia: *Amauroderma, Elfvingya, Ganoderma, Haddowia, Humphreya, Magoderma, Tomophagus* y *Trachyderma* (Karsten, 1881; Murrill, 1905 y Steyaert, 1972). Algunos de estos géneros no han sido aceptados y las especies se siguen considerando dentro de *Ganoderma*. *Elfvingya* es aceptado a nivel de subgénero de *Ganoderma*. *Trachyderma* se considera como un nombre inválido (Moncalvo y Ryvarden, 1994) y, *Tomophagus* es considerado como sinónimo de *Ganoderma* por la mayoría de los autores.

De acuerdo con la estructura de la superficie del píleo, Steyaert (1975), estableció cuatro subgéneros (*Ganoderma, Elfvingya, Plecoderma, Anamixoderma*) y dividió el subgénero *Ganoderma* en dos secciones (*Ganoderma* y *Characoderma*). Ryvarden (1991), considera a las especies laqueadas como del complejo *G. lucidum* y las especies opacas como del complejo *G. applanatum*, los cuales han sido denominados como los subgéneros *Ganoderma* y *Elfvingya*, respectivamente. Sin embargo, Zhao y Zhang (2000), argumentaron en base a evidencia molecular sobre cuatro géneros incluyendo a *Ganoderma*, *Amauroderma*, *Haddwia* y *Humphreya*. *Ganoderma* consiste en subgénero *Ganoderma* el cual incluye sección *Ganoderma* y la sección *Phaenema*, subgénero *Eflvingia* y subgénero *Trachydera*.

Un tema que concierne a la clasificación de *Ganoderma* es que frecuentemente la evolución morfológica y los niveles moleculares están muy disparejos en el tiempo, lo que propicia un patrón de discordancia entre ellos (Gottlieb y Wright, 1999). Además, el género es relativamente joven en términos de evolución y el proceso de especiación es complejo (Moncalvo *et al*., 1995b; Ryvarden, 1991), y algunos grupos que recientemente divergieron monofiléticamente pueden no alinear con uno o más taxa morfológicamente distintos entre ellos y esto a su vez puede diferir la clasificación basada en características, tales como el tamaño del cuerpo fructífero y su forma, microestructura de la piel del sombrero, dimensiones de las esporas, distribución geográfica y lugar de origen (Buchanan, 2001). El conocimiento de la fisiología y magnitud de variación del ADN de especies de *Ganoderma* aún es solamente parcial (Gottlieb *et al.,* 2000) y las recientes bases de datos de las secuencias de especies de *Ganoderma* sólo incluyen cerca de 300 taxa (Moncalvo, 2000). Es claro que un gran número de secuencias es requerido para sustentar investigaciones preliminares y validar las hipótesis filogenéticas.

## RESULTADOS

### Recolección e identificación morfológica

Los individuos de Ganodermataceae fueron recolectados en los estados de Morelos, Puebla, Estado de México, Guerrero, Jalisco y Veracruz, aislando 66 cepas (cuadro 1). Los ejemplares recolectados fueron identificados por las principales características de la familia Ganodermataceae. Las 66 cepas estudiadas se encuentran cercanas y dentro del Eje Neovolcánico Transversal considerada una de las zonas mexicanas más importantes en diversidad biológica, debido al gran número de barreras geográficas, climas y microclimas y diferencias en altitud y temperatura. Guzmán en 2000, reportó una distribución para *Ganoderma* en las partes de montaña media, sin embargo, los organismos recolectados se registraron desde nivel del mar hasta los 3000 msnm.

Para el género *Ganoderma* el sustrato siempre fue el mismo, creciendo sobre tocones de árboles muertos de *Quercus* spp., para el género *Elfvingya* el sustrato fue diverso creciendo en tocones de árboles muertos de *Quercus* spp., *Ficus* sp., *Casuarina* sp. y *Pinus* spp., y para *Amauroderma* el sustrato no fue identificado. En el presente trabajo fueron estudiados 68 especímenes, las cuales fueron aisladas y actualmente se mantienen en el banco de germoplasma nativo COBIOCH-UAEM del Centro de Investigaciones Biológicas de la Universidad Autónoma del Estado de Morelos.

En las figuras 1 y 2 se representan los doce principales fenotipos de los especímenes recolectados, obteniendo basidiomas que exhibieron presencia y ausencia de laca (CP-38, CP-381, CP-382, CP-388, CP-397, CP-400, CP-407 y CP-389, CP-399, CP-409, CP-444 y CP-447), formas reniformes (CP-381, CP-382, CP-388, CP-397 y CP-409), dimidiado (CP-389, CP-399, CP-400, CP-407, CP-444 y CP-447), superficie lobulada con surcos (CP-38), uniforme (CP-381, CP-382, CP-399, CP-407, CP-409 y CP-444), rugosa lobulada (CP-400 y CP-447), ligeramente rugosa (CP-388, CP-389 y CP-397), en algunos especímenes ausencia de estípite (CP-38, CP-389, CP-399, CP-400 y CP-447) ó presencia única o cespitosa (CP-381, CP-382, CP-388, CP-399, CP-407, CP-409 y CP-444). Para el caso de *Amauroderma* presentó características particulares como pie excéntrico o central, biloso, forma reniforme con surcaciones en el píleo, de liso a rugoso, crecimiento cespitoso. (CP-702 y CP-703)

La plasticidad morfológica de Ganodermataceae puede darse en varios niveles manifestándose más notable a nivel macroscópico, ejerciendo mayor presión de selección las condiciones ambientales en el que se desarrollan exhibiendo diferencias en los basidiomas como color del estípite y píleo, presencia o ausencia de laca en cutícula y tamaño de espora principalmente. También pueden presentarse variaciones en las estructuras microscópicas, manifestándose principalmente en el tipo de hifas y tamaño de esporas. Para México, se han reportado ocho especies pertenecientes a Ganodermataceae identificadas como *Ganoderma applanatum, G. areolatum, G. curtisii, G, lobatum, G. lucidum, G. oregonense, G. sessiliforme* y *G. subincrustatum*, siendo la especie *lucidum* mayormente representada en 12 estados del país (García *et al.*, 1998).

En este trabajo se reporta en Morelos la presencia por vez primera de especies de *Ganoderma* tales como *G. subamboinense*, *G. lucidum, G. applanatum, G. curtisii, G. resinaseum, G. lobatum, G. sesiliforme* y especies de *Ganoderma* no identificadas.

En México, el género *Ganoderma* está ampliamente representado, recolectándolo desde el nivel del mar hasta las altas montañas (3000 msnm), creciendo principalmente en tocones de árboles muertos de especies de *Quercus* y otras especies de árboles de maderas duras como *Ficus* sp, *Casuarina* sp y *Spathodea campanulata*. Las especies laqueadas se distribuyen principalmente en una altura entre los 1500 a los 2500 msnm, las cuales presentan una gran diversidad morfológica, mientras que la incidencia de las especies no laqueadas se localiza en condiciones ambientales diferentes superior a los 2500 msnm e inferior a los 1500 msnm.

De acuerdo a la clasificación morfodescriptiva propuesta por Corner (1983) y Ryvarden (1991), Zhao y Zhang, 2000, reconocen cuatro géneros: Género *Ganoderma*: Subgénero*: Ganoderma* y Subgénero: *Elfvingia*; género *Amauroderma*, género *Haddwia* y género *Humphreya,* reconociendo dos complejos para (laqueados) *Ganoderma lucidum*,

Cuadro 1. Colección de cepas de Ganodermataceae, creciendo de manera silvestres.

| Nombre científico | Procedencia | Registro |
|---|---|---|
| *Ganoderma* sp | Puebla | CP-387 |
| *G. applanatum* | Puebla | CP-434 |
| *G. curtissi* | Guerrero | CP-444 |
| *Ganoderma* sp | Guerrero | CP-445 |
| *Ganoderma* sp | Guerrero | CP-446 |
| *G. applanatum* | México | CP-447 |
| *Ganoderma* sp | Morelos | CP-449 |
| *Ganoderma* sp | Morelos | CP-452 |
| *G. subamboinense* | Morelos | CP-453 |
| *G. applanatum* | Puebla | CP-477 |
| *G. curtissi* | Morelos | CP- 145 |
| *G. lucidum* | Puebla | CP-205 |
| *Ganoderma* sp | Puebla | CP-367 |
| *Ganoderma* sp | Morelos | CP-377 |
| *G. lucidum* | Jalisco | CP-476 |
| *G. lucidum* | Morelos | CP-381 |
| *G. lucidum* | Morelos | CP-382 |
| *G. lucidum* | Morelos | CP-383 |
| *G. lucidum* | Morelos | CP-384 |
| *G. lucidum* | Morelos | CP-385 |
| *G. lucidum* | Morelos | CP-386 |
| *G. subamboinense* | Morelos | CP-388 |
| *Ganoderma* sp | Morelos | CP-389 |
| *Ganoderma* sp | Morelos | CP-390 |
| *G. lucidum* | Morelos | CP-391 |
| *Ganoderma* sp | Morelos | CP-392 |
| *Ganoderma* sp | Morelos | CP-393 |
| *G. lucidum* | Morelos | CP-394 |
| *Ganoderma* sp | Morelos | CP-395 |
| *G. lucidum* | Morelos | CP-396 |
| *Ganoderma* sp | Morelos | CP-397 |
| *Ganoderma* sp | Morelos | CP-398 |
| *G. resinaseum* | Morelos | CP-399 |
| *G. sessile* | Morelos | CP-400 |

| | | |
|---|---|---|
| *Ganoderma* sp | Morelos | CP-401 |
| *G. lobatum* | Morelos | CP-402 |
| *Ganoderma* sp | Morelos | CP-403 |
| *Ganoderma* sp | Morelos | CP-404 |
| *G. subamboinense* | Morelos | CP-405 |
| *Ganoderma* sp | Morelos | CP-406 |
| *G. lucidum* | Morelos | CP-407 |
| *Ganoderma* sp | Morelos | CP-408 |
| *G. curtissi* | Morelos | CP-409 |
| *Ganoderma* sp | Morelos | CP-38 |
| *Ganoderma* sp | Morelos | CP-42 |
| *Ganoderma* sp | Morelos | CP-62 |
| *Ganoderma* sp | Morelos | CP-66 |
| *G. lucidum* | Morelos | CP-435 |
| *G. lucidum* | Morelos | CP-448 |
| *Ganoderma* sp | Morelos | CP-450 |
| *Ganoderma* sp | Morelos | CP-451 |
| *G. lucidum* | Morelos | CP-455 |
| *G. applanatum* | Morelos | CP-454 |
| *Ganoderma* sp | Veracruz | CP-472 |
| *Ganoderma* sp | Veracruz | CP-473 |
| *Ganoderma* sp | Veracruz | CP-474 |
| *Ganoderma* sp | Veracruz | CP-475 |
| *G. lucidum* | Jalisco | CP-469 |
| *G. lucidum* | Jalisco | CP-470 |
| *G. lucidum* | Jalisco | CP-471 |
| *Ganoderma* sp | Morelos | CP-510 |
| *Ganoderma* sp | Morelos | CP-511 |
| *Ganoderma* sp | Veracruz | CP-512 |
| *Ganoderma* sp | Veracruz | CP-513 |
| *Ganoderma* sp | Veracruz | CP-514 |
| *G. colossus* | Morelos | CP-532 |
| *Amauroderma cofeatum* | Morelos | CP-702 |
| *A. rugosum* | Morelos | CP-703 |

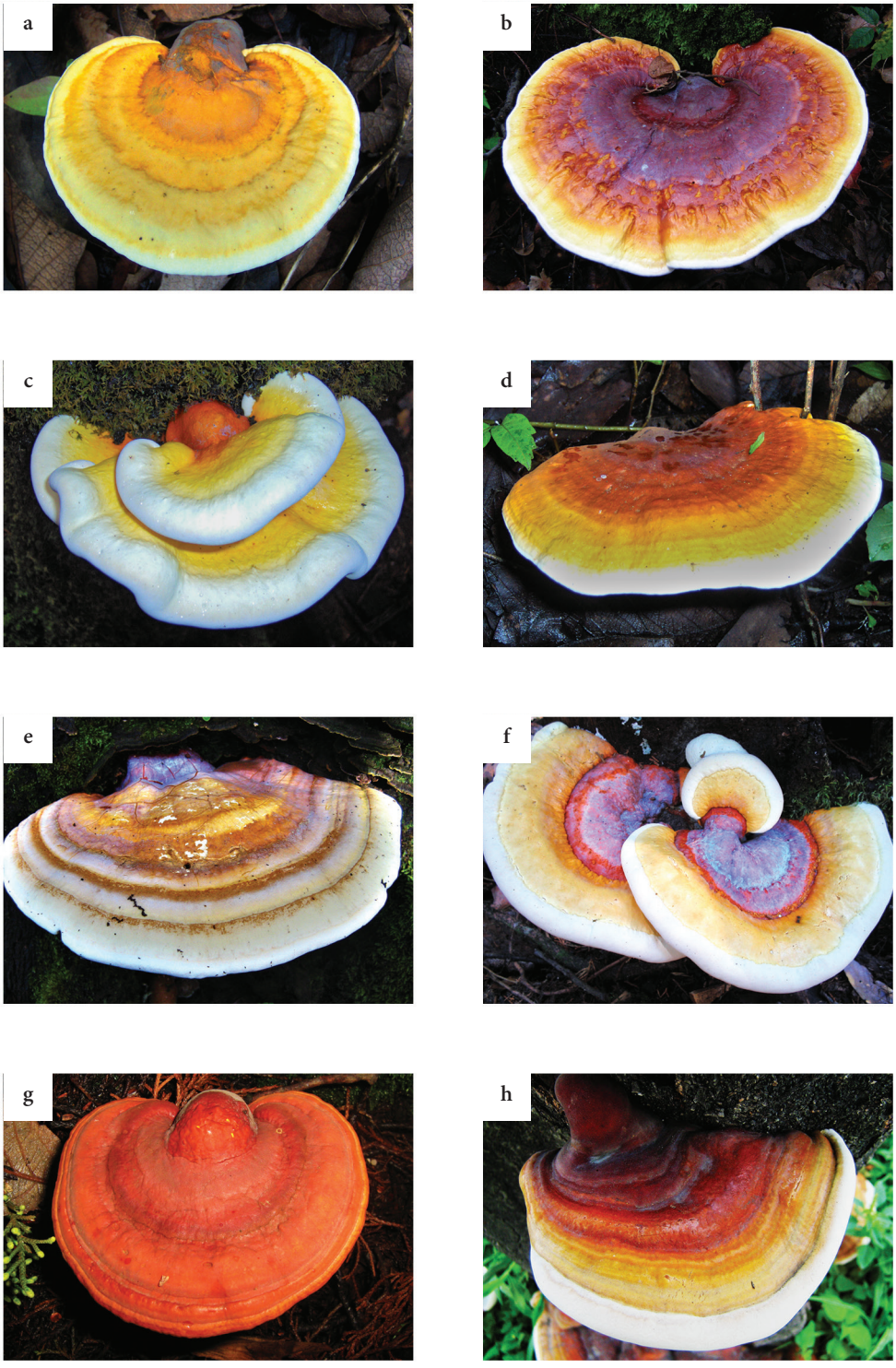



**Figura 1.** Especímenes recolectados de Ganodermataceae. a) *Ganoderma* sp., (CP-409); b) *Ganoderma* sp., (CP-397); c) G. lucidum, (CP-382); d) *G. lucidum*, (CP-407); e) *G. curtissi*, (CP-444); f) *G. lucidum*, (CP-381); g) *Ganoderma* sp., (CP-394); h) *Ganoderma* sp., (CP-38) Ver cuadro 1.




**Figura 2.** Especímenes recolectados de Ganodermataceae. i) *G. sessile*, (CP-400); j) *G. subamboinense*, (CP-388); k) *G. applanatum*, (CP-447); l) *Ganoderma* sp., (CP-393); m) *Ganoderma* sp., (CP-389); n) *G. resinaseum*, (CP-399); ñ) *Amauroderma cofeatum*, (CP-702); y o) *A. rugosum*. (CP-703). Ver cuadro 1.

subgénero *Ganoderma* y (no laqueados) *Ganoderma applanatum,* subgénero *Elfvingia*.

Entonces siguiendo este criterio sólo para los grupos principales arriba señalados agruparíamos a CP-409, CP-397, CP-382, CP-407, CP-444, CP-381, CP-394 CP-38, CP-400 y CP-388 dentro del género *Ganoderma* subgénero *Ganoderma* complejo laqueado y a CP-447, CP-393, CP-389 y CP-399 en género *Ganoderma* subgénero *Elfvingia* complejo no laqueado, mientras que para el género Amauroderma se agrupan dos especies *A. rugosum* y *A. cofeatum* cepas CP-702 y CP-703. Actualmente *Amauroderma* es reconocido como *Humphreya*, descartando la existencia de uno de los cuatro géneros sugeridos para la familia.

## LITERATURA CITADA


Buchanan, P. K. 2001. A taxonomic overview of the genus *Ganoderma* with especial reference to species of medicinal and nutriceutical importance. Procceding International Symposium Ganoderma Science: 27-29.

Chang, S. T. 1995. *Ganoderma* – The Leader in production and technology of mushroom nutraceuticals. pp 43-52. In: Proccedings 6th International Symposium Recent Advances in *Ganoderma lucidum*. Eds. Kim, B. K., Kim I. H. and Y. S. Kim), The Pharmaceutical Society of Korea, Seoul, Korea.

Chen, C. S. 1993. Methods for inducing various morphological fruiting body of *Ganoderma tsugae* (Murr). Transactions of the Mycological Society of the Republic of China 8: 9-16.

Corner, E. J. H. 1983. Ad Polyporaceas I, *Amauroderma* and *Ganoderma*. Beih. Nova Hedw.75, Cramer, Vaduz.

García, J., Pedraza, D., Silvia, I., Andrade, L. y Castillo, J. 1998. Hongos del estado de Querétaro. Universidad Autónoma de Querétaro.

Gottlieb, A. M., y J. E. Wright. 1999. Taxonomy of *Ganoderma* from southern South America: subgenus *Ganoderma*. Mycological Research 103: 661-673.

Gottlieb A. M, Ferref E, Wright J. E. 2000. DNA analyses as an aid to the taxonomy of species of *Ganoderma*. Mycol Res.104:1033-45.

Guzmán, G. 2000. Tropical Fungi of Mexico. Diversity and distribution. Symposium Tropical Mycology, Abril 25-29, Liverpool.

Hong, S. G., Jeong, W. y H. S. Jung. 2002. Amplification of mitochondrial small subunit ribosomal DNA of polypores and its potential for phylogenetic analysis. Mycologia 94: 823-833.

Hongyan, S., Lei, W., Yihe, G., Ermei, F., Jie, S. y Linde, L. 2008. Development of strain-specific SCAR markers for authentication of *Ganoderma lucidum*.World Journal of Microbiology and Biotechnology, 24 (7): 1223-1226.

Karsten, P. A. 1881. Enumeratio boletinearum et *polyporearum fenicarum*. Systemate novo dispositarum. Reviews Mycology 3: 101-134.

Miller, R. N. G., Holderness, M., Bridge, P. D., Chung, G. F. y M. H. Zakaria. 1999. Genetic diversity of *Ganoderma* in oil palm plantings. Plant Pathology 48: 595-603.

Mizuno, T., Sakai, T. y G. Chihara. 1995. Health foods and medicinal usages of mushrooms. Food Reviews International 11: 151-166.

Moncalvo, J.M., Wang, H. F., Wang, H. H. y R. S. Hseu. 1994. Molecular studies in the *Ganoderma lucidum* complex. Pp. 12-13. *In: 94' International Symposium Ganoderma* (ed. Z. B. Lin), Beijing Medical University Press, Beijing, China.

Moncalvo, J. M., Wang, H. F., Hseu, R. S., 1995a. Gene phylogeny of the *Ganoderma lucidum* complex based on ribosomal DNA sequences. Comparison with traditional taxonomic characters. Mycological Research 99, 1489-1499.

Moncalvo, J. M., Wang, H. F. y R. S. Hseu. 1995b. Phylogenetic relationships in *Ganoderma* inferred from the internal transcribed spacers and 25S ribosomal DNA sequences. *Mycologia* 87: 223-238.

Moncalvo, J. M. y F. Ryvarden. 1998. Nomenclature of *Ganoderma*taceae. *Synopsis Fungorum* 11: 1-109.

Moncalvo J. M. Systematics of *Ganoderma*. In: *Ganoderma* Diseases of Perennial Crops. Wallingford, UK: CAB International; 2000. pp. 23-45.

Mirrill, W. A. 1905. The Polyporaceae of North America. XI. A Synopsis of the brown pileate species. *Bulleting Torrey Botanical Club* No. 32: 353-371.

Russell y Paterson, 2006. A therapeutic fungal biofactory. *Phytochemistry* 67: 1985-2001.

Ryvarden, L. 1991. Genera of polypores. Nomenclature and taxonomy. Pp. 363. In *Synopsis Fungorum 5. Fungiflor.* Oslo, Norway.

Ryvarden L. 1994. Can we trust morphology in *Ganoderma*? Buchanan P. K, Hseu R. S, Moncalvo J. M. *Ganoderma*: Systematics, Phytopathology and Pharmacology. Proceedings of Contributed Symposium. 1994:19–24. 59A, B 5th International Mycological Congress August 14-21.

Ryvarden, L. 2000. Studies in neotropical polypores 2: a preliminary key to neotropical species of *Ganoderma* with a laccate pileus. *Mycologia* 92: 180-191.

Smith, B. J. y K. Sivasithamparam. 2000a. Internal transcribed spacer ribosomal DNA sequence of five species of *Ganoderma* from Australia. *Mycological Research* 104: 943-951.

Smith, B. J. y K. Sivasithamparam. 2000b. Isozymes of *Ganoderma* species in Australia. *Mycological Research* 104: 952-961.

Steyaert, R. L. 1972. Species of *Ganoderma* and related genera mainly of the Bogor and Leiden herbaria. *Persoonia* 7: 55-118.

Steyaert, R. L. 1975. The concept and circumscription of *Ganoderma tornatum*. *Transactions of the British Mycological Society* 65: 451-467.

Takamatsu, S. 1998. PCR application in fungal phylogeny. Pp. 125.152. *In*: Applications of PCR in Mycology (ed. P. Bridge, D. Arora, C. Redyy and R. Elander), CAB International.

Wasser, S. P. y A. L. Weis. 1999. Medicinal properties of subtances occurring in higher Basidiomycetes mushrooms: a current perspective. *Critical Review Immunology* 19: 65-96.

Zhao J. D. y X. Q. Zhang. 2000. Ganodermataceae. Flora fungorum sinicorum. Beijing: *Science Press* 18: 1-178.

Zhang, G. L., Wang, Y. H., Ni, W., Teng, H. L. y Z. B. Lin. 2002. Hepatoprotective role of *Ganoderma lucidum* polysaccharide against BCG- induced immune liver injury in mice. *World Journal of Gastroenterology* 8: 728-733.

III



# BIODIVERSIDAD DE MACROHONGOS EN LOS ALREDEDORES DE LA PRESA “CRUZ PINTADA” DENTRO DEL MUNICIPIO DE TLAQUILTENANGO

## BIODIVERSITY OF MACROFUNGI IN THE SURROUNDINGS OF THE “CRUZ PINTADA” DAM IN THE MUNICIPALITY OF TLAQUILTENANGO



Jhasua Rebollar Flores
Isaac Tello-Salgado
Elizur Montiel Arcos

EL reconocimiento de las especies de hongos que crecen en los alrededores de un área protegida como lo es la Reserva de la Biosfera Sierra de Huautla (REBIOSH), localizada al sur del estado de Morelos es de gran importancia, puesto que los hongos en algunos estados del país representan una fuente alternativa de alimentación, uso comercial e incluso de salud. En el presente trabajo se dan a conocer la recolección de 207 especímenes, los cuales fueron identificados en base a sus caracteres morfológicos macroscópicos y microscópicos, siendo sólo 107 especímenes identificados, 5 especímenes pertenecientes a la clase de los Ascomicetes, seguida de la clase de los Basidiomycetes, la cual presenta la mayor parte de las recolectas, mientras que sólo se encontraron algunos organismos de la clase de los mixomicetos. Dentro de los hongos basidiomicetos, el orden de los Agaricales presento la mayor cantidad de familias, seguida del orden de los Polyporales y los Hymenochaetales, sobresaliendo la familia Agaricaceae y Polyporaceae como las más representativas. Sólo 31 especies fueron identificadas, y el resto fueron determinadas al rango de género; de los 107 organismos estudiados, representados en 43 géneros diferentes, los géneros *Xylaria*, *Phellinus*, *Polyporus, Panaeolus, Coprinus, Lepiota* y *Marasmius* fueron los que presentaron un mayor número de especímenes recolectados dentro de la región muestreada.

RECOGNITIONTof fungal species that grow around a protected area such as the Biosphere Reserve Sierra de Huautla (REBIOSH), located at south of the State of Morelos, Mexico is of great importance, since, in some states of Mexico, fungi represent an alternative source of food, commercial, and even health products. In this paper we present a collection of 207 fungi specimens, from which 107 specimens were identified based on their morphological macroscopic and microscopic. Being five specimens belonging to the class of Ascomycetes, followed by the class the Basidiomycetes, which represent the most of the collection, while only some organisms of the class of mixomicetos were found. Within the Basidiomycetes, the Agarical order had the highest number of families, followed by the order of Polyporal and Hymenochaetal, overhanging the Agaricaceae and Polyporaceae family as the most representative. Only 31 species were identified, and the rest were determined to range of genera. The 107 organisms studied, represented in 43 different genera *Xylaria*, *Phellinus*, *Polyporus, Panaeolus, Coprinus, Lepiota*, and *Marasmius*, were those with higher number of specimens collected within the sampled region.

## INTRODUCCIÓN

Mexico es uno de los países más megadiversos, consecuencia directa de los factores ecológicos y biogeograficos, además de la intersección de la región Neártica y Neotropical que genera una gran variedad de climas y hábitats, que a su vez permite una riqueza biológica y una cantidad de endemismos en todo el territorio mexicano; sin duda una de las regiones que contribuyen a esta gran diversidad es el sur este del país (Toledo, 1994, Toledo, *et al*. 1995). El estado de Morelos es uno de los estados más biodiversos del país, presentando dos grandes regiones importantes, el Corredor Biológico Chichinautzin (COBIOCH), ubicado en la región norte del estado, con un clima templado y semifrío con una vegetación de bosque de pino en su mayoría, mientras que en la región sur se encuentra un clima cálido, con una vegetación de tipo selva baja caducifolia en su mayoría, en la cual se encuentra la Reserva de la Biosfera Sierra de Huautla (REBIOSH); la presa Cruz Pintada se encuentra a 2.4-2.5 km del límite de dicha reserva. Las investigaciones en los bosques tropicales del país son escasas, en cuanto a diversidad fúngica se refiere, lo cual representa un grave rezago de conocimientos sobre nuestros recursos naturales, mismos que probablemente desaparezcan. Los hongos tropicales son un componente esencial para la supervivencia de otros organismos, cruciales en los procesos ecológicos globales, fuente de nuevos compuestos bioactivos y agentes de control biológico, entre otros aspectos relevantes (Hawksworth *et al*. 2002). En este capítulo nos referiremos a los hongos en agrupaciones en cuanto al potencial de uso que corresponde a los macromicetos medicinales, que se caracterizan por sus propiedades químicas que se han usado por la etnias de México, hasta hoy en día por la medicina actual para el tratamiento de padecimientos así como la obtención de metabolitos secundarios, para diversos tratamientos, los macromicetos comestibles, que por su concentración de sustancias no nos es dañino su consumo, a tal grado que los hongos forman parte fundamental de nuestra dieta, usados para la elaboración de productos industriales incluso, así como su gran potencial de cultivo y distribución, c) los macromicetos lignocelulíticos, que por su principal característica de lisar (romper la membrana) de células vegetales, han sido de los principales hongos que mantienen el equilibrio ecológico, resaltando que todos los hongos están implicados en el equilibrio ecológico de un ecosistema, d), por último los macromicetos toxico/venenosos, que por sus propiedades y cantidad o concentración alta de sustancias perjudícales, representan un riesgo a la salud al ser ingeridos. Si bien la característica más sobresaliente de los hongos es la capacidad de degradar la materia orgánica: se dice que los hongos incluyen organismos con núcleo que se reproducen por esporas, carecen de clorofila [es decir que no son fotosintéticos], se reproducen sexual o asexualmente, y cuyas estructuras somáticas son filamentosas y ramificadas y están rodeadas por una pared celular hecha de celulosa, quitina o ambas (Alexopoulus, 1952).

## ASPECTOS GENERALES DEL SITIO DE ESTUDIO:

La región que comprende la presa "Cruz pintada" está ubicada entre el poblado de Huautla al sur, Quilamula al norte-oeste y Ajuchitlán al este.

Clima: El estado de Morelos cuenta con diversos tipos de suelo, en cuanto a la composición del sustrato se refiere; esta gran variabilidad se puede ver reflejada en la gran diversidad de organismos vivos que se pueden encontrar en los diferentes tipos de sustratos, esto es importante para el crecimiento de muchas plantas y hongos en específico, el tipo de suelo y la concentración de sus propiedades químicas, en la región muestreada, el tipo de suelo es principalmente fluvisoles y litosoles, los cuales son consideradas áreas que están asociados a climas y vegetación de tipo selváticas, no muy aptos para la agricultura. Por otro lado los feozems se ubican al sur del estado de Morelos, destacando los municipios de Tlaquiltenango y Tepalcingo. El sitio de estudio presentó un sustrato de vegetación natural, en este caso de Selva Baja Caducifolia, y son utilizados para agricultura de riego y temporal, en terrenos con topografía plana y semiplana (figura 1).



**Figura 1.** Presa Cruz Pintada, Reserva de la Biosfera Sierra de Huautla.

## ANTECEDENTES

Los hongos de los bosques tropicales del país han sido poco estudiados, sin embargo Guzmán (2003) identifica los hongos de Quintana Roo, dando a conocer una gran diversidad de los mismos agregar sobre los hongos tropicales. Pérez Silva *et al*. (2006) determina 16 familias de Agaricales para Sonora. Cappello (2006) publica un libro donde se presentan los hongos de la Reserva del Yumka´, con descripciones de cada hongo así como su uso potencial. Son pocos los trabajos de tipo taxonómico, así como investigaciones de distribución o bien de aspectos ecológicos que se han realizado en el estado de Morelos, sobre la diversidad de macromicetos, cabe señalar (que son muy pocos los trabajos en bosque tropical caducifolio. Actualmente en el estado de Morelos, se cuenta con 12 mil 500 especímenes debidamente catalogados, durante la Décimo Segunda Exposición de Hongos de Morelos (1991), se develó una placa con el nombre actual de Herbario Micológico de Morelos "Dr. Gastón Guzmán", del Centro de Investigaciones Biológicas de la Universidad Autónoma del Estado de Morelos, del total de especies ahí depositadas tan sólo cuenta con 106 especies de hongos pertenecientes a regiones subtropicales y tropicales, la mayoría de ellos de la Reserva del el texcal (Portugal *et al*. 1985). Particularmente en el estado de Morelos a pesar de contar con una de las superficies más pequeñas de México, existe una gran riqueza de organismos, siendo uno de los mejor representados; los hongos reportados por Portugal *et al*. 1998 y 2007.

## MATERIALES Y MÉTODOS

Para la recolección de macrohongos se realizaron recolectas mes por mes, durante temporada de lluvias se deberá anotar características *in situ*, así como algunas características que son perecederas, lo cual conlleva tiempo implicado en reconocer las características más particulares. Para la recolección de macromicetos se utilizó; papel encerado, en el cual se pondrán los hongos para su transporte

en una caja o canasta grande, para evitar que los especímenes se dañen y contribuir a la correcta identificación taxonómica; además de que se realizaron esporadas en el sitio en dicho papel encerado de cada espécimen; para la obtención de dichos macromicetos se contempló el sustrato donde está creciendo, procurando la obtención del espécimen completo (micelio-cuerpo fructífero), para ello se utilizaró una palilla de jardinero o bien una cuchara de metal. Las fotografías fueron tomadas *in situ*, con la finalidad de poder ver su hábitat natural y sus características morfológicas perecederas. Se tomaron medidas de las diferentes partes que comprenden al cuerpo fructífero en este caso los ascocarpos o los basidiocarpos, procurando tener las medidas del hongo en fresco, de ser posible *in situ*. Los sitios y trayectos muestreados dentro de la localidad fueron de aproximadamente 5-10 metros de ancho, el trayecto uno, consistió en una ladera poco empinada, llegando al rio y posteriormente recorriendo a sus alrededores, el trayecto dos, fue uno de los más largos que se establecieron y que correspondía a una de las partes más altas muestreadas en el sitio y por último el trayecto tres que se extiende del trayecto uno para uno de los cerros aledaños a la presa. De este modo se utilizó la evaluación de multicriterio espacial, que no dice que en grandes superficies o cuencas hidrográficas así como áreas de protección y conservación se debe recolectar de manera aleatoria si no se pretende determinar abundancia ni diversidad, a modo tal que se cubra un espacio mayor a los 1000 mts recorridos, aun cuando Feest, *et al.* 2009 propone un método de muestreo para el registro de la biodiversidad de macromicetos con 20 parcelas circulares de cuatro metros de radio, pero en esta región donde existe una gran cantidad de acantilados pequeños y zonas más áridas o muy empinadas se decidió hacer el muestreo de manera lineal.

La identificación taxonómica puede comprender diferentes técnicas y en particular en este proyecto realizó en su mayoría el enfoque morfológico de cada espécimen, pero se incluye el enfoque bioquímico como una parte fundamental para el reconocimiento de estructuras microscópicas con la utilización de tinciones y cortes histológicos como ya se mencionó.

**RESULTADOS**

De acuerdo con las 207 recolectas de macromicetos realizadas en la zona de estudio, en el presente trabajo se estudiaron sólo 107 especímenes, dadas las condiciones perecederas de muchos de ellos. La identificación en el laboratorio de los 107 especímenes, dio como resultado un total de 31 especies y 25 especímenes determinados a rango de género de los cuales no se incluye la descripción de *Agaricus* spp., *Coprinus* spp., *Pleurocybella* sp. *Cortisium* sp., *Leucocoprinus* sp., *Polyporus* af. *occidentalis* y *Trametes af. máxima*, y *T.* af. *villosa* debido a la falta de fotografías en su estado fresco, así como el estudio completo de la microscopia de cada uno de ellos; el resto fueron especímenes repetidos que se agruparon en sus respectivos taxones, del total de hongos estudiados estos están repartidos en 43 géneros, 24 familias y 13 órdenes diferentes, siendo de estos el orden de los Agaricales el cual presenta el mayor número de familias, seguido del orden de los Polyporales, *Hymenochaetales* y *Xylariales* como se muestra en la gráfica 1.

En el cuadro 1, se muestra la división Basidiomycota, la cual presenta el mayor número de especímenes recolectados con un total de 48 especies, mientras que sólo cinco especies fueron determinados al filo o división Ascomycota, dos para Myxomycota* (ahora considerados dentro de Protozoa), como es el caso de *Arcyria denudata* y *Physarum nucleatum,* y 1 más para la división Glomeromycota. Como se puede observar en el cuadro 1 de este capítulo, el orden con mayor número de géneros corresponde al de los Agaricales con 19 géneros, siendo esta la más diversa, por otra parte se determinaron siete géneros para el orden de los Polyporales. Todos los demás órdenes y familias presentaron un género y/ó una especie respectivamente.

Cabe resaltar que del total de especímenes recolectados, 107 especímenes se identificaron hasta la categoría de género o bien como género afín, de acuerdo a las características más sobresalientes, tanto anotadas *in situ* como en el laboratorio.

Cuadro 1. Divisiones Ascomycota y Basidiomycota estudiadas.

| **Phyllum** | | | | |
|---|---|---|---|---|
| | **Clase** | | | |
| | | **Orden** | | |
| | | | **Familia** | |
| | | | | **Género y especie** |
| **Ascomycota** | | | | |
| | Sordariomycetes | | | |
| | | Hypocreales | | |
| | | | Cordycipitaceae | |
| | | | | ***Cordyceps militaris*** (L.) Link. (1) |
| | | | | ***Beauveria* sp.** Vuill. (2) |
| | | Xylariales | | |
| | | | Xylariaceae | |
| | | | | ***Xylaria* spp** (5) |
| | | | | ***Daldinia* sp.** (4) |
| | Pezizomycetes | | | |
| | | Pezizales | | |
| | | | Pezizaceae | |
| | | | | ***Peziza* sp.** (3) |

| Phyllum | Clase | Orden | Familia | Género y especie |
|---|---|---|---|---|
| **Basidiomycota** | | | | |
| | Agaricomycetes | | | |
| | | Agaricales | | |
| | | | Agaricaceae | |
| | | | | ***Agaricus* sp** |
| | | | | ***Agaricus silvícola*** |
| | | | | Bohus & Locsmándi.(6) |
| | | | | ***Coprinus* spp** |
| | | | | ***Coprinus plicatilis*** |
| | | | | (Pers.) Gray. (7) |
| | | | | ***Lepiota rubrotincta*** |
| | | | | Peck 1891. (10) |
| | | | | ***Lepiota* sp** (9) |
| | | | | ***Leucocoprinus* sp** |
| | | | | ***Vascellum* sp** (11) |
| | | | Bolbitaceae | |
| | | | | ***Panaeolus cyanescens*** |
| | | | | (Berk. & Broome) Sacc. (12) |
| | | | | ***Panaeolus* sp** (13) |
| | | | Cortinariaceae | |
| | | | | ***Gymnopilus* sp** (14) |

**Phyllum**

**Clase**

**Orden**

**Familia**

**Género y especie**

Lycoperdaceae

***Lycoperdon* sp** (15)

Nidulariaceae

***Cyathus* spp** (8)

Marasmiaceae

***Marasmius* sp** (16)

***Marasmius haematocephalus***

(Mont.) Fr. (17)

Plutaceae

***Volvariella* sp** (18)

Schizophyllaceae

***Schizophyllum commune***

Fr**.** (19)

Strophariaceae

***Psilocybe cubensis***

(Earle) Singer. (20)

***Psilocybe coprophila***

(Bull.) P. Kumm. (21)

| Phyllum | Clase | Orden | Familia | Género y especie |
|---|---|---|---|---|
| | | | Tricholomataceae | |
| | | | | ***Pleurocybella* sp** |
| | | | | ***Mycena* sp** (24) |
| | | | | ***Clitocybe* sp** (22) |
| | | | | **Collybia sp** (23) |
| | | Auriculariales | | |
| | | | Auriculariaceae | |
| | | | | ***Auricularia* af. *auricula*** (25) |
| | | | | ***Auricularia* af. *politycha*** (26) |
| | | Corticiales | | |
| | | | Corticiaceae | |
| | | | | ***Corticium* sp** |
| | | Geastrales | | |
| | | | Geastraceae | |
| | | | | ***Geastrum saccatum*** |
| | | | | Speg. (27) |
| | | Gomphales | | |
| | | | Gomphaceae | |
| | | | | ***Ramaria* sp** |
| | | | | (Pers.) Quél. (28) |

| Phyllum | Clase | Orden | Familia | Género y especie |
|---|---|---|---|---|
| | | Hymenochaetales | | |
| | | | Hymenochaetaceae | |
| | | | | ***Phellinus yucatanensis*** |
| | | | | (Murrill). (30) |
| | | | | ***Phellinus rimosus*** |
| | | | | (Berk.) Pilát. (31) |
| | | | | ***Phellinus* sp** (29) |
| | | | | ***Phylloporia fructicum*** |
| | | | | (Berk. & M.A. Curtis) |
| | | | | Ryvarden. (32) |
| | | Phallales | | |
| | | | Clathraceae | |
| | | | | ***Clathrus crispus*** |
| | | | | Turpin 1829 (33) |
| | | Polyporales | | |
| | | | Coriolaceae | |
| | | | | ***Fomitopsis* sp** (34) |
| | | | | ***Trametes*** máxima |
| | | | | (Mont.) A. David & Rajchenb. |
| | | | | ***Trametes villosa*** |
| | | | | (Sw.) Kreisel. |

**Phyllum**

**Clase**

**Orden**

**Familia**

**Género y especie**

Ganodermataceae

***Ganoderma* sp** (36)

***Amauroderma* sp**

(Berk.) Murrill. (35)

Lentinaceae

***Panus* sp** (39)

Polyporaceae

***Datronia caperata*** (37)

***Echinochaete* sp** (38)

***Hexagonia papyracea*** (43)

***Pycnoporus cinnabarinus***

(Jacq.) P. Karst. (40)

***P. sanguineus*** (41)

***Polyporus occidentalis***

***P. tricholoma*** (42)

Russulales

Stereaceae

***Stereum* sp** (44)

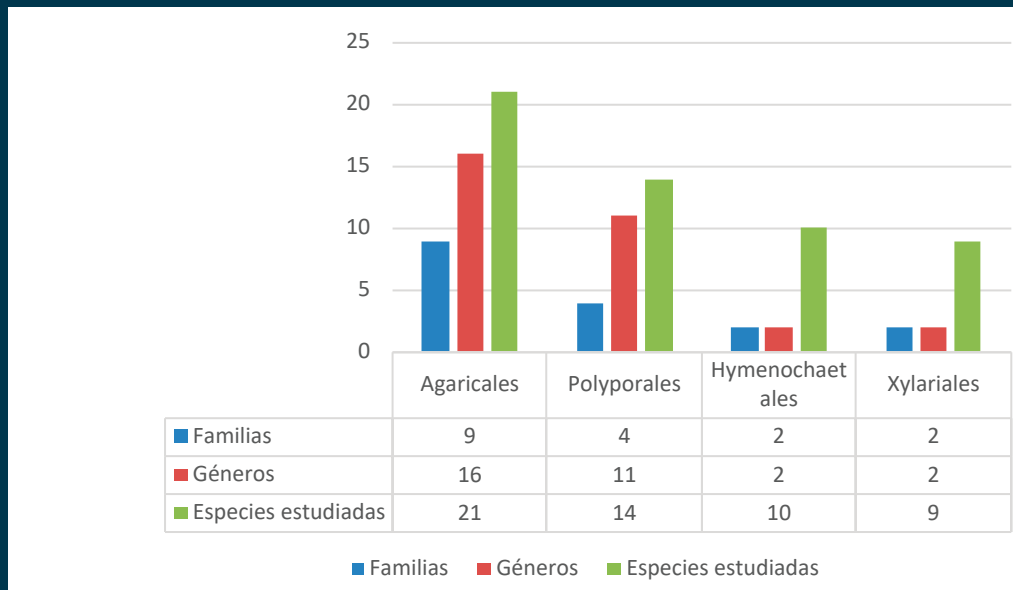
Tremellales

Tremellaceae

***Tremella mesentérica*** (46)

***Tremella foliácea*** (45)

| Phyllum | Clase | Orden | Familia | Género y especie |
|---|---|---|---|---|
| **Dacrymycetes** | | | | |
| | Dacrymycetales | | | |
| | | Dacrymycetaceae | | |
| | | | | ***Dacryopinax elegans*** (47) |
| | | | | ***Dacryopinax spatularia*** (48) |




**Gráfica 1.** Ordenes más representativos en el área de estudio. (No se incluyen los 13 órdenes descritos).

De acuerdo con la fenología, el mes en que se llevó a cabo un mayor número de recolectas fue a finales de julio con 52 recolectas y principios de agosto con un total de 141 recolectas, dado el aumento de humedad y disminución de temperatura el tiempo de adaptación de los hongos y el tiempo de aparición o incubación del micelio, es relativamente corto ya que el mes de septiembre fue el que menos recolectas presenta, las condiciones de temperatura eran variables, sin embargo se mantenía una temperatura mayor a los 32°C, lo cual evaporaba rápidamente el agua que precipitaba, afectando la humedad del lugar. Para el mes de enero se realizó un pequeño recorrido, en las cuales se recolectaron apenas unos 15 especímenes ya secos, todos lignícolas, como es el caso del genero *Phellinus* y *Hexagonia* principalmente. De acuerdo con trabajos como el de González, A. *et al.* (2011) en el que la época de septiembre y octubre fueron las que más recolectas presentaron hace notar la diferencia entre una región tropical colíndate con el mar del Caribe, que conserva un alto grado de humedad, con una región tropical en la Sierra de Huautla en el sur del estado de Morelos, la cual presenta únicamente ríos con poca abundancia de agua, recortándose los meses en la que los hongos pueden desarrollarse, no obstante la diversidad de especies encontradas en un numero de recolectas tan bajo indica que aun con estas condiciones los hongos han desarrollado una fenología diferente, lo cual puede reflejarse también en el tamaño de los carpóforos los cuales muchas veces presentan medidas más pequeñas a comparación de otros organismos recolectados en bosques templados.

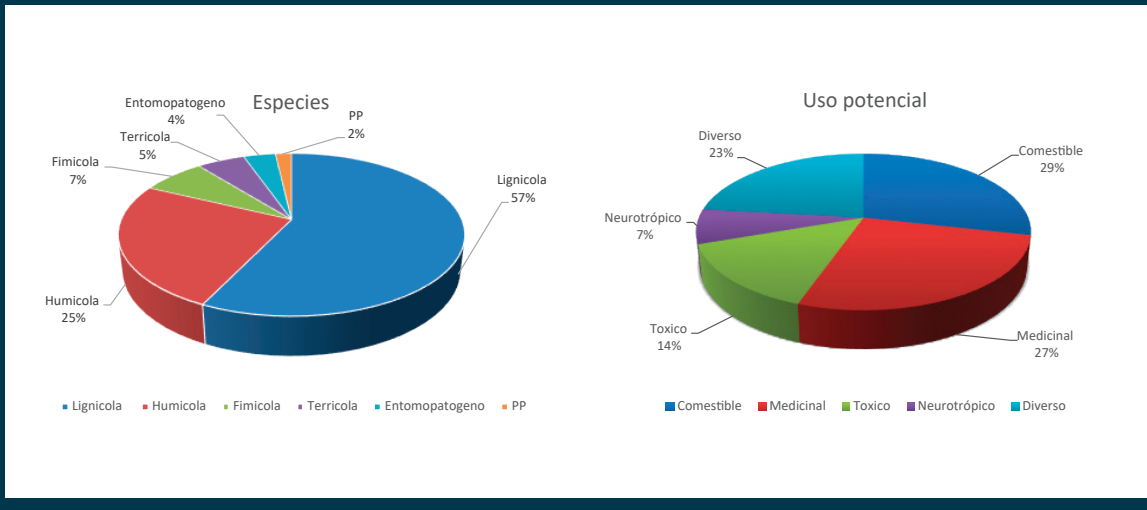
La familia Marasmiaceae fue la más complicada en cuanto a su estudio debido a sus características macroscópicas que en su mayoría son perecederas, dificultando el trabajo de microscopia, de tal modo que se requiere hacer estudios más puntuales en esta y otras familias como la familia Xylariaceae que se encuentra bien representada en la región muestreada, pero se cuentan con muy pocos datos sobre el género *Xylaria* en zonas tropicales de México, se revisaron los trabajos de Guzmán (2003), Pérez-Silva (1975), Cappello (2006), Portugal et al. (1985), San Martín et al. (1989),

Bautista et al. (1986, 1992), no encontrándose una relación directa con los hongos estudiados dentro de la región muestreada del genero *Xylaria*.

En la gráfica 2*a*, se muestra que el tipo de hábitat predominante de los hongos recolectados la cual fue en su mayoría lignícola, debido a que las maderas retienen durante mayor tiempo la humedad captada por las lluvias, en segundo lugar los hongos humícolas y los hongos lignícolas, cabe resaltar que se encontraron muy pocas especies de hongos de hábitat terrícola, dado que el sustrato presenta una capa de humus y la prevalencia de suelos con bajas cantidades de materia orgánica y de origen rocoso-calizo, genera que las condiciones en las que crece el micelio no sean tan optimas, como en el caso de los hongos lignícolas. Los hongos fimícolas también estuvieron bien representados, esto porque es una zona que presenta cada vez un incremento mayor en la ganadería, siendo el género *Panaeolus, Cyathus y Psilocybe* los que se encontraron con mayor frecuencia, solo se encontraron dos especies de hongos entomopatogenos que corresponde a *Beauveria* sp. y *Cordyceps millitaris,* mientras que los hongos comestibles presentaron un 29% de los hongos estudiados, seguidos de los hongos con potencial medicinal con el 27% y 23% para los hongos con usos diversos o bien que no se les atribuye alguna relación o uso potencial, 14% para los hongos que presentan toxicidad y solo el 7% para hongos considerados neurotrópicos (gráfica 2*b*), de tal modo que la importancia de estos hongos para uso y potencial como recurso biológico, social y científico, es notable.

## DISCUSIÓN

El llevar a cabo un trabajo taxonómico es sin duda un trabajo que requiere de mucha bibliografía, paciencia y de una organización del tiempo que se le dedica a cada hongo, por ello un trabajo de investigación, realizado en tres semestres tiende a estar limitado con el tiempo para concretarlo de una manera satisfactoria. Sin embargo, los avances en la taxonomía de hongos en el mundo y en el país, va en aumento, por lo que la bibliografía, las claves dicotómicas y la información respecto a la microscopia, cada vez es más abundante. El empleo de cámaras profesionales en el momento de la recolecta de los carpóforos, en la época de lluvias, es de gran utilidad al momento de corroborar datos, que pudieran haber sido omitidos, ya que brindan un aporte más vivido para asociar los especímenes recolectados con su hábitat.




**Gráfica 2.** a) Tipo de hábitat del área muestreada, b) Uso potencial de las especies estudiadas.

Se recolectaron una gran cantidad de hongos que por sus características macroscópicas y microscópicas, corresponden al género *Xylaria*, estos hongos presentaron parafisas de 15um de tipo metuloides (se tiñen de azul en la punta), además de que otros especímenes parecían estar en estadio adulto ya que las ascas no se pudieron encontrar en el análisis microscópico. Sin duda la razón por la que estos hongos están descritos a nivel de género es por la variabilidad de las medidas y de la forma de las esporas, por lo que no se pudo asociar a ninguna especie conocida. Se deberá realizar análisis moleculares de los especímenes recolectados, sumando a su vez mas recolectas de los mismos, contemplado la periodicidad en la que crecen, puesto que estos hongos pertenecientes al phyllum Ascomycota, podrían representar en gran medida especies nuevas. En uno de los especímenes de *Xylaria* se encontró una especie de parasito de hongos, que por sus características morfológicas al microscopio, se determinó que podría ser del genero *Alternaria*.

Al revisar los artículos de Pérez-Silva (1975), San Martín (1992), San Martín y Rogers (1989), no se pudo encontrar alguna relación específica de esta especie y las demás especies con alguna del género *Xylaria*, ni alguna relación de los datos que presentan con los datos obtenidos en esta investigación.

Se esperaba encontrar en principio hongos leñosos, que pudiesen aguantar las altas temperaturas y el cambio constante de humedad en la época de lluvia e incluso la larga época de secas. Los hongos que corresponden a estas características son los hongos de la familia Polyporaceae e *Hymenochaetaceae* principalmente, sin embargo los resultados obtenidos indican que la cantidad de hongos que son leñosos sin duda es mayor que las de los hongos con carnosidad blanda los cuales corresponden a géneros como *Polyporus, Phellinus, Phylloporia, Schizophyllum, Ganoderma, Fomitopsis, Hexagonia, Echinochaete, Stereum y Xylaria*, principalmente.

La cantidad de hongos que son lignícolas o degradadores de la madera fueron los más abundantes, seguidos de los hongos humícolas. Para el tipo de hábitat lignícola, los géneros *Polyporus spp., Ganoderma sp., Phellinus spp., Xylaria spp., Marasmius spp., Schizophyllum sp., Trametes sp., Echinochaete sp*., fueron muy abundantes dentro de la región muestreada, en las diferentes recolectas, a lo largo de la época de lluvias.

Posteriormente le siguen los hongos con hábitat de crecimiento fimícola, con un porcentaje mayor a los hongos terrícolas esto dado que el sustrato donde crecen es de procedencia rocoso-calizo. De los hongos recolectados, el tipo de hábitat que corresponde a los hongos que crecen sobre el humus, fue menor que la de los hongos lignícolas, debido al tipo de suelo que presenta la región en contraste con la riqueza arbórea, los suelos de tipo feozems tienen una capa muy delgada de humus, teniendo poca retención de humedad. Los géneros que tienen como hábitat el humus están el género *Agaricus, Amauroderma, Clathrus, Collybia, Volvariella* y *Geastrum*.

Fue evidente el grado de perturbación por ganadería dentro de la región muestreada, puesto que se encontró una gran cantidad de hongos fimícolas de heces de vacas y caballos, de los cuales, las especies *Psilocybe coprophila* y *Cyathus colensoi* eran muy abundantes, mientras que la especie *Psilocybe cubensis* solo se encontró a mediados de septiembre en el borde de un camino que conecta a la presa "Cruz Pintada" con el poblado de Huautla, las especies del genero *Coprinus,* fue difícil identificar, debido a que su carpoforo es en gran porcentaje agua, durando algunos tan solo un día, máximo dos, sin embargo fue sin duda uno de los hongos que estaba muy abundante de igual modo.

El género *Beauveria* corresponde con la descripción de Barnetl (1972), el espécimen encontrado presenta las características descritas, aunque no se realizó la microscopia de este género, las características del hospedero que parasitó, así como la masa algodonosa que forma, son caracteres particulares de este género.

La especie *Clathrus crispus* se identificó en base a la revisión de las descripciones de López, A. *et al*. 1980, así como descripciones en páginas especializadas, así como el trabajo de Maldonado-Ramírez (2005), considerando los aspectos microscópicos que fueron de fácil identificación.

Las especies de la familia Marasmiaceae, dadas sus características perecederas así como su tamaño, requieren de una inmediata descripción macroscópica y sobre todo microscópica, en la presente investigación no se pudo realizar la microscopia de estos organismos, sin embargo la descripción generada concuerda con Singer (1976), de igual modo la especie *Marasmius haematocephalus* corresponde con Guzmán (1995), Capello y Antonín, V. (2006) y Pegler D. (1966, 1977, 1986).

Algunos ejemplares del genero *Phellinus* pudieron determinarse con las claves de la monografía mundial del genero *Phellinus* que hicieron Larsen y Cobb-Poulle (1989), además de la revisión de los trabajos de Rivarden y Johansen (1980) para el este de áfrica, Ryvarden y Gilberston (1993). Algunos de los especímenes encontrados no pudieron ser identificados, aun usando los artículos Bernicchia (2005) para Europa, ni en la investigación de Ryvarden (2004) para el Neotrópico, tratándose posiblemente de especies nuevas.

Todos los organismos son nuevos registros para la reserva y para la región. El potencial de la diversidad de hongos en regiones tropicales del país, se está comprobando que es alta, en la reserva también están presentes diferentes ecotonos, en las regiones templadas se ha visto que presentan una altísima diversidad fúngica, sin embargo los hongos encontrados podrían ser un porcentaje muy bajo de la verdadera diversidad que ahí existe, se debe ahondar más en los bosques tropicales caducifolios, puesto que el saber sobre la micobiota de una reserva podría arrojar datos ecológicos que resalten la importancia de los hongos en los bosques tropicales, así como del potencial que existe, para hongos con propiedades medicinales y comestibles principalmente En cuanto al uso y potencial de las especies encontradas alrededor de 15 géneros de hongos y sus respectivas especies, representan un alto valor comercial y medicinal, como es el caso, por ejemplo de *Amauroderma* sp, *Schizophyllum commune*, *Pleurotus ostreatus*, *Pycnoporus sanguineus*, *Ganoderma* sp, *Cordyceps militaris* y *Phellinus rimosus,* tomándolos como un recurso biológico también. Las familias Polyporaceae, Agaricaceae y Hymenochaetaceae, fueron las mejor representadas, sin embargo al analizar los datos, se puede notar que el orden que presenta el mayor número de familias corresponde al de los Agaricales, si asociamos que los hongos de la familia Polyporaceae siendo los más abundantes, de hábitat lignícola, con el orden de los Polyporales, nos da como resultado que los hongos del orden de los agaricales son los que presentan más especímenes repartidas en más familias no solo en Agaricaceae, dado a que también algunas especies del orden de los agaricales son lignícolas. De tal modo que se esperaba encontrar más especies que correspondieran al orden de los Polyporales y fueron los Agaricales los que aun en condiciones de temperatura, humedad, altitud y aireación, fueron los más representativos. Sin embargo se tendría que realizar más recolectas, durante más años, para así poder establecer con certeza que órdenes y familias de hongos están mejor representadas en los bosques tropicales caducifolios. Siendo esto un acercamiento a la diversidad y riqueza de especies de la REBIOSH.

El tiempo de aparición de los hongos no tuvo un seguimiento como el que se esperaba, debido a que el acceso y caminos a la presa están en muy mal estado, por lo que el tiempo de recolectas, debido a la distancia, se redujo considerablemente, las características climáticas también hacían más pesados los recorridos, por lo que no se pudo hacer un estudio de periodicidad de los hongos que crecen en la región muestreada. Además de esto la riqueza fúngica y los espacios entre recolecta eran de apenas unos metros, ya que cada recolecta debía obtenerse fotografías, datos del carpoforo como se menciona en la metodología, esto acorto la distancia de los trayectos o recorridos, por lo que se deben realizar recolectas periódicas, con estancias en la localidad para poder establecer tiempos de aparición de los hongos a lo largo de la temporada. Con los datos obtenidos es evidente, que el mayor número de recolectas realizadas corresponde al mes de agosto, siendo este mes el que presenta la mayor precipitación media anual, por ende mayor humedad, dando como resultado mayor riqueza fúngica. Las regiones en las que no se pudieron recolectar macrohongos, las cuales están representadas por zonas muy

altas, con poca humedad y más conservadas, pero son de difícil acceso, de igual modo, un lado de la presa a la que se puede acceder con un bote o lancha, no pudo ser muestreada. No obstante de los 107 hongos identificados y agrupados en los 52 géneros presentados en el cuadro 2 podemos que la variabilidad de las especies es bastante alta, siendo que es apenas un primer acercamiento a la micobiota de la REBIOSH. Estos hongos tienen diversas aplicaciones económicas, tal como lo señalan (López-Eustaquio *et al*., 1985, Portugal *et al*., 1985, son más de 100 especies de hongos comestibles para el estado de Morelos (Mora *et al*., 1990). De tal modo que de acuerdo a la investigación bibliográfica se encontró que de las especies determinadas el 60% presentan comestibilidad.

**CONCLUSIONES**

Se dan a conocer cinco géneros para la división Ascomycota, 48 para Basidiomycota mientras que sólo dos especies para lo que antes se consideraba del phyllum Myxomycota, ahora considerados dentro del phyllo Protozoa.

Se encontraron 25 especies de macromicetos en base a la revisión de 207 recolectas, donde predomino el orden de los agaricales, siendo las familias Agaricaceae y Polyporaceae las mejores representadas, con seis géneros en ambos casos, en tanto que la familia Hymenochaetaceae presento cuatro géneros, mientras que las familias Ganodermataceae y Coriolaceae presentaron tres géneros y las familias Xylariaceae, Strophariaceae, Cordycipitaceae, Bolbitaceae, Marasmiaceae presentaron dos géneros únicamente.

El tipo de vegetación en la REBIOSH, es de tipo bosque tropical caducifolio, en su mayoría, en la región muestreada, se encontraron regiones con pastizales utilizados para la ganadería, en donde el género *Panaeolus* y *Psilocybe* fueron los más predominantes. En los ríos y sus veredas se encontró la mayor diversidad de hongos, siendo *Pycnoporus sanguineus* y *Marasmius* los que se encontraron en los tocones de árboles quemados para el caso del genero *Pycnoporus*, mientras que en los troncos en descomposición se encontró la especie de *Marasmius haematocephalus.*

Se encontró una mayor cantidad de hongos lignícolas (degradadores de la madera), en toda la región muestreada, siendo el orden de los agaricales el que más géneros presenta.

Es el primer trabajo y un primer acercamiento a la biodiversidad de macrohongos que se realiza en la REBIOSH, en el estado de Morelos.

Considerando la gran importancia socioeconómica, científica y ecológica que tienen los hongos y el grado de disturbio que presentan las reservas del país y más aún la REBIOSH, se hace necesario incrementar y difundir su estudio.

Todos los hongos encontrados son nuevos registros para la región, los cuales fueron anexados al HEMIM (Herbario Micológico de Morelos, "Dr. Gastón Guzmán) ubicado en el CIB (Centro de Investigaciones Biológicas)

**PERSPECTIVAS**

Dentro de las perspectivas que este tipo de trabajos puede generar, están el de seguir recolectando en la región y sus alrededores. Ver cómo está siendo afectado el crecimiento de los hongos de acuerdo al tipo de orografía, al grado de humedad y altitud. Además de que se deben realizar trabajos de abundancia y diversidad, generando más conocimiento sobre los macromicetos de la región, los cuales pueden tener mayor potencial al ser aprovechados por las personas de la región.

En los alrededores de la presa existen tres puntos que son poco accesibles, pero que presentan el menor grado de perturbación antropogénica, dadas estas características se esperaría que al muestrear posteriormente ahí se encuentre una riqueza fúngica que no se encontraría en las regiones cercanas a los ríos o más bajas y más accesibles.

Las diferencias morfológicas entre los hongos, son basadas en características que hoy en día no dan total certeza para determinar algunas especies de hongos, estudios de comparación de especies de hongos en regiones con diferentes características ambientales, así como clima, humedad, aireación, altitud, tipo de vegetación, entre otras, pueden dar como resultado una variabilidad de los caracteres que nos son altamente heredables, sobre todo

características macroscópicas, dada la plasticidad de los hongos macroscópicos, se podría corroborar las especies identificadas, mediante la ayuda de marcadores genéticos. Es imprescindible ahondar más sobre la morfo-metria de los hongos, la cual brindaría un análisis más completo de las estructuras altamente conservadas, como son las esporas, de tal modo que sea una herramienta más en la taxonomía de éste y otros reinos, de la mano de la taxonomía clásica, o bien morfológica, además de la técnicas moleculares, usadas para la identificación de especies.

Generar estudios enfocados en los hongos lignícolas mucho mas detallados, como es el caso del genero *Phellinus, Fomes, Fomitiporia y Fomitopsis*, lo cuales comparten caracteristicas particulares, como las capas que conforman el carpoforo, asi como el tamaño de los poros, hacen dificil su estudio, sin embargo estudios recientes sobre el genero Phellinus han aportado cada vez mas conocimiento sobre la taxonomia y filogenia de este y los demas generos mencionados. si bien la cantidad de hongos resupinados que se encontraron en la reserva es muy alta, por lo que trabajos que incorporen tecnicas de taxonomia clasica y de tecnicas de taxonomia molecular, podrian arrojar datos muy interesantes, ya que no existen ningun trabajo sobre el genero phellinus que incorpore estas tecnicas, en hongos tropicales del estado de Morelos.

De los hongos encontrados, la mayoria presentan caracteristicas de comestibilidad, trabajos sobre el uso de los hongos en la region y sobre su potencial alimentario o comercial, podrian generar mayor conocimiento para la gente que habita esa region y sus alrededores. Generar un manual en el cual se incluyan las especies de hongos comestibles, los hongos medicinales y su aplicación. Más estudios en la REBIOSH, ya que está comprendida de diferentes tipos de vegetacion, los cuales son potencialmente diversos en cuanto a macrohongos se refiere.

Ya contando con este recurso biologico, ampliarlo de tal modo que se pueda generar un micetario (banco de germoplasma), el cual incorpore todas las especies registradas en el estado de Morelos.

**REFERENCIAS**


*Alexopoulos* J. *1952. Introductory mycology.* John Wiley and Sons Inc. EUA. Pág. 45-60.

*Barnetl, H.L., Hunter B.B. 1972.IlIustrated Genera of Imperfect Fungi. 3° Edición. Editorial Burgues Publishing Company. EUA. 241pp.*

Bautista, N., Chacón, S., y G. Guzmán, 1986. Ascomycetes poco conocidos en México, III. Especies del Estado de Morelos. *Revista Mexicana de Micología*. 2: 85-104.

Bautista, N., Mora, V. y L. Acosta-Urdapilleta, 1992. Ascomycetes poco conocidos en México, V. Especies de Morelos, parte 3. International Journal of Mycology and Lichenology. 5(3): 195-198.

Cappello, S. 2006. Hongos del Yumka' Guia ilustrada. Colección Jose Rovirosa, Biodiversidad, Desarrollo Sustentable y Trópico Húmedo. México.



Cappello, S. 2006. Hongos del Yumka' Guia ilustrada. Colección Jose Rovirosa, Biodiversidad, Desarrollo Sustentable y Trópico Húmedo. México.



Guarro, J., Gene, J., Stchigel, M. A., 1999. Developments in fungal taxonomy. Clin. Microbiol. Rev. EUA. 12(3): 454-500.

Guzmán, G. 1977. Identificación de los hongos: comestibles, venenosos, alucinantes y destructores de la madera. *Limusa*. México. Pág. 1-34

Guzmán, G. 1995. La diversidad de hongos en México. Ciencias. México. 39:52–57.

Guzmán, G. 2003. Los Hongos De El Edén Quintana Roo: Introducción a la Micobiota Tropical de México. Comisión Nacional Para el Conocimiento y Uso. México. Pág. 1-17.

Hawksworth, D. L., P. M. Kirk., B. C. Sutton., D. N. Pegler. 2002. Ainsworth and Bisby`S Dictionary Of The Fungi. Cab International. Gran Bretaña. Pág. 616.

López, A., Martínez, D. y García, J. 1980. Phallales conocidos del estado de Veracruz. Bol. Soc. Mex. Mic. 14, 39-49.

López-Eustaquio, L. 2000. Los hongos de la familia Boletaceae sensu stricto (Fungi, Basidiomycotina, Agaricales) de Morelos. UNAM, Facultad de Ciencias. Tesis Profesional, Maestría en Ciencias.

López-Eustaquio, L., Acosta-Urdapilleta, L., Portugal, D. y E. Montiel, 1992. Estudio sobre los Boletáceos y Gomfidiáceos del estado de Morelos, México. International Journal of Mycology and Lichenology. 5 (3): 261-269.

López-Eustaquio, L., Mora, V., Montiel, E. y G. Guzmán, 1985. Nuevos registros de los Agaricales del estado de Morelos. *Revista Mexicana de Micología*. Volumen 1: 269-284. México.

Maldonado-Ramírez, S. y Torres-Pratts H. 2005. First Report of Clathrus cf crispus (Basidiomycota: Clathraceae) Occurring on Decomposing Leaves of Rhizophora mangle in Puerto Rico. Puerto Rico.

Mora, V. M., López-Eustaquio, L., Bautista, N., Portugal. D. y E. Montiel, 1990. Hongos comestibles silvestres que se venden en los principales mercados del estado de Morelos. Universidad: Ciencia y Tecnología, 1 (1): 21-26. México.

Pegler D.N., 1966. Tropical African Agaricales. Persoonia 4: 73–124.

Pegler, D. 1977. A Preliminary Agaric Flora of East Africa. Kew Royal Botanic Gardens. Gran Bretaña.

Pegler, D. y T. Young, 1979.- The gasteroid Russulales. Trans. Brit. Mycol. Soc., 72 (3): 353-388pp.

Pérez-Silva E., Esqueda M., Herrera T. y Coronado M. 2006. Nuevos registros de Agaricales de Sonora. México**.** Rev. Mex. Biodiv. Vol. 77: 1.

Pérez–Silva, E., 1975. El género *Xylaria* (Pyromycetes en México). Boletín de la Sociedad Mexicana de Micología 9: 31–52.

Portugal Portugal, D., López Eustaquio, L., Mora Pérez, V. M. y E. Montiel Arcos, 2007. Producción rústica de Pleurotus ostreatus en una comunidad indígena de Morelos. Capítulo 3.5, pp. 123-130. In: El Cultivo de Setas Pleurotus spp. en México. J. E. Sánchez, D. Martínez-Carrera, G. Mata & H. Leal (Eds.). ECOSUR. México.

Portugal, D., López-Eustaquio, L. y E. Montiel, 1998. Hongos comestibles del estado de Morelos. In: Biodiversidad en el Arte Culinario. Antología II. S. M. Taboada y R. Oliver (Eds.). México.

Portugal, D., Montiel, E., López-Eustaquio, L. y V. Mora, 1985. Contribución al conocimiento de los hongos que crecen en la región de El Texcal, estado de Morelos. Revista Mexicana de Micología. 1: 401-412.

San Martín, F. 1992. A mycofloristic and cultural study of the Xylariaceae of Mexico. Ph. D. dissertation. Washington State University, Pullman. 560 p.

San Martín, F. y D. Rogers. 1989. A preliminary Account of ***Xylaria*** of Mexico. Mycotaxon. 34: 283–373

Toledo, V., A. Batis, R. Becerra, E. Martínez y C. H. Ramos. 1995. La selva útil: etnobotánica cuantitativa de los grupos indígenas del trópico húmedo de México. Interciencia 20(2): 9-18

Toledo, V., B. Ortiz y S. Medellín. 1994. Biodiversity islands in a sea of pastureland: indigenous resource management in the humid tropics of Mexico. Etnoecológica 3:37-49.



IV

# GERMOPLASMA DE LOS RECURSOS BIOLÓGICOS NATIVOS DE HONGOS FUNCIONALES (COMESTIBLES, MEDICINALES, DE IMPORTANCIA BIOTECNOLÓGICA Y AGRÍCOLA) DEL CENTRO DE INVESTIGACIONES BIOLÓGICAS

## GERMPLASM OF THE NATIVE BIOLOGICAL RESOURCES OF FUNCTIONAL FUNGI ( EDIBLE, MEDICINAL , AGRICULTURAL AND BIOTECHNOLOGICAL IMPORTANCE ) OF THE BIOLOGICAL RESEARCH CENTER



Elizur Montiel Arcos
Isaac Tello Salgado
Daniel Martínez Carrera
I. León Rivera

En la Universidad Autónoma del Estado de Morelos, el laboratorio de Micología del Centro de Investigaciones Biológicas cuenta con un resguardo de los recursos biológicos nativos de hongos presentes en el territorio morelense, recolectados en regiones templadas a frías (zona note del Estado) como en las regiones tropicales y sub tropicales (zona sur del Estado), estos recursos biológicos son mantenidos bajo un programa de aislamiento, mantenimiento, conservación y caracterización permanente. Dentro del resguardo de recursos biológicos "cepario" se encuentran depositados 163 cepas, con presencia de géneros representativos como Pleurotus, Ganodema, lentínula y Volvarierlla, los cuales representan hongos con un gran valor comercial en la industria alimenticia y farmacéutica, además, se mantienen en resguardo las impresiones de esporadas, así como, la preservación de los basidiomas en el herbario de los especímenes recolectados (HEMIM). En el presente trabajo, se presenta un listado de los recursos biológicos y colecciones especiales que se mantienen actualmente incluyendo a Lentinula edodes, Grifola frondosa, Flamulina velutipes, Hipsisigus spp., Pleurotus spp., Hericium erinaceum, entre otros, caracterizados por su gran valor industrial a nivel mundial. Se describen resultados y perspectivas generados a partir de los recursos genéticos, con base a estudios de relaciones filogenéticas en colaboración con el cepario "Centro de Recursos Genéticos de Hongos Comestibles y Medicinales" (CREGEHC) del Colegio de Postgraduados, campus Puebla.

THE Mycology Laboratory in the Biological Research Center, Autonomous University of Morelos State, has a guard of native biological resources of fungi present in the Morelos state collected in temperate to cold (northern state) and in the tropical and subtropical regions (southern state). These biological resources are kept under a program of isolation, maintenance, preservation, and permanent characterization. Within the shelter of "culture collection" biological resources are deposited 163 cepas, with the presence of representative gender as Pleurotus, Ganodema, Lentinula, and Volvariella mushrooms with great commercial value in the food and pharmaceutical industries. Also safeguard sporads prints, as well as the preservation of basidioma in the herbarium of the collected specimens (HEMIM). In this work, a list of biological resources and special collections that are currently maintained including Lentinula edodes, Grifola frondosa, Flamulina velutipes, Hipsisigus spp., Pleurotus spp., Hericium erinaceum, among others, characterized by their high value in industry worldwide. Results and prospects are described generated from genetic resources, based on studies of phylogenetic relationships in collaboration with the strain collection "Genetic Resources Center Edible and Medicinal Mushrooms" (CREGEHC) Postgraduate College, campus Puebla.

## INTRODUCCIÓN

Los hongos están presentes en diversos aspectos de nuestras vidas. Desde el punto de vista de conocimiento que va desde el consumo hasta aplicaciones biotecnológicas recientes, presentes como una fuente importante de alimento, hasta la generación de novedoso y potentes medicamentos utilizados de forma cotidiana hoy en día, dando valor, a los conocimientos generado en los pueblos indígenas de todo el mundo. Desde la perspectiva de su producción, comercialización y consumo, como alimento o con uso potencial en la industria farmacéutica, cosmética, y alimenticia, desempeñan un notable papel en el aporte económico principalmente en las familias de comunidades campesinas, no obstante, el potencial de los hongos a nivel mundial no ha sido completamente estudiado, ya que, en general solo un grupo pequeño de hongos está siendo actualmente estudiado, restando importancia al total de los recursos biológicos totales, del cual se estima que existe a nivel mundial de entre 1.5 a 2.5 millones de especies, de las cuales el 5% presenta un uso potencial como medicinal.

## DIVERSIDAD FÚNGICA

De acuerdo a la literatura, se asume que la diversidad fúngica total mundial se estima en 1.5 millones de especies, Smith, 2003; Hawksworth, 2004., de estos el 1.3% se ha logrado conservar *in vitro*, las cuales aproximadamente 100,000 has sido descritas. Tan solo para los hongos basidiomicetos y ascomicetos se estima una diversidad de aproximadamente 140,000 a 200,000 especies. Se asume que la proporción de hongos que sirven como alimento es aproximadamente menos del 2%, es decir, aproximadamente 2,000 especies de las cuales las más representativas cultivadas no va más allá de 12 géneros, mientras aquellos que podrían presentan alguna funcionalidad de interés medicinal es de alrededor del 5%, es decir aproximadamente unas 10,000 especies de la diversidad mundial estimada. (Muller y Schmit, 2007) argumentan que tan solo un 5% de especies aproximadamente 75 mil se han descrito taxonómicamente.

México, es considerado un país con una notable diversidad biológica, ecológica y cultural. La diversidad biológica mexicana es grande, además, la coexistencia de diversas culturas a lo largo del territorio nacional enriquece la diversidad micológica, más aun de la ubicación geográfica donde convergen las regiones neártica y neotropical estimándose la existencia de unas 200 mil especies de hongos. Además, la amplia diversidad de climas y hábitats principalmente en la zona central y sureste de México, incrementa la diversidad fúngica, estimándose una cifra superior a las 7 mil especies de hongos que existen en México han podido ser descritas (Guzman et al., 1998).

## MORELOS Y SU IMPORTANCIA COMO RESERVORIO DE HONGOS

En Morelos, donde también se tiene una práctica ancestral por el consumo de hongos silvestres, la dinámica en la venta tradicional de hongos silvestres es muy marcada durante la temporada de lluvia, registrándose la incorporación a la dieta mexicana de por lo menos 130 especies distintas, representadas en 20 familias. Portugal, *et al*., 1998, generando un impacto económico importante a los recolectores-vendedores principalmente en temporada de lluvias.

El impacto laboral a nivel nacional de esta actividad es bajo ya que grupos especializados con conocimientos ya sea heredados, generados y acumuladas a lo largo del tiempo tienen acceso a la recolección, sin embargo, el valor agregado de esta actividad es alto, Boa, 2004.

Los bosques tropicales son los hábitats con mayor deforestación a nivel mundial, en México, se calcula que la tasa anual de destrucción es del 2%. Se estima que en estos hábitats se presenta una alta concentración de diversidad de organismos vivos, de los cuales actualmente se tiene gran desconocimiento, más aun, hablando sobre la diversidad de hongos. El reconocimiento de las especies de hongos que crecen en los alrededores de un área protegida como lo es la Reserva de la Biosfera Sierra de Huautla (REBIOSH), localizada al sur del Estado de Morelos es de gran importancia, puesto que, los hongos en algunos estados del país representan una fuente alternativa de alimentación, uso comercial e incluso de salud.

El Estado de Morelos es una de las entidades más biodiversos en México, dada su orografía, ubicado dentro de la Cuenca del Balsas. Al norte del Estado se localiza el Corredor Biológico del Chichinautzin que comprende varios estados de México, entre ellos Morelos ocupando una región amplia que va desde las regiones colindantes con el Estado de México hasta las montañas, que por la parte noroeste cubren las faldas de la región sur del volcán Popocatepetl, la zona representa una de las regiones más estudiadas en cuanto a hongos macroscópicos se refiere, con la presencia de más de 12,500 ejemplares en el herbario del Laboratorio de Micología de la Universidad Autónoma del Estado de Morelos, figura 1, a diferencia de la región sur del Estado, que está representada por una vegetación de tipo selva baja caducifolia en su mayoría, siendo una de las regiones del estado menos estudiadas en cuanto a macromicetos se refiere. En estudios previos realizados en el estado de Morelos sobre la diversidad fúngica se reportan 480 especies de macromicetos para la entidad (Contreras-MacBeth *et al*. 2006) y específicamente para la zona del Corredor Biológico Chichinautzin Luis Lopéz-Eustaquio y Colaboradores en el 2010 registraron un total de 352 especias. En este rubro las investigaciones son escasas lo cual representa un grave rezago de conocimientos sobre nuestros recursos naturales, mismos que probablemente desaparezcan. Los hongos tropicales son un componente esencial para la supervivencia de otros organismos, cruciales en los procesos ecológicos globales, fuente de nuevos compuestos bioactivos y agentes de control biológico, entre otros aspectos relevantes (Hawksworth *et al*. 2002). Si bien, México además de poseer topografías muy variadas de diversas altitudes, diferentes tipos de suelos, y una gran variedad de climas y vegetación, que de manera conjunta provocan micro hábitats muy particulares.




**Figura 1.** Herbario Micológico Dr. Gastón Guzmán (HEMIM).

## ESTADO ACTUAL DE LOS HONGOS EN MORELOS

En el Estado de Morelos existe una gran diversidad fúngica como se mencionó anteriormente, gracias a la vasta diversidad de hábitats, flora y climas. Se asume que el número de hongos en el Estado es superior a 22,116 especies, asumiendo que por cada especie de planta vascular presente en el territorio existan seis especies de hongos. Diversidad estimada gracias a la presencia de dos grandes reservas biológicas naturales como son el Corredor Biológico del Chichinautzin (COBIOCH) y la Reserva de la Biosfera Sierra de Huahutla (REBIOSH) las cuales comprenden una superficie de 66,092 y 31,314 hectáreas respectivamente ocupando un 26.7% de superficie del territorio morelense, Salvador Santillan-Alarcón *et al*., 2001, si consideramos que existe una mayor diversidad fúngica en las zonas tropicales, esta duplicaría la cifra estimada, representando una de las entidades con mayor superficie protegida a nivel federal ubicándose en el cuarto lugar a nivel nacional. El Estado presenta una gran diversidad ambiental, la cual ha dado lugar al establecimiento de siete tipos de vegetación: Bosque de Coníferas, Bosque de Quercus, Bosque Mesófilo de montaña, Selva baja Caducifolia, Pastizal, Zacatonal, Bosque de Galeria y Vegetación Acuática, distinguiendo los siguientes tipos: Vegetación de clima frío y semifrío, Vegetación de Clima Templado y Vegetación de Clima Cálido y semicálido, Jaime Raúl Bonilla-Barbosa, 2010, elementos claves para lograr una estimación en el número de especies que se encuentren en el estado de Morelos.

El papel que desempeña el laboratorio de Micología del Centro de Investigaciones Biológicas como centro de recolección, identificación, aislamiento, caracterización y mantenimiento de los recursos biológicos nativos fúngicos es un elemento importante como parte de una estrategia nacional de conservar vivo el material fúngico biológico, ya que cada día el grado de desaparición de las reservas naturales, así como, de los sustratos y condiciones específicas de los hongos está

**Tabla 1.** Cepas nativas del Estado de Morelos agrupadas por familia y orden.

| FAMILIA | NO. DE ESPECIES | ORDEN | NO. DE ESPECIES |
|---|---|---|---|
| Ganodermataceae | 63 | Agaricales | 71 |
| Agaricaceae | 6 | Agaricomycetes | 1 |
| Auriculariaceae | 1 | Aphylloporales | 2 |
| Boletaceae | 1 | Auriculariales | 1 |
| Cantharellaceae | 1 | Boletales | 1 |
| Cantharellaceae | 1 | Pezizales | 1 |
| Cortinariaceae | 1 | Polyporales | 84 |
| Favolaceae | 1 | Russulales | 1 |
| Fistulinaceae | 7 | | |
| Hericiaceae | 1 | | |
| Marasmiaceae | 17 | | |
| Pleurotaceae | 29 | | |
| polyporaceae | 20 | | |
| Schizophyllaceae | 5 | | |
| Strophariaceae | 3 | | |
| Tricholomataceae | 4 | | |

desapareciendo. Si bien, en la naturaleza existe una sucesión natural de las especie, este proceso con la actividad humana se ha acelerado a tal grado de que es mayor el número de deterioro y desaparición de especies con potencial funcional que el número de especies que pueden ser aseguradas y depositadas en bancos especializados de recursos biológicos nativos y mundiales. Además, de la gran cantidad de organismos que mantienen una asociación mutualista que solo en esas condiciones naturales pueden ser aseguradas y no en condiciones de laboratorio. En este sentido, el cepario del laboratorio de Micología (COBIOCH-UAEM) del Centro de Investigaciones Biológicas de la Universidad Autónoma del Estado de Morelos tiene como objetivo, la recolección, identificación, aislamiento, caracterización y mantenimiento de los recursos biológicos nativos fúngicos del estado, representado en las dos grandes reservas naturales que cubren el territorio. Actualmente el cepario cuenta con 163 cepas, con presencia de géneros representativos como *Pleurotus, Ganodema Volvariella y Lentínula*, los cuales representan hongos con gran valor comercial en la industria alimenticia y farmacéutica, también, se incluye el resguardo de esporadas y preservación de los basidiomas en el herbario de los especímenes recolectados.




**Figura 2.** Hongos con potencial funcional medicinal nativos de Morelos.
a) *Ganoderma* spp.




**Figura 2.** Hongos con potencial funcional medicinal nativos de Morelos. b) *Lentinula boryana*, c) *Trametes versicolor*, d) *Picnoporus* spp.




**Figura 2.** Hongos con potencial funcional medicinal nativos de Morelos. e) *Grifola umbellata*, f) *Amauroderma* spp.




**Figura 2.** Hongos con potencial funcional medicinal nativos de Morelos. g) *Pleurotus* spp. y h) *Fomes* spp.

## RECURSOS BIOLÓGICOS VIVOS DE LOS HONGOS COMESTIBLES, MEDICINALES Y FUNCIONALES

Existe gran interés por los hongos comestibles, ya que son fuente de alimento con gran valor nutricional. Por otro lado, los considerados como medicinales y funcionales, con los avances biotecnológicos que se tienen actualmente su interés ha ido en aumento, aislando y caracterizando novedosos y potentes metabolitos con acción antibiótica, inmunomoduladora, antiviral, anticancerígena principalmente, con hongos como Lentinula spp., Trametes versicolor, Flamulina velutipes, Ganoderma spp., hericium erinaceus, entre otras.

En la tabla 1, se observa el número de familias presentes en el cepario COBIOCH-UAEM estando representadas 16 familias, con mayor número de especies en Ganodermataceae. También se mantienen 8 ordenes estando mejor representados los Agaricales y los Polyporales con 71 y 84 especies respectivamente. Un listado de las especies que se encuentran en la colección de muestra en el anexo A.

Para los hongos considerados como funcionales, se estudian y caracterizan a nivel bioquímico los metabolitos involucrados en la degradación y mineralización de sustancias tóxicas e incluso carcinogénicas, utilizando la gran gama enzimática que todos los hongos presentan, sin embargo, en estudios predomina la presencia de *Pleurotus* spp. y *Picnoporus sanguineus*. Figura 2.

El Centro de Recursos Genéticos de Hongos Comestibles (CREGENHC) único en Latinoamérica cuenta con un programa de mantenimiento, conservación y caracterización del germoplasma nativo vivo procedente de diversas regiones del país, el CREGENHC mantiene además, elementos moleculares del ADN y bases de datos asociadas. También, dirige programas de mantenimiento genético y de identificación, caracterización y expresión de genes productores de enzimas y genes involucrados en procesos de síntesis de metabolitos funcionales. Actualmente el CREGENHC mantiene aproximadamente 800 especímenes de hongos destacando los generos *Pleurotus*, *Agaricus*, *Lentinula*, *Ganoderma*, hongos de interés comercial.

## LITERATURA CITADA


Boa, E. 2004. Wild edible fungi, a global overview of their use and importance to people. Non-Wood Forest Products 17. Fao, Roma. 147 p.

Contreras-MacBeath T. 2006. Networking for biodiversity research: México en: Sharing Innovative experiences. Examples of local development: Applications of knowledge networks in the south. Volume 13. UNDP. Special Unit for South-South Cooperation. Pp 95-106.

Guzmán, G., 1998. Inventorying the fungi of Mexico. Biodiversity and Conservation 7: 369-384.

Hawkseorth DL. 2004. Fungal Diversity and its implications for genetic resource allocations. Studies in Mycology 50, 9-18.

Hawksworth, D. L., P. M. Kirk., B. C. Sutton., D. N. Pegler. 2002. Ainsworth and Bisby`S Dictionary Of The Fungi. CAB INTERNATIONAL. Gran Bretaña. Pág. 616.

Jaime Raúl Bonilla-Barbosa. 2010. Flora y vegetación acuáticas vasculares. *In*: Biodiversidad, conservación y manejo en el Corredor Biológico Chichinautzin, condiciones actuales y perspectivas. Capítulo 4, pp. 49-68. Eds. Jaime Raúl Bonilla-Barbosa, Victor M. Mora, Jorge Luna-Figueroa, Hortensia Colín y Salvador Santillan-Alarcón.

Luis López.Eustaquio, Daniel Portugal, Víctor M. Mora y Noé Bautista. 2010. Diversidad fúngica. *In*: Biodiversidad, conservación y manejo en el Corredor Biológico Chichinautzin, condiciones actuales y perspectivas. Capítulo 7, pp. 115-121. Eds. Jaime Raúl Bonilla-Barbosa, Victor M. Mora, Jorge Luna-Figueroa, Hortensia Colín y Salvador Santillan-Alarcón.

Mueller GM, Schmit JP. 2007. Fungal biodiversity: What do we know? What can we predict? Biodivers Conserv. ;16(1):1–5.

Portugal, D., L. López-Eustaqui y E. Montiel. 1998. Hongos comestibles del estado de Morelos. *In*: Taboada, S. M. y R. Oliver (Eds.). Biodiversidad

en el Arte culinario. Antología II. Centro de Investigaciones Biológicas, Universidad Autónoma del Estado de Morelos, Cuernavaca México.

Salvador Santillan-Alarcón, Valentino sorani Dallbón, Jaime Raúl Bonilla-Barbosa, Jorge Luna-Figueroa y Hortensia Colín. 2010. Escenario Geográfico. *In*: Biodiversidad, conservación y manejo en el Corredor Biológico Chichinautzin, condiciones actuales y perspectivas. Capítulo 1, pp. 3-19. Eds. Jaime Raúl Bonilla-Barbosa, Victor M. Mora, Jorge Luna-Figueroa, Hortensia Colín y Salvador Santillan-Alarcón.

Smith, J.A. (2003). Validity. In Smith, J.A. (ed) Qualitative Psychology: A Practical Guide to Research Methods. London: Sage.

## ANEXO A. CEPAS NATIVAS DEL ESTADO DE MORELOS QUE SON ESTUDIADAS EN CENTROS DE INVESTIGACIÓN PÚBLICOS Y PRIVADOS.

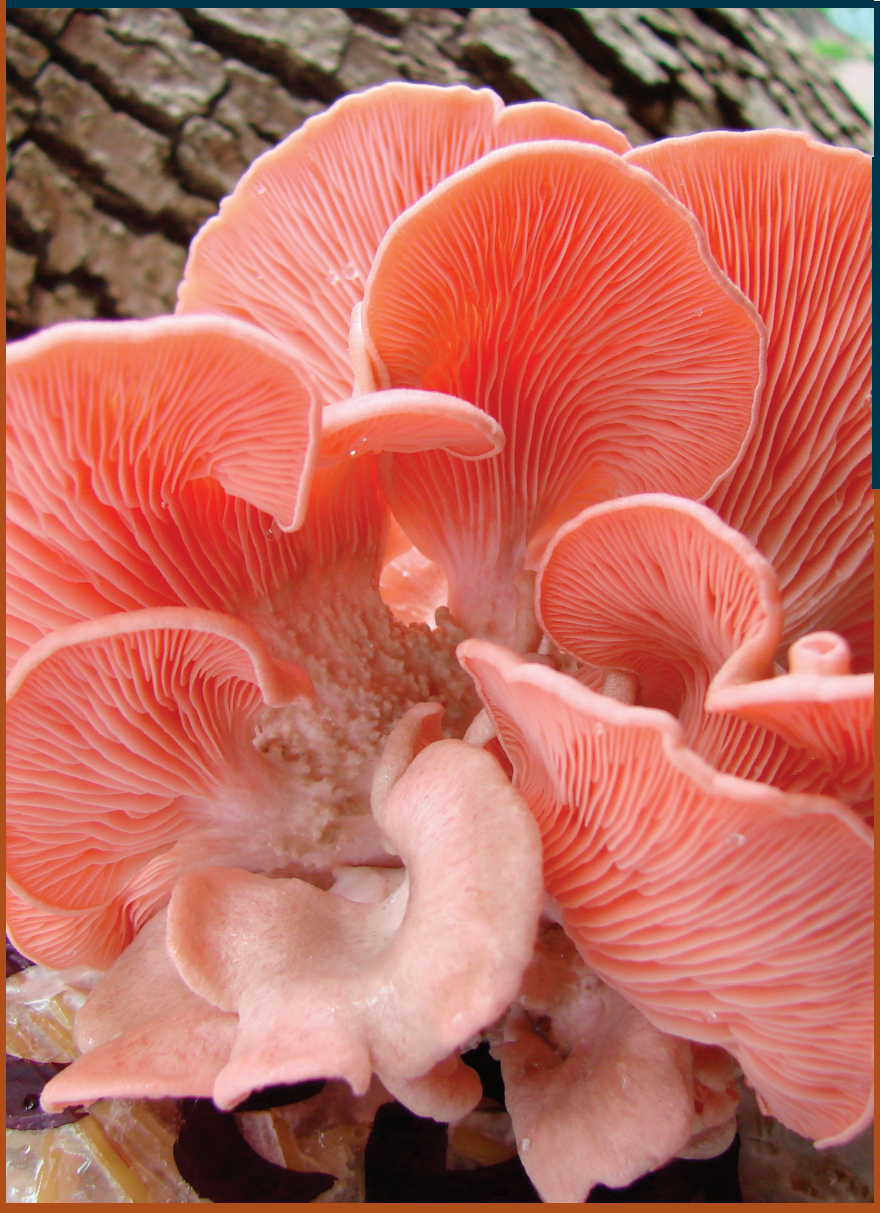
| | ESPECIE | CLAVE COBIOCH-UAEMOR | FAMILIA |
|---|---|---|---|
| 1 | *Amauroderma cofeatum* | A-11 | Ganodermataceae |
| 2 | *Amauroderma rugosum* | A-2 | Ganodermataceae |
| 3 | *Agaricus (af. campestris)* | A-3 | Agaricaceae |
| 4 | *Agaricus* sp. | A-4 | Agaricaceae |
| 5 | *Auricularia polytricha* | A-10 | Auriculariaceae |
| 6 | *Amauroderma cofeatum* | A-11 | Ganodermataceae |
| 7 | *Amauroderma rugosum* | A-12 | Ganodermataceae |
| 8 | *Agaricus arvensis* | A-17 | Agaricaceae |
| 9 | *Agaricus* sp. | A-18 | Agaricaceae |
| 10 | *Boletopsis* sp. | B-5 | Boletaceae |
| 11 | *Cantarellus* sp. | C-1 | Cantharellaceae |
| 12 | *af. Cortinarius* | C-2 | Cortinariaceae |
| 13 | *Clitocybe gibba* | C-16 | Tricholomataceae |
| 14 | *Fistulina guzmanii* | F-1 | Fistulinaceae |
| 15 | *Fistulina guzmanii* | F-2 | Fistulinaceae |
| 16 | *Fistulina guzmanii* | F-3 | Fistulinaceae |
| 17 | *Fistulina guzmanii* | F-4 | Fistulinaceae |
| 18 | *Fistulina guzmanii* | F-5 | Fistulinaceae |
| 19 | *Fistulina guzmanii* | F-6 | Fistulinaceae |
| 20 | *Fistulina guzmanii* | F-7 | Fistulinaceae |
| 21 | *Fomes* sp. | F-8 | polyporaceae |
| 22 | *Fomes* sp. | F-9 | polyporaceae |
| 23 | *Fomes* sp. | F-10 | polyporaceae |
| 24 | *Flammulina velutipes* | F-11 | Marasmiaceae |
| 25 | *Fomes roseus* | F-11 | Polyporaceae |
| 26 | *Favolus* sp. | F-21 | Favolaceae |
| 27 | *Flammulina velutipes* | F-24 | Marasmiaceae |
| 28 | *Fomitopsis* sp. | F-25 | polyporaceae |
| 29 | *Fomes roseus* | F-26 | Polyporaceae |
| 30 | *Ganoderma lucidum* | G-1 | Ganodermataceae |
| 31 | *Ganoderma lucidum* | G-2 | Ganodermataceae |
| 32 | *Ganoderma lucidum* | G-3 | Ganodermataceae |
| 33 | *Ganoderma lucidum* | G-6 | Ganodermataceae |
| 34 | *Ganoderma* sp. | G-11 | Ganodermataceae |
| 35 | *Ganoderma lucidum* | G-12 | Ganodermataceae |
| 36 | *Ganoderma lucidum* | G-13 | Ganodermataceae |

| | | | |
|---|---|---|---|
| 37 | *Ganoderma lucidum* | G-14 | Ganodermataceae |
| 38 | *Ganoderma lucidum* | G-15 | Ganodermataceae |
| 39 | *Ganoderma lucidum* | G-20 | Ganodermataceae |
| 40 | *Ganoderma lucidum* | G-23 | Ganodermataceae |
| 41 | *Ganoderma lucidum* | G-25 | Ganodermataceae |
| 42 | *Grifola frondosa* | G-30 | Meripilaceae |
| 43 | *Ganoderma* sp. | G-35 | Ganodermataceae |
| 44 | *Ganoderma lucidum* | G-36 | Ganodermataceae |
| 45 | *Ganoderma* sp. | G-37 | Ganodermataceae |
| 46 | *Ganoderma lucidum* | G-38 | Ganodermataceae |
| 47 | *Ganoderma lucidum* | G-39 | Ganodermataceae |
| 48 | *Ganoderma lucidum* | G-40 | Ganodermataceae |
| 49 | *Ganoderma lucidum* | G-41 | Ganodermataceae |
| 50 | *Ganoderma lucidum* | G-42 | Ganodermataceae |
| 51 | *Ganoderma lucidum* | G-43 | Ganodermataceae |
| 52 | *Ganoderma lucidum* | G-44 | Ganodermataceae |
| 53 | *Ganoderma lucidum* | G-45 | Ganodermataceae |
| 54 | *Ganoderma lucidum* | G-46 | Ganodermataceae |
| 55 | *Ganoderma lucidum* | G-47 | Ganodermataceae |
| 56 | *Ganoderma* sp. | G-48 | Ganodermataceae |
| 57 | *Ganoderma* sp. | G-49 | Ganodermataceae |
| 58 | *Ganoderma lucidum* | G-50 | Ganodermataceae |
| 59 | *Ganoderma lucidum* | G-51 | Ganodermataceae |
| 60 | *Ganoderma lucidum* | G-52 | Ganodermataceae |
| 61 | *Ganoderma lucidum* | G-53 | Ganodermataceae |
| 62 | *Ganoderma* sp. | G-55 | Ganodermataceae |
| 63 | *Ganoderma* sp. | G-56 | Ganodermataceae |
| 64 | *Ganoderma applanatum* | G-57 | Ganodermataceae |
| 65 | *Ganoderma lucidum* | G-58 | Ganodermataceae |
| 66 | *Ganoderma* sp. | G-59 | Ganodermataceae |
| 67 | *Ganoderma* sp. | G-60 | Ganodermataceae |
| 68 | *Ganoderma* sp. | G-61 | Ganodermataceae |
| 69 | *Ganoderma lucidum* | G-62 | Ganodermataceae |
| 70 | *Ganoderma* sp. | G-63 | Ganodermataceae |
| 71 | *Ganoderma lucidum* | G-64 | Ganodermataceae |
| 72 | *Ganoderma lucidum* | G-65 | Ganodermataceae |
| 73 | *Ganoderma* sp. | G-66 | Ganodermataceae |
| 74 | *Ganoderma* sp. | G-67 | Ganodermataceae |
| 75 | *Ganoderma* sp. | G-68 | Ganodermataceae |
| 76 | *Ganoderma subamboinensis* | G-69 | Ganodermataceae |
| 77 | *Ganoderma resinaceum* | G-70 | Ganodermataceae |
| 78 | *Ganoderma lucidum* | G-72 | Ganodermataceae |
| 79 | *Ganoderma subamboinensis* | G-74 | Ganodermataceae |
| 80 | *Ganoderma* sp. | G-75 | Ganodermataceae |
| 81 | *Ganoderma* afin *sessile* | G-76 | Ganodermataceae |
| 82 | *Ganoderma* sp. | G-76 | Ganodermataceae |
| 83 | *Ganoderma resinaceum* | G-77 | Ganodermataceae |
| 84 | *Ganoderma lucidum* | G-78 | Ganodermataceae |
| 85 | *Ganoderma* sp. | G-79 | Ganodermataceae |
| 86 | *Ganoderma* sp. | G-80 | Ganodermataceae |
| 87 | *Ganoderma* sp. | G-81 | Ganodermataceae |
| 88 | *Ganoderma* sp. | G-81 | Ganodermataceae |

| | | | |
|---|---|---|---|
| 89 | *Ganoderma* sp. | G-83 | Ganodermataceae |
| 90 | *Hygrophoropsis (aff.aurantiaca)* | H-28 | Agaricaceae |
| 91 | *Hericium* sp. | H-31 | Hericiaceae |
| 92 | *Lentinula boryana* | L-1 | Marasmiaceae |
| 93 | *Lentinula boryana* | L-2 | Marasmiaceae |
| 94 | *Lentinula boryana* | L-4 | Marasmiaceae |
| 95 | *Lentinula boryana* | L-5 | Marasmiaceae |
| 96 | *Lentinula edodes* | L-11 | Marasmiaceae |
| 97 | *Lentinula boryana* | L-12 | Marasmiaceae |
| 98 | *Lentinula boryana* | L-13 | Marasmiaceae |
| 99 | *Lentinula boryana* | L-14 | Marasmiaceae |
| 100 | *Lentinula boryana* | L-15 | Marasmiaceae |
| 101 | *Lentinula boryana* | L-16 | Marasmiaceae |
| 102 | *Lentinula boryana* | L-17 | Marasmiaceae |
| 103 | *Lentinula boryana* | L-18 | Marasmiaceae |
| 104 | *Pleurotus djamor* | L-18 | Pleurotaceae |
| 105 | *Lepista nuda* | L-21 | Tricholomataceae |
| 106 | *Lepista nuda* | L-23 | Tricholomataceae |
| 107 | *Lentinula boryana* | L-34 | Marasmiaceae |
| 108 | *Lentinula boryana* | L-35 | Marasmiaceae |
| 109 | *Lentinula boryana* | L-36 | Marasmiaceae |
| 110 | *Lyophyllum decastes* | L-37 | Tricholomataceae |
| 111 | *Morchella conica* | M-1 | Morchellaceae |
| 112 | *Pleurotus djamor* | P-2 | Pleurotaceae |
| 113 | *Pleurotus djamor* | P-3 | Pleurotaceae |
| 114 | *Pleurotus* sp. | P-4 | Pleurotaceae |
| 115 | *Pleurotus* sp. | P-5 | Pleurotaceae |
| 116 | *Pleurotus* sp. | P-6 | Pleurotaceae |
| 117 | *Pleurotus* sp. | P-7 | Pleurotaceae |
| 118 | *Pleurotus* sp. | P-8 | Pleurotaceae |
| 119 | *Pleurotus* sp. | P-9 | Pleurotaceae |
| 120 | *Pleurotus* sp. | P-10 | Pleurotaceae |
| 121 | *Pleurotus* sp. | P-11 | Pleurotaceae |
| 122 | *Pleurotus* sp. | P-12 | Pleurotaceae |
| 123 | *Pleurotus ostreatus* | P-13 | Pleurotaceae |
| 124 | *Pleurotus* sp. | P-13 | Pleurotaceae |
| 125 | *Pleurotus* sp. | P-14 | Pleurotaceae |
| 126 | *Pleurotus* sp. | P-15 | Pleurotaceae |
| 127 | *Pleurotus* sp. | P-16 | Pleurotaceae |
| 128 | *Pleurotus* sp. | P-17 | Pleurotaceae |
| 129 | *Pycnoporus sanguineus* | P-18 | Polyporaceae |
| 130 | *Pycnoporus sanguineus* | P-19 | Polyporaceae |
| 131 | *Pycnoporus sanguineus* | P-20 | Polyporaceae |
| 132 | *Pleurotus* sp. | P-36 | Pleurotaceae |
| 133 | *Pleurotus* sp. | P-37 | Pleurotaceae |
| 134 | *Pleurotus* sp. | P-38 | Pleurotaceae |
| 135 | *Pleurotus* sp. | P-39 | Pleurotaceae |
| 136 | *Pleurotus ostreatus* | P-40 | Pleurotaceae |
| 137 | *Pycnoporus* sp. | P-46 | polyporaceae |
| 138 | *Pycnoporus* sp. | P-47 | polyporaceae |
| 139 | *Pleurotus djamor* | P-48 | Pleurotaceae |
| 140 | *Pleurotus djamor* var. *(roseus )* | P-49 | Pleurotaceae |
| 141 | *Psylosibe aztecorum* var. *(boneti)* | P-51 | Strophariaceae |

| | | | |
|---|---|---|---|
| 142 | *Psilocybe cubensis* | P-52 | Strophariaceae |
| 143 | *Poliporus* sp. | P-53 | poliparaceae |
| 144 | *Psylosibe caerulensis* | P-54 | Strophariaceae |
| 145 | *Pycnoporus sanguineus* | P-55 | Polyporaceae |
| 146 | *Pycnoporus sanguineus* | P-56 | Polyporaceae |
| 147 | *Pycnoporus sanguineus* | P-57 | Polyporaceae |
| 148 | *Pleurotus* sp. | P-58 | Pleurotaceae |
| 149 | *Pleurotus* sp. | P-59 | Pleurotaceae |
| 150 | *Pleurotus* sp. | P-60 | Pleurotaceae |
| 151 | *Pleurotus djamor* | P-1 | Pleurotaceae |
| 152 | *Spongypellis* sp. | S-21 | poliparaceae |
| 153 | *Schyzophyllum commune* | S-22 | Schizophyllaceae |
| 154 | *Polyporus* sp. | S-23 | polyporaceae |
| 155 | *Schyzophyllum commune* | SC-1 | Schizophyllaceae |
| 156 | *Schyzophyllum commune* | SC-2 | Schizophyllaceae |
| 157 | *Schyzophyllum commune* | SC-3 | Schizophyllaceae |
| 158 | *Schyzophyllum commune* | SH-4 | Schizophyllaceae |
| 159 | *Trametes versicolor* | T-1 | Polyporaceae |
| 160 | *Trametes versicolor* | T-4 | Polyporaceae |
| 161 | *Trametes versicolor* | T-10 | Polyporaceae |
| 162 | *Volvariella* sp. | V-1 | agaricaceae |
| 163 | *Volvariella* | V-2 | agaricaceae |

V



# CARACTERIZACIÓN MICELIAL Y DETERMINACIÓN DE LA ACTIVIDAD ENZIMÁTICA DE DOS CEPAS DE HONGOS BASIDIOMICETOS NATIVOS

## MYCELIAL CHARACTERIZATION AND DETERMINATION OF ENZYMATIC ACTIVITY OF TWO STRAINS OF BASIDIOMYCETES FUNGI NATIVE



Elena Mariana Mundo Ocampo
María del Refugio Trejo Hernández
María de Lourdes Acosta-Urdapilleta

Los hongos constituyen un valioso recurso biológico de gran diversidad en la naturaleza. Desde el punto de vista bioquímico y ecológico, su importancia radica en el complejo sistema enzimático que poseen, el cual les permite degradar moléculas de alto peso molecular; además de ser utilizadas para fines alimenticios, industriales, médicos y biotecnológicos como en la biorremediación. En el estado de Morelos, los estudios encaminados a la biorremediación con hongos nativos ha sido muy escasa, por lo que se realizó la caracterización y evaluación de la actividad enzimática de dos cepas de hongos nativos del estado de Morelos, *Pleurotus djamor* var. *roseus* y Psilocybe cubencis. Los hongos fueron crecidos en 6 medios de cultivo lignolíticos (Salvado de trigo (SN); Brand Flakes (BF); Harina integral de trigo (HAR); Harina de trigo integral–azúcar (HIT) y no lignolíticos (Extracto de malta (EM) y Extracto de papa (EP)). En la primera parte de este estudio se realizó la caracterización morfológica (micro y macroscópica) del crecimiento en medio sólido. En la segunda parte, se realizó la evaluación del crecimiento y la producción de las enzimas (Lacasa (Lac), Manganeso-Peroxidasa (MnP) y Lignino-Peroxidasa (LiP)) en medio líquido. De acuerdo con los resultados obtenidos de la caracterización morfoloógica no se encontraron diferencias relevantes en el crecimiento de las cepas en los diferentes medios evaluados en cuanto a las características morfológicas típicas. El crecimiento micelial para ambas cepas fue favorable en medio SN; mientras que la producción de biomasa fue mayor en medio HIT. La actividad enzimática, Lac y LiP en la cepa P. djamor var. roseus fue mayor en el medio EP, mientras que la actividad MnP fue baja en todos los medios. Por otro lado la actividad Lac de Psilocybe cubencis fue mayor en medio SN, mientras LiP y MnP fue mayor en medio HIT. Los hongos nativos del Morelos, además de tener una gran diversidad pueden tener el potencial para realizar estudios biotecnológicos encaminados a la biorremediación de espacios contaminados, por lo que es necesario realizar estudios más detallados, ya que existen más especies nativas que aún pueden ser explotadas.

Fungi form part of a valuable biological resource with great natural diversity. From a biochemical and ecological point of view, their importance lies in the complex enzymatic system that they possess, which allows them to degrade molecules of high molecular weight; furthermore, they can used for food industry, medical and biotechnological purposes such as bioremediation. In the state of Morelos, studies focused on bioremediation with native fungi have been scarce, and for this reason the characterization and evaluation of enzymatic activity was realized for two native fungal strains in the state of Morelos, *Pleurotus djamor* var. *roseus* and Psilocybe cubencis. These fungi were grown in 6 lignolytic culture media (Wheat Bran (WB); Brand Flakes (BF); Whole Wheat Flour (WWF); whole Wheat Flour-Sugar (IWF) and non-lignolytic (Malt Extract (ME) and Potato Extract (PE)). In the first part of this study the morphological characterization (micro and macroscopic) of growth in solid media was performed. In the second part, evaluation of growth and enzyme production (laccase (Lac), Manganese-peroxidase (MnP) and Lignin-peroxidase (LiP)) in liquid media was performed. According to the results obtained from the morphological characterization, no relevant differences were found in the growth of the two strains in the different media evaluated, in terms of the typical morphological characteristics. Mycelia growth of both strains was favorable in WB; while biomass production was greater in WWF. Enzyme activity, Lac and LiP in the P. djamor var. roseus strain was higher in the PE medium while MnP activity was low in all media. On the other hand, Lac activity of Psilocybe cubencis was higher in WB medium, while LiP and MnP were higher in WWF medium. The native fungus of Morelos, apart from having a great diversity may have potential for realizing biotechnological studies focused on bioremediation of contaminated areas, and thus, it is necessary to perform more detailed studies, since more native species exist that can be exploited.

## INTRODUCCIÓN

Hoy en día la contaminación ambiental está presente en cada espacio sobre la tierra, aumenta con el tiempo y afecta gravemente las condiciones favorables de la vida. Entre las diferentes razones de este problema está el mal uso y disposición final de los desechos sólidos y efluentes provenientes de diferentes sectores productivos y sociales, que sin un tratamiento previo son vertidos en espacios naturales, ocasionado su deterioro.

El estado de Morelos tiene una diversidad biológica que alcanza niveles extraordinarios, sin embargo en los últimos años se ha detectado una elevada alteración en la calidad de los suelos y cuerpos de agua entre otras áreas. Estas alteraciones han sido provocadas por la intromisión incontrolada de la dinámica industrial y de servicios, en bosques, barrancas, humedales, sitios de anidamiento, etc., (Batllori, 2007).

Es por ello que es necesaria la realización de diferentes estudios enfocados en resolver la problemática generada, tanto en la prevención como en la restauración de los ecosistemas del estado de Morelos, mediante la aplicación de diversos tratamientos fisicoquímicos, biológicos y combinaciones de éstos. Dentro del área de la biotecnología ambiental, se plantean numerosas alternativas mediante la aplicación de procesos biológicos eficientes, sustentables y amigables con el entorno natural para contrarrestar este desbalance en el ambiente, como es el uso de los hongos. Los hongos basidiomicetes son conocidos como agentes degradadores de la materia orgánica, ya que utilizan eficientemente sustratos lignolíticos como fuente de carbono y energía (Guzmán et al. 2002; Herrera y Ulloa, 1998). Para ello secretan diferentes enzimas que permiten degradar compuestos aromáticos complejos como la lignina, además de otros compuestos recalcitrantes. Por tal motivo, los hongos se consideran una alternativa efectiva y amigable para la eliminación y/o biodegradación de sustancias tóxicas complejas. Hasta ahora, se han purificado más de 100 enzimas con actividad oxidativa en cultivos de hongos basidiomicetes (Baldrian, 2005). En el presente trabajo se evaluó la caracterización micelial y la producción de enzimas ligninolíticas de dos cepas de hongos basidiomicetes nativas del estado de Morelos utilizando diferentes sustratos ligninolíticos y no ligninolíticos.

## ANTECEDENTES

### Los hongos

Los hongos son organismos con una amplia distribución en la naturaleza, ya que se encuentran prácticamente en todos los medios. Viven de la materia orgánica, viva o muerta, a la cual degradan para alimentarse de ella, y son capaces de crecer en medios de cultivo artificial o sintético. Actualmente los hongos constituyen un importante y valioso recurso biológico. Hawksworth y Kalín-Arroyo (1995), señalan la posible existencia de 1.5 a 2.5 millones de especies. Por otra parte Guzmán G., (1979) estimó que existen alrededor de 185,000 especies en nuestro país.

Dentro de estas cifras se encuentran los llamados hongos basidiomicetos que pertenecen a la división Eumycetes y se caracterizan por producir esporas de origen sexual sobre unas estructuras específicas llamadas basidios. Su capacidad para transformar una gran variedad de compuestos orgánicos y llevarlos hasta moléculas sencillas como CO2 y H2O, ofrece un potencial indiscutible en procesos de tratamiento de diversos contaminantes. Este potencial radica fundamentalmente en las características de su sistema enzimático y en su vigoroso crecimiento, a través del desarrollo de su micelio, que coloniza diferentes tipos de sustratos (Paz, 2010).

Su crecimiento micelial forma una red de hifas microscópica que crece a través de los poros o penetrando la pared celular vegetal, para ello secretan complejos de enzimas extracelulares como las celulasas, hemicelulasas, lacasas, peroxidasa,s etc. La actividad oxidativa de estas últimas les permite degradan biopolímeros aromáticos complejos como la lignina, polímero de mayor abundancia de la biomasa terrestre y de la materia vegetal, contiene alrededor de 10-20% de grupos hidroxilo fenólicos que confieren rigidez a la pared celular de las plantas, además de protegerla de organismos patógenos.

Este proceso oxidativo a partir de las enzimas secretadas por los hongos basidiomicetes, también se ha utilizado en la degradación de una amplia variedad de sustancias tóxicas recalcitrantes como plaguicidas, colorantes, hidrocarburos (HPAs), explosivos, entre otros. Estas sustancias recalcitrantes presentan estructuras complejas con anillos aromáticos difíciles de degradar que contaminan suelos y cuerpos de agua.

El estudio de estos organismos conduce, por lo tanto, al aprovechamiento eficaz del complejo multienzimático extracelular que les confiere una alta versatilidad metabólica para fines alimenticios, médicos, industriales, ecológicos (Sánchez y Royse, 2001) y biotecnológicos principalmente, como la biorremediación.

**Lacasas**

Las lacasas (Lac) son enzimas ampliamente distribuidas en plantas, hongos y algunas bacterias (Usnayo, 2007) que pertenecen a un grupo de oxidasas de polifenol que contienen átomos de cobre en el centro catalítico y son llamadas por lo general oxidasas azul multicobre.

Las lacasas catalizan la reducción de oxígeno a agua acompañada por la oxidación de un sustrato, por lo general p-hidroxi-fenol u otro compuesto fenólico. (Martínez et al., 2005). Pueden ser constitutivas o inducibles.

**Peroxidasas**

Pertenecen al grupo de las oxidorreductasas y son consideradas hemo-proteínas, dependiendo totalmente su actividad del peróxido, el cual lo utilizan como agente oxidante. Oxidan compuestos fenólicos y no fenólicos (Pérez et al., 2004).

Las peroxidasas se clasifican en Lignino peroxidasas (LiP) y Manganeso peroxidasas (MnP), que se consideran ligninasas debido a su alto potencial redox. La LiP degrada unidades de lignina no fenólicas por arriba de 90%.

La producción de enzimas por diferentes hongos basidiomicetes, ha sido reportada en la literatura, sobre diferentes sustratos, temperaturas y pH, así como con el uso de algunos inductores, sin embargo, en el estado de Morelos no hay registros de cepas nativas que hayan sido estudiadas en cuanto a su potencial enzimático, es por ello que se hace la evaluación de crecimiento y actividad enzimática de dos cepas de hongos basidiomicetes nativas, *Pleurotus djamor* var. *roseus* y *Psilocybe cubencis*, buscando un alternativa que reduzca la presencia de agentes contaminantes en el ambiente. El objetivo fue determinar la producción de enzimas ligninolíticas con alto potencial de dos cepas de hongos basidiomicetes nativas del estado de Morelos, utilizando diferentes sustratos ligninolíticos y no ligninolíticos.

## MATERIALES Y MÉTODOS

Se utilizaron dos cepas de hongos basidiomicetes, depositadas en el Cepario de Hongos del Laboratorio de Micología del CIB-UAEM, *Pleurotus djamor* var. *roseus*, especie recolectada en Tepoztlán Morelos con referencia HEMIM 104 y *Psilocybe cubencis*, recolectada en Sta. Catarina, Morelos, con referencia HEMIM 118.

*Pleurotus djamor* **var.** *roseus*

Desarrolla un estípite excéntrico o lateral y base en ocasiones pilosa. Mide 2 cm de largo y 1-2 cm de ancho, engrosado hacia el píleo, formado como una expansión lateral del estípite, generalmente en forma de concha, liso, ambos de color rosa pálido; puede presentar escamas hacia el centro o en la base; mide 5-15 cm de diámetro, de olor y sabor agradable. El himenio está formado por láminas estrechas, delgadas y blanquecinas (figura 1). Chang y Hayes, (1978) y Guzmán, (1979).

***Psilocybe cubencis***

Especie alucinógena de gran importancia etnomicológica. Presenta un anillo membranoso en la parte superior del estípite, píleo liso poco acampanulado, de 6-8 cm, blanco grisáceo o moreno claro amarillento. Sus fructificaciones se manchan de azul o azul-verdosas al cortarse o maltratarse. Se desarrolla en praderas y potreros, sobre estiércol de vaca, en zonas tropicales o subtropicales (Herrera y Ulloa, 1998).

Cada cepa fue resembrada en medio sólido de 3.9 % de PDA (papa dextrosa agar) como medio

inicial reactivador en cajas Petri. Las cepas fueron incubadas en oscuridad a 25°C hasta cubrir la superficie de la caja Petri (Acosta-Urdapilleta y Medrano-Vega, 2008). El micelio obtenido fue utilizado como inóculo para realizar los cultivos en los diferentes medios sólidos a evaluar, así como para mantener las cepas en buen estado.

Los medios de cultivo evaluados para el crecimiento como para la actividad enzimática fueron: salvado de trigo (SN) (1%), Bran flakes (BF) (1%), Harina de trigo integral (HAR) (1%), Harina de trigo integral+ sacarosa (HIT) (3.0% + 1 %) para medios líquidos y con 15 g/L de agar para los medios sólidos; EMA (3.65 % para medio sólido y 1% para medio líquido) y PDA (3.9 %) y Extracto de papa (EP) 2.4%. La evaluación del crecimiento de las cepas se realizó en medio sólido en cajas Petri con agar bacteriológico (1.7 %), mientras que la determinación de actividad enzimática, se realizó en medio líquido en matraces Erlenmeyer de 300 ml con un volumen de trabajo de 120 mL, en solución buffer de fosfatos a pH 6. Cada experimento se realizó por triplicado.

Los medios fueron preparados y esterilizados a una temperatura de 121°C durante 15-20 minutos y se vertieron en material estéril. Para la evaluación en medio sólido se sembró 0.65 cm de dímetro de una porción de cepa, observando y registrando su crecimiento diariamente. Para la caracterización morfológica se tomaron en cuenta los siguientes parámetros (Acosta-Urdapilleta, 2000): tipo de micelio (aéreo y/o rastrero), color, textura (apariencia de la cepa), densidad (abundante, regular, escasa), agregaciones hifales (presencia o ausencia) y otras observaciones como cambio de coloración, presencia y coloración de exudados, ubicación de agregaciones hifales, apariencia del micelio, etc.



**Figura 1.** *Pleurotus djamor* var. *roseus.*

Para determinar la velocidad de crecimiento, a partir del día de siembra se midió el diámetro de crecimiento micelial de la cepa cada 24 horas, hasta que el micelio del hongo cubrió la superficie del medio de cultivo en la caja petri (90 mm). La evaluación de la velocidad de crecimiento se expresó en mm/día.

Después de que el micelio cubrió la totalidad del diámetro de la caja Petri, se determinó la biomasa micelial de cada hongo en los diferentes medios. Para ello se colocó el medio de cultivo con el micelio en un frasco de boca ancha con 100 mL de agua, retirando previamente el sólido depositado en el fondo del medio. Este se fundió a una temperatura de 50°C en un horno de microondas durante 90 seg/caja Petri. La biomasa micelial fue recuperada separando por filtración en caliente usando papel filtro para café previamente pesado y rotulado. Los filtros con el micelio recuperado, fueron secados a una temperatura de 28°C durante 48 horas, y posteriormente pesados en una balanza analítica. Dicha evaluación se expresó en g/día.

Previo a la siembra de las cepas en medios líquidos, se realizó un pre-cultivo de cada cepa en medio HIT, rico en nutrientes de carbono, con 1cm² de micelio con agar PDA. Este se mantuvo en agitación a 150 RPM y a una temperatura de 25°C. Posterior a 5 días, el micelio de cada hongo fue molido en dos periodos de 10 segundos a 13500 rpm en un Ultra Turrax, en una campana de flujo laminar, y se inoculó en los respectivos matraces con los sustratos a ser evaluados. Los matraces inoculados se colocaron en una incubadora en agitación orbital a 150 rpm y a una temperatura de 29°C. Se tomaron muestras de 1 mL cada 24 horas durante 20 días para determinar la actividad enzimática.

Para la determinación de la actividad enzimática, las muestras tomadas cada 24 horas durante 20 días se centrifugaron a 13000 rpm durante cuatro minutos, se recuperó el sobrenadante y se cuantificó la actividad enzimática Lac, MnP y LiP en un espectrofotómetro (Beckman, DU 640).

Para la cuantificación de la Lacasa, se adicionó en una celda de 2 ml, 900 µL de buffer de acetatos pH 3.6 con ABTS (2'2-azinobis-(3-ethylbenzthiaoline-6-sufonic acid) a una concentración 1 mM, y 100 µL de sobrenadante del cultivo. La transformación del sustrato se evaluó por el cambio de absorbancia a 436 nm (Riegas-Villalobos, 2010; Bertrand, 2010).

Para cuantificar la MnP, se adicionó 100 µL sobrenadante, 100 µL de MnSO4 al 3mM, 100 µL de peróxido de hidrogeno 0.5 mM y por último, una preparación de 700 µL buffer de Succinato pH 5 con DMP (2,6-dimetofenol) 1mM. La transformación del sustrato fue evaluada por el incremento de absorbancia a 468 nm (Usnayo, 2007).

La cuantificación de la LiP se realizó mediante la adición de 100 µL de sobrenadante, 100 µL de peróxido de hidrógeno 0.5 mM y 800 µL buffer de acetatos pH 3 con ABTS 1 mM; con un cambio de absorbancia a 436 nm (Usnayo, 2007).

Una unidad de actividad se definió como la cantidad de enzima que transforma 1 µmol de sustrato por minuto a temperatura ambiente.

Con la finalidad de conocer el perfil enzimático los hongos evaluados, se realizaron zimogramas de actividad enzimática. Para realizar los geles de actividad enzimática, se determinaron los días, los hongos y los medios en donde se presentó mayor actividad enzimática. Se utilizó el sobrenadante de las muestras de cultivo centrifugadas, concentrando a una misma proporción de U/L de actividad enzimática. Se prepararon geles nativos de acrilamida al 12% con 0.75 mm de grosor.

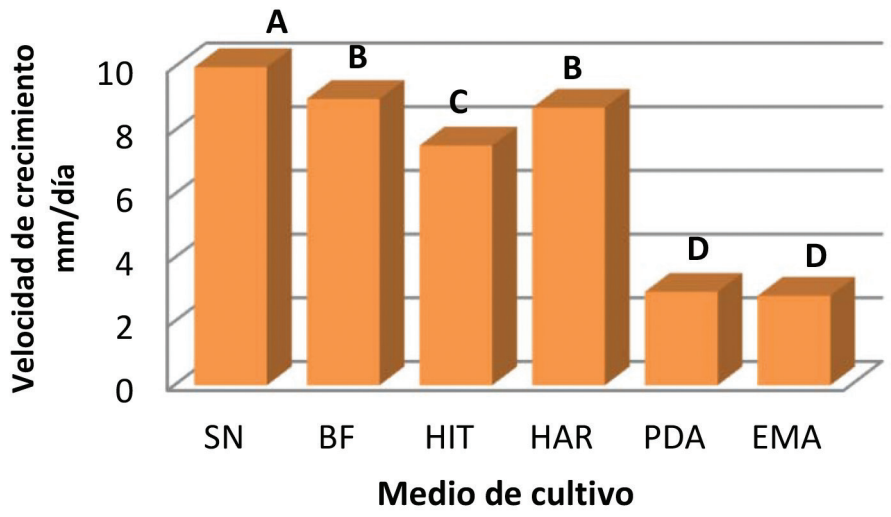
## RESULTADOS Y DISCUSIÓN

En el presente trabajo, las cepas basidiomicetes Psilocybe cubencis y *Pleurotus djamor* var. *roseus*, fueron evaluadas en su capacidad de crecimiento y producción de enzimas fenoloxidasas (lacasas y peroxidasas), en diferentes medios. Se utilizaron 6 sustratos, 4 ligninolíticos, SN, BF, HIT y HAR y 2 no ligninolíticos EM y EP

### Caracterización morfológica

Esta evaluación fue realizada con el objeto de determinar diferencias de crecimiento en los hongos al crecer sobre las diferentes fuentes de

a




b

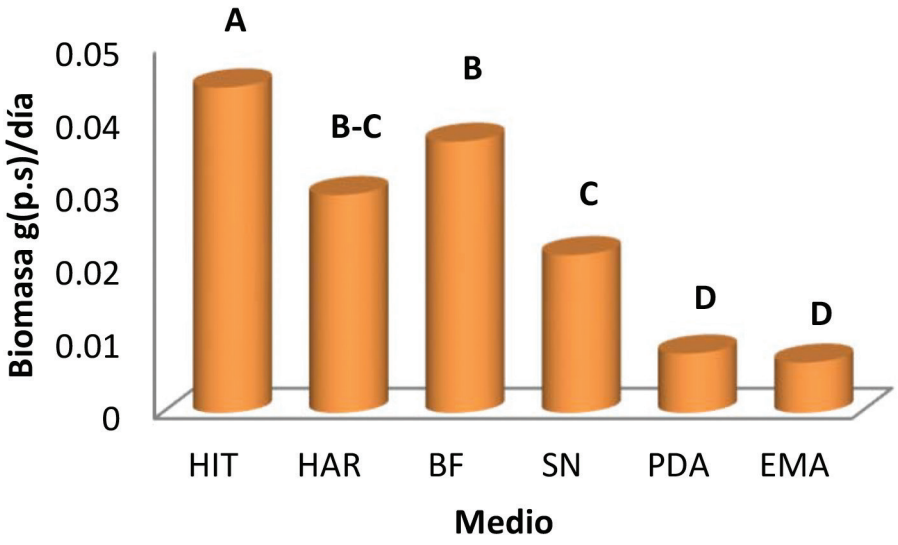



Figura 2. a) Velocidad de crecimiento y b) Producción de Biomasa, de *Pleurotus djamor* var. *roseus*. Letras iguales no presentan diferencias estadísticamente significativas (Tukey P 0.05).

carbono; además de corroborar la pureza de las cepas evaluadas y si presentaban características propias de cada especie.

La cepa de *Pleurotus djamor* var. *roseus* presentó una textura en medio de SN, EMA y HAR, algodonosa en medio PDA y algodonosa-lanosa en medio HAR y BF. El micelio fue rastrero y de color blanco en todos los medios. La densidad varió de abundante, creciendo en medio PDA, HIT, BF y HAR, a regular, creciendo en medio SN y EMA. Cabe señalar que en medio SN y HAR se presentaron exudaciones, mientras que en BF agregaciones hifales rosadas, y tonalidades espontáneas de igual color.
La cepa de Psilocybe cubencis, presentó una textura aterciopelada en todos los medios, a excepción de SN, donde fue aterciopelada-algodonosa. El micelio fue de color blanco a excepción del medio de EMA, con una coloración blanco-azulado. La densidad fue abundante creciendo en medio de PDA, HIT, SN y HAR, y regular creciendo en medio de BF y EMA. Hubo presencia de exudaciones en el medio de SN, y tonalidades azules esporádicas. Esta cepa se evaluó a los 23 días de cultivo.

En cuanto a los parámetros de crecimiento, velocidad y biomasa, en los medios ligninolíticos y no ligninolíticos se obtuvieron los siguientes resultados.

En la cepa de *Pleurotus djamor* var. *roseus*, en los medios ligninolíticos, se presentó una cinética de crecimiento similar, mientras en los no ligninolíticos, se observó un crecimiento más lento y lineal hasta los 31 días. Los medios de PDA y EMA no fueron adecuados para el crecimiento de esta cepa. La velocidad de crecimiento en los medios lignocelulósicos varió de 7.53-10.0 mm/día, siendo más baja en los medios no ligninolíticos, de 2.81-2.94 mm/día. La producción de biomasa, varió entre 0.022-0.044 g/día en los medios ligninolíticos, mientras que en los medios de PDA y EMA, fue de 0.007 g/día. Se presentaron diferencias estadísticamente significativas (Tukey P 0.05) entre los diferentes medios de cultivo evaluados en ambos parámetros (figura 2).

La mayor velocidad de crecimiento y producción de biomasa se presentó en el medio de SN y HIT respectivamente, con ello deducimos que la velocidad de crecimiento no necesariamente está relacionada con la producción de biomasa.

Sobal et al. (2007) caracterizó diferentes cepas de hongos basidiomicetes, entre ellas, *Pleurotus djamor*, reportando una velocidad de crecimiento de 2.84 mm/día, valor similar al reportado en este estudio en medio PDA. Motator et al. (2006), reporta velocidades de crecimiento para una cepa de *Pleurotus djamor* de entre 1.2 y 8.7 mm/día en residuos de plátano y abarco, y sus mezclas a una temperatura de 26°C, reportando esta optima para una mayor velocidad y densidad de micelio. En este estudio, se trabajó con una temperatura de 25°C, muy cerca de la temperatura óptima reportada, y con medios que favorecieron más el crecimiento de la cepa.

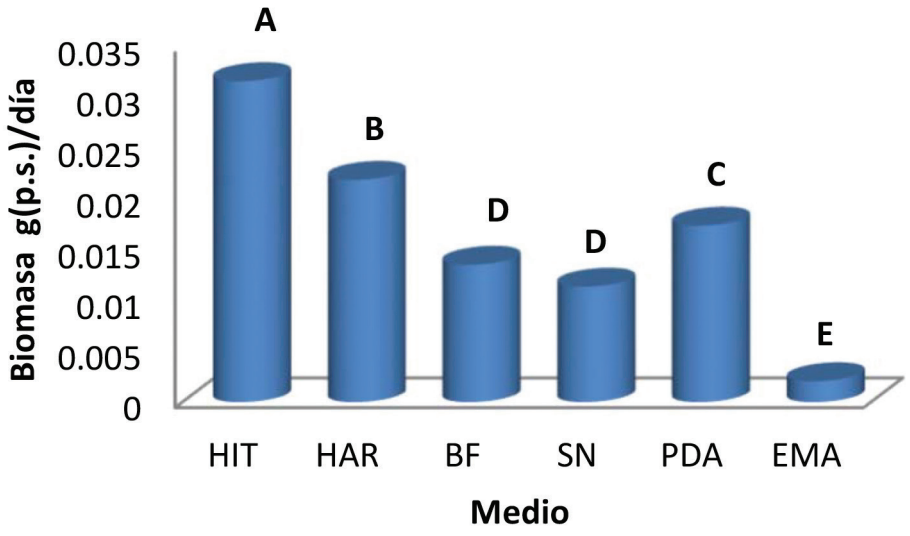
La velocidad de crecimiento de Psilocybe cubencis en los medios ligninolíticos, se presentó entre 4.75-5.75 mm/día, mientras que en PDA y EMA fue de 3.03-3.97 mm/día respectivamente. La biomasa micelial varió entre 0.002 - 0.032 gr/día. El medio donde se obtuvo la mayor velocidad de crecimiento fue en SN, mientras que la mayor producción de biomasa se obtuvo en el medio HIT (figura 3).

**ACTIVIDAD ENZIMÁTICA**

La actividad lacasa de *Pleurotus djamor* var. *roseus* en los medios ligninolíticos varió de 14.35 – 45.38 U/L, siendo mayor la actividad en SN y HAR, en los medios no ligninolíticos la mayor actividad lacasa fue de 42.71 U/L en medio EM, y de 77.79 U/L en medio EP. Se observa un patrón distinto de la actividad enzimática dependiendo el medio de cultivo. La actividad enzimática LiP de *Pleurotus djamor* var. *roseus* en los medios ligninolíticos, varió de 12.81–65.86 U/L. Se observa un patrón de actividad similar en los medios de SN y BF. En los medios no ligninolíticos la actividad enzimática LiP fue de 36 U/L en EM y de 105.60 U/L en EP, siendo este último medio en donde la actividad enzimática fue mayor para esta cepa.

La actividad MnP de esta cepa varió entre un 15.94–20.69 U/L en los medios ligninolíticos, mientras que en EM fue de 16.72 U/L y de 18.58 U/L en EP. Las cinéticas de la actividad MnP de

a




b

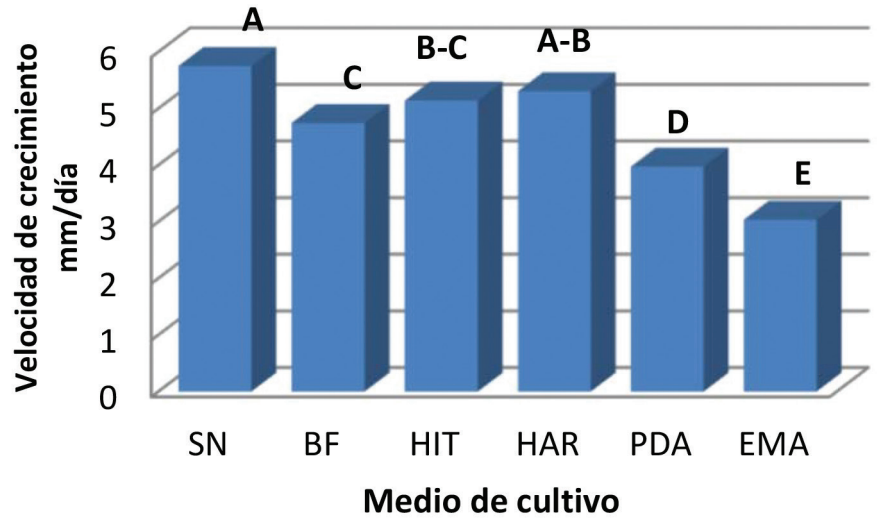



Figura 3. a) Velocidad de crecimiento y b) Producción de Biomasa de *Psilocybe cubencis*. Letras iguales no presentan diferencias estadísticamente significativas (Tukey P 0.05).

esta cepa fueron muy similares tanto en medios ligninolíticos como no ligninolíticos. El medio donde se presentó la mayor actividad MnP fue SN. (cuadro 1).

Snajdr y Baldrian, (2007), reportan alta actividad Lac y MnP (72 U/L) en una cepa de *Pleurotus ostreatus* entre los 28- 35 días, sin actividad LiP; esto sobre un medio a pH 6, celulosa como fuente de carbono y nitrógeno limitado. También reportan que la actividad de MnP se produce de forma óptima a 35°C, y se reduce en un 50% a temperatura de 30°C. Motator et al., (2006), reportó la producción de enzimas de *Pleurotus djamor* en cultivos sólidos de residuos agroindustriales (plátano y abarco) a diferentes temperaturas, y observó que donde se produce una mayor actividad Lac (25 U/g) es a 26°C, durante la etapa de fructificación d e este hongo, y la mayor actividad MnP (8 U/g) se produce a una temperatura de 20°C, sin observar un incremento significativo e n n inguna e tapa. En el presente trabajo se utilizaron temperaturas y condiciones diferentes a las reportadas en la literatura, lo que pudiera ser la causa de la baja actividad. El crecimiento del hongo así como su cinética enzimática presentaron una variación dependiendo del medio de cultivo. La presencia de actividad enzimática en los medios no ligninolíticos puede indicar que este hongo produce enzimas constitutivas. El alto nivel de carbohidratos del medio HIT, donde menor actividad se reportó, puede ser un factor de inhibición de enzimas.

Para la cepa de Psilocybe cubencis la actividad Lac en los medios ligninolíticos fue de 142-169 U/L, con un comportamiento similar en estos medios. En EP y EM, la actividad lacasa fue de 7 U/L. La mayor actividad lacasa de esta cepa se presentó en medio de SN.

La actividad de LiP fue de 141-219.10 U/L en los medios ligninolíticos, por otro lado, en los medios no ligninolíticos, la actividad fue de 10 U/L en EP y 11.3 U/L en EM. La mayor producción de actividad LiP de Psilocybe cubencis se presentó en medio HIT. La actividad enzimática MnP de esta cepa en medios ligninolíticos varió entre 28.7 y 50.6 U/L, mientras que en los no ligninolíticos, la actividad MnP fue de 23.43 U/L en EP y de 37.3 U/L en EM. La mayor actividad de esta cepa se presento en los medios ligninolíticos SN y HIT (cuadro 1).

La actividad MnP en esta cepa fue relativamente baja a comparación con la actividad obtenida de Lac y LiP, las cuales se presentaron con mayor volumen en los medios ligninolíticos, mientras que en los ligninolíticos fue menor, lo que puede deberse a que las enzimas secretadas por Psilocybe cubencis, son enzimas no constitutivas que necesitan la presencia de un inductor para producirse.

En algunos casos la presencia de inductores es necesaria para inducir una mayor expresión de las enzimas. Sin embargo, también se presentó actividad volumétrica alta LiP y MnP, y en menor proporción Lac, en los medios no ligninolíticos, EM principalmente, lo que nos indica la presencia de enzimas constitutivas en las especies de hongos evaluadas y probablemente una inducción enzimática a partir de la fuente de glucosa. Dong et al. (2005), reportó que la concentración elevada de triptona y glucosa, aumentan la producción de actividad volumétrica, principalmente lacasa, en hongos basidiomicetes. En los medios HAR, HIT y BF la actividad volumétrica fue muy baja, lo cual pudo deberse a una inhibición de las enzimas por la composición de los medios. Bertrand (2011), reportó que una alta concentración de compuestos fenólicos presentes en el medio de cultivo, puede conducir a la inhibición de la producción de enzimas lacasas y peroxidasas.

Los medios de cultivo donde se presentó la mayor velocidad de crecimiento micelial y producción de biomasa de las cepas evaluadas fueron principalmente HIT y HAR, mientras que para la producción enzimática fueron SN y EM, lo que nos indica que una fuente de carbono específica no relaciona directamente el crecimiento de la cepa con la actividad enzimática, al menos en las cepas evaluadas en este estudio. Sin embargo estos dos parámetros son de suma importancia en la investigación de cepas de hongos con potencial en la producción de enzimas que puedan utilizarse en la recuperación de ambientes contaminados con xenobióticos.

**Cuadro 1.** Actividad enzimáticas (U/L) de *Peurotus djamor* var. *roseus* y *Psilocybe cubencis* en los diferentes medios de cultivo.

| ENZ | LAC | | LIP | | MNP | |
|---|---|---|---|---|---|---|
| H<br>M | P. djam | P. cub | P. djam | P. cub | P. djam | P. cub |
| SN | 38.6 | 169 | 41.2 | 180.1 | 20.6 | 50.3 |
| BF | 25.9 | 143 | 43.7 | 152 | 17.7 | 39.7 |
| HIT | 14.4 | 150 | 12.8 | 219.1 | 15.9 | 50.6 |
| HAR | 45.4 | 143 | 65.8 | 141.1 | 18.8 | 28.7 |
| EP | 42.7 | 10.8 | 36 | 11.3 | 16.7 | 37.3 |
| EM | 77.8 | 6.7 | 106 | 10 | 18.6 | 23.4 |

**Zimogramas de actividad enzimática**

En *Pleurotus djamor* var. *roseus* la mayor actividad volumétrica Lac fue obtenida en los medios HAR, EP y EMA; LiP en BF, HAR y EP, y MnP en SN, BF y HAR. Con respecto a la enzima Lac, en los medios de HAR y EM, se presenta el mismo perfil de actividad enzimática, observando dos bandas en la parte inferior, mientras que en el medio de EP, también se observan dos bandas, una de mayor concentración, sin embargo la movilidad relativa de estas es diferente con respecto a los otros medios. En la actividad LiP se observa una banda en medio de BF y dos en el medio de HAR y EP, en cada caso con una movilidad relativa diferente. Para la enzima MnP, en los medios SN y BF se observan tres bandas, dos de las cuales presentan la misma movilidad relativa que las dos bandas observadas en el medio HAR, donde la concentración es mayor. Para la cepa de Psilocybe cubencis, la mayor actividad volumétrica Lac, LiP y MnP fue obtenida en los medios SN, BF y HIT.

En el zimograma de la enzima Lac en medio SN y BF se observan tres bandas, en cada caso con un perfil de actividad diferente; mientras que en el medio HIT se observan dos bandas separadas, cuya movilidad relativa coincide con dos de las bandas presentes en BF y una de SN. Para la enzima LiP se observa una movilidad relativa diferentes entre las bandas encontradas en los tres medios; se observa una banda en medio SN, una en BF y dos en medio HIT, siendo que esta última presenta una mayor concentración. En el zimograma de actividad MnP se presenta un mismo perfil de las bandas, independientemente del medio de cultivo.

El perfil de actividad varió en cada zimograma dependiendo de la enzima, siendo determinada la movilidad relativa de las bandas por el medio de cultivo donde creció el hongo. El crecimiento de los hongos en los diferentes medios de cultivo, influye en el resultado del perfil de actividad para las diferentes enzimas. La movilidad relativa y las diferentes bandas en cada medio de cultivo nos

indica la presencia de isoenzimas. En este trabajo la mayoría de las cepas presentan 1-2 isoenzimas (según el numero de bandas) dependiendo del medio de cultivo, para las diferentes enzimas Lac, LiP y MnP. Sin embargo, es necesaria la realización de geles desnaturalizantes para un resultado más exacto.

La caracterización de nuevas cepas de hongos filamentosos es de gran importancia, ya que estos pueden producir enzimas extracelulares (Lac, LiP y MnP) con distintas características de afinidad por sustratos y con actividades volumétricas óptimas en amplios rangos de pH y temperatura (Usnayo, 2007; Calle J. et al., 2007 y Motator et al., 2006). Los resultados obtenidos de la caracterización morfológica y la evaluación de las actividades enzimáticas producidas en los diferentes medios de cultivo por ambas cepas permitió evaluar su potencial en la producción de estas enzimas y su posterior aplicación en los procesos de biorremediación para reducción de compuestos aromáticos tóxicos.

**LITERATURA CITADA**


Acosta-Urdapilleta M.L. (2000). Aislamiento y cultivo de diferentes cepas silvestres de Pleurotus spp. en el estado de Morelos, México. Facultad de Ciencias. UNAM.

Acosta-Urdapilleta M. L y Medrano-Vega F. A. (2008). El ceparío del laboratorio de Micología del Centro de Investigaciones Biológicas UAEM. En Manejo integrado de recursos bióticos: estudios de caso. Oliver R., Taboada M. y Granjeno A. (Eds). Capítulo. 3, pp 147-156. AGT Editor. S.A.

Baldrian P. (2005). Fungal laccase-ocurrence and properties. FEMS Microbiol Rev. 30:215-242.

Batllori A. (2007). Los problemas ambientales del estado de Morelos: la education como parte de la solución. Gac. INE. 2:342.

Bertrand B. (2010). Aislamiento y caracterización bioquímica de una lacasa inducida de Trametes versicolor. Facultad de Ciencias Biológicas. UAEM.

Bertrand B. (2011). Inducción de lacasas en Trametes versicolor por extractos acuosos de la madera. Centro de Investigación en Biotecnología. UAEM.

Calle J., Villegas R., Álvarez M., Gimenez A. y Terrazas E. (2007). Optimización de las condiciones de cultivo para la producción de enzimas redox por Aspergillus niger QD y Pestalotia sp 2iQRJ. Biofarbo. 15:29-36.

Chang S. y Hayes W. (1978). The biology and cultivation edible mushrooms. Academic Press. Nueva York. pp 645-681.

Dong J., Zhang Y., Zhang Y., Zhang R., Huang W. y Zhang Y. (2005). Influence of culture conditions on laccase production and isoenzyme patterns in the white-rot fungus Trametes gallica. J. Basic Microbiol. 45(3):190-198.

Guzmán G. (1979). Identificación de los Hongos comestibles, venenosos, alucinantes y destructores de la madera. LIMUSA. México. pp 100-194.

Guzmán G., Mata G., Salmones D., Soto Velazco C. y Guzmán-Dávalos L. El cultivo de los hongos comestibles, con especial atención a especies tropicales y subtropicales en esquilmos y residuos agroindustriales. Instituto Politécnico Nacional. (2002). 2da ed. pp 1-25

Hawksworh, D. L. y Kalin-Arroyo M. T., (1995). Magnitude and distribution of biodiversity. In: Heywood, V.H. y R.T. Watson, Global Biodiversity Assessment. UNEP & Cambridge University Press, Cambridge.

Herrera T. y Ulloa M. (1998). El reino de los Hongos. Instituto de Biología. UNAM. pp 26, 34 y 58.

Martínez A., Esperanza M., Ruiz D., Ferreira P., Camarero S., Guillen F., Martínez M. J., Gutiérrez A. y del Rio J.C. (2005). Biodegradation of lignocellulosics, microbial, chemicals and enzymatic aspects of fungal attack of lignin. Microbiol. 8:195-204.

Motator E., Mejia G. y Leon P. (2006). Evaluación de los residuos agroindustriales de plátano (Musa paradisiaca) y de aserrín de abarco (Cariniana piriformes) como sustrato para el cultivo del hongo Pleurotus djamour. Vitae. 13. Revista de la Facultad de Químicas Farmacéuticas. U. Antioquia.

Paz G. A. (2010). Estudio comparativo de producción de lacasa de Pycnoporus sanguineus en diferentes sustratos sólidos ligninolíticos. Fac. de Ciencias Biológicas UAEM.

Riegas-Villalobos A. (2010). Tratamiento de colorantes tipo Azo por hongos ligninolíticos. Facultad de Ciencias Biológicas. UAEM.

Sánchez J. y Royse D. (2001). La biología y el cultivo de Pleurotus spp. Cap. II. Generalidades sobre los Hongos, con énfasis en los basidiomicetes y Cap. VI. Una revisión de temas de mantenimiento de cepas, con énfasis en las que se adaptan a Pleurotus spp. Uteha Editores. pp 27-47 y 125-139.

Pérez E., Rodríguez Y., Hernández M. y de la Noval B. (2004). Dinámica de inducción de algunos sistemas de defensa en la interacción hma-Tomate (Lycopersicon esculentum Mill.) Var. Amalia. II. Inducción y expresión de peroxidasas y polifenoloxidasas en raíces de tomate. Redalyc. 25(2): 45-52.

Snajdr J. and Baldrian P. (2007). Temperature affects the production, activity and stability of ligninolytic enzymes in Pleurotus ostreatus and Trametes versicolor. Folia Microbiol. 52:498-502.

Sobal M., Martínez D., Morales P. and Roussos S. (2007). Classical characterization of mushroom genetic resources from temperate and tropical regions of México. Micología Aplicada Internacional. 19:15-23.

Usnayo P. L. (2007). Optimización de medios de cultivo, para la producción de enzimas ligninoliticas, por cepas fúngicas aisladas del altiplano boliviano. Unidad de Ciencias Farmacéuticas y Bioquímicas. Instituto de Investigaciones Fármaco Bioquímicas.

VI



# MANEJO DEL CULTIVO DE LAS ESPECIES SILVESTRES DE *PLEUROTUS DJAMOR*

## MANAGEMENT OF THE WILD SPECIES *PLEUROTUS DJAMOR*



Andrea Uriarte Martínez
Erika Janeth Espinosa Vargas
Elba Cristina Villegas Villarreal
Ma. de Lourdes Acosta-Urdapilleta

El cultivo de especies de hongos silvestres favorece la diversidad biológica y genética del género *Pleurotus* debido a la selección que ejerce el hombre sobre la pérdida del hábitat, lo que motiva a buscar un manejo apropiado y diversificado del recurso fúngico. El manejo de cepas nativas es recomendable cuando se conoce su ciclo de crecimiento, su patrón de producción y las características fenotípicas de los hongos cultivados como base para selección de cepas. Posteriormente se deberán establecer programas de mejoramiento genético de dichas cepas con el fin de obtenerlas mejoradas y bien adaptadas a las condiciones climáticas locales, para que permitan incrementar la productividad en los substratos disponibles de la región. *Pleurotus djamor* HEMIM-100 presentó una eficiencia biológica (EB) de 82% sobre paja de trigo, este rendimiento es redituable, si se produjera comercialmente, sin embargo, la cepa HEMIM-103 con una EB de 67% no resulta redituable. Por lo que se sugiere que la cepa HEMIM-103 se someta a estudios de mejoramiento genético para aumentar sus rendimientos. Ambas especies están depositadas en el Cepario de Hongos del Laboratorio de Micología del CIB-UAEM, para su conservación, manejo de los recursos naturales e investigaciones futuras.

Culture of wild mushroom species of the genus Pleurotus favors its biological and genetic diversity due to habitat loss exerted by selection of man, which motivates to look for a proper t and diversified management of fungal resource. The management of native strains is recommended when its growth cycle, the pattern of production and phenotypic characteristics of fungi is known or have been studied as a basis for selection of strains. Subsequently shall establish breeding programs such strains in order to improved and select well adapted to local climatic conditions strains. These strains could increase productivity in the region when culture on avalailabel substrates. *Pleurotus djamor* HEMIM-100 had an EB of 82 % on wheat straw, its yield could be profitable, if these strains could be produced commercially, however the strain HEMMI-103, with 67% EB is not profitable but it can be subject to genetic improvement to increase yields. Both species were deposited in the culture collection of the Laboratory of Mycology CIB-UAEM for natural resource management and preservation and future research studies.

## INTRODUCCIÓN

En México, debido a su megadiversidad biológica, existen abundantes recursos genéticos de hongos comestibles y medicinales, razón por la cual se debe fortalecer estratégicamente su manejo (utilización, conservación, estudio y administración). La amplia diversidad de climas y hábitats principalmente en la zona central y sureste de México, incrementa la diversidad fúngica, estimándose una cifra superior a las 900 especies de hongos reportados (Guzmán *et al*., 1997). El cultivo de hongos comestibles en México inició en el año de 1933 por José Leben Zdravie, convirtiendo al país en el tercer lugar en América Latina donde se emprendía el cultivo, sólo antecedido por Estados Unidos de América (1880) y Canadá (1912) (López-Eustaquio *et al*., 2007). Actualmente México es el país con mayor producción de hongos comestibles y medicinales en Latinoamérica, está entre los 20 principales productores del mundo, produciendo 62 mil 500 toneladas anuales de 250 especies, entre las cuales destacan *Agaricus* spp., *Pleurotus* spp., *Lentinula edodes*, *Flamulina velutipes*, *Grifola frondosa*, *Hericium erinaceus* e *Hypsizygus* spp. El estado de Morelos cuenta con una gran diversidad de especies fúngicas, entre ellas las que incluye el género *Pleurotus* como lo son *P. agave*, *P. opuntie*, *P. levis*, *P. smithii*, *P. pulmonarius P. ostreatus* y *P. djamor* distribuidas en la parte norte y *P. ostreatus*, *P. djamor* y *P. djamor* var. *roseus* se encuentra en la parte centro-sur del estado (Tello *et al*., 2012). El consumo de hongos silvestres es muy marcado durante la temporada de lluvias (junio-septiembre) y forma parte del acervo cultural de la población rural, al fomentar su uso como un alimento de alto contenido proteico, además se ha constatado que la venta de hongos silvestres recolectados favorece la economía de las familias. El cultivo de la especie *P. ostreatus*, mejor conocido como setas, orejas de cazahuate, ostras, hongos de palo, entre otros (Calderon,1987; Gaitán-Hernández *et al*., 2006), ha ido creciendo considerablemente por su sabor, contenido proteínico, su relativa facilidad de cultivo y bajos costos de producción, obteniendo volúmenes importantes en tiempos cortos. Su importancia radica en los aspectos: ecológicos, al reutilizar más de 474,000 toneladas anuales de subproductos agrícolas, agroindustriales y forestales (Mora y Martínez-Carrera, 2007). Su cultivo es una actividad económicamente rentable, se logran producir hasta 29,000 toneladas anuales de hongos frescos. Desde el punto de vista social se generan aproximadamente 15 mil empleos directos e indirectos (Lopez-Estaquio *et al*., 2007). El cultivo de *Pleurotus* spp. ha evolucionado, bajo dos vertientes principales: el desarrollo industrial privado y la producción rural. Esta última es la más reciente, ya que se generó a partir de 1989 mediante el desarrollo del modelo sostenible de producción rural de hongos comestibles.

En 1996 la producción fúngica en comunidades rurales tuvo como propósito ampliar las alternativas para el desarrollo rural, la incorporación del género femenino y jóvenes a la actividad productiva, proveer de un alimento rico en proteína, fomentar su uso medicinal y recuperar la cultura culinaria y micófaga (Alpuche *et al*., 1996). Para 2007, en Morelos existían 44 módulos de producción de setas, distribuidos en 18 municipios, el 82.5% con una infraestructura rustica y con una comercialización del 37.5% de manera local (Lopez-Estaquio *et al*., 2007).

Los hongos como recursos naturales se encuentran amenazados por el impacto humano negativo sobre los hábitats. El cambio climático, la pérdida de la diversidad y del conocimiento tradicional, resultante de la sobre explotación y saqueo de especies fúngicas por el hombre y la falta de capacidad de conservación *in situ* e *in vitro*, representan serias amenazas al manejo adecuado de los recursos genéticos de los hongos comestibles y medicinales en México. Se necesita impulsar un uso responsable de la biodiversidad fúngica donde la generación de conocimiento e innovaciones promuevan el desarrollo del sector social y ésta a su vez estimule la conservación y el estudio de los recursos genéticos de hongos comestibles y medicinales (Morales *et al*., 2010). El estudio de las cepas silvestres del género *Pleurotus* spp., ocupan hoy en día una posición relevante, tanto en programas de manejo integrado de recursos naturales, como en los de conservación biológica, se ha reportado que las cepas silvestres tienen tiempos cortos de fructificación, posiblemente sea una ventaja al estar adaptadas al clima de la

región (López *et al*., 2005) o como estrategia de supervivencia al fructificar en tiempos cortos. El cultivo intenso a nivel piloto de cepas nativas como es el caso de *Pleurotus djamor, P. djamor* var. *roseus* entre otras, han permitido tener avances importantes para conservar estos recursos, los cuales muestran gran potencial para ser objeto de estrategias que permitan promover el desarrollo económico, alimenticio, ecológico, medicinal, social y cultural (Tello *et al*., 2012). Incidiendo en el desarrollo, bienestar y combate a la pobreza en el sector rural, abriendo opciones que amplíen las alternativas productivas, proponiendo el cultivo de cepas silvestres del género *Pleurotus*.

Por ello, el cultivo de especies silvestres como *Pleurotus djamor* y *P. djamor* var. *roseus* son una alternativa ideal para satisfacer en gran medida las necesidades nutricionales de la población mexicana debido a su alto contenido proteico, así como favorecer la economía familiar y por ultimo incidir en el manejo de estas especies para la conservación de la diversidad fúngica en los módulos de producción de setas.

***Pleurotus djamor***

Es un hongo comestible que se distribuye en las regiones tropicales de los continentes mayores como: África, América, Asia y Australia (Vega *et al*., 2006). En México se ha recolectado abundantemente en zonas cálidas de gran parte del territorio nacional, creciendo sobre troncos en descomposición de diversos árboles (Salmones *et al*., 2004), es común confundirlo con *P. ostreatus*, pero su color blanco y su textura correosa lo diferencian a simple vista.

Esta especie se consume a partir de ejemplares silvestres, ya que su cultivo es aún muy incipiente (Vega *et al*., 2006), tiene potencial para ser cultivado (Boa, 2005) y también a la diversidad de substratos naturales en los que crece, además de los beneficios que aporta como alimento funcional, valor nutritivo y prevención de enfermedades. *P. djamor* fue descrito por Boedijn en 1959, dentro de esta especie se encuentran presentes las variedades coloridas como *P. salmoneostramieneus* de color salmón, var. *roseus* en rosa y *opuntiae* en gris. Por lo cual a veces se referencia a *P. djamor* var. *djamor*, como la cepa blanca, la cual presenta un píleo en forma de abanico cóncavo como semi-embudo con márgenes ondulados y de color blanco, el contexto es húmedo, compacto y fibroso (Guzmán *et al*., 1993).

En México se ha cultivado sobre substratos pasteurizados con buenas eficiencias biológicas (EB) en; rastrojo de maíz 135%, pulpa de café 125.1%, paja de cebada 86.4%, henequén 76.1%, rastrojo de calabaza 71.3%, bagazo de maguey tequilero 36.6%, viruta de encino y zacate de buffel (Mora y Martínez-Carrera, 2007). Acosta-Urdapilleta y Medrano-Vega (2006) reportaron el cultivo de diferentes cepas silvestres de *P. djamor* procedentes del estado de Morelos sobre diferentes sustratos regionales, obteniendo EB de 20 a 97 % en paja de trigo, de 53 a 95 % de EB en rastrojo de maíz, 50 % en olote de maíz, 82 % en "acahual" (*Tithonia* sp.), 8 a15 % de EB en cascarilla de cacahuate y 15 % en bagazo de caña de azúcar.

Se cultivó en Yucatán una cepa silvestre de *P. djamor* sobre rastrojo de maíz obteniendo una EB del 83.8% (López *et al*., 2005), así mismo Ancona y colaboradores en el 2007 utilizaron como substratos rastrojo de maíz con una EB 98%, rastrojo de calabaza con 84% y bagazo de henequén 76%. En Panamá se cultivaron cepas nativas de *P. djamor* con diferentes valores de EB sobre paja de arroz 61.3% y pulpa de café 93.5% (Vega *et al*., 2006), en Guerrero se cultivó sobre fibra de coco con valores de EB de 35.3% y paja de arroz del 39.4% (Cayetano *et al*., 2007).

*Pleurotus djamor* var. *roseus* es un hongo comestible que se distribuye en las regiones de zonas templadas y cálidas de zonas bajas (Guzmán, 1998), por el tipo de nutrición es un hongo saprófito, se encuentran creciendo sobre troncos en descomposición de diversos árboles.

*Pleurotus djamor* var. *roseus* es nombrado por Corner en 1981, presenta fructificaciones carnosas, de forma connadas en repisas redondas, desde 2 a 20 cm, predominando los de 5-10 cm en colores rosa pálido hasta rosa salmón, con estípite lateral muy corto; superficie lisa, láminas bien definidas. Contexto blanquecino (Salmones *et al*., 2004).

En México se ha cultivado sobre substratos pasteurizados como paja de cebada reportando una EB de 67.5% (Mora y Martínez-Carrera, 2007).

Möller en el 2002 inicia una línea de selección de cepas nativas de Morelos de *Pleurotus ostreatoroseus* (actualmente *P. djamor* var. *roseus*) con genética clásica, utilizando seis cepas progenitoras nativas, éstas presentaron buena expresión de desarrollo ya que dieron valores de EB de 71.6 y 61.2%, mostrando características fenotípicas con potencial comercial como cuerpos fructíferos de un buen tamaño, color, consistencia, sabor y olor. Acosta-Urdapilleta y Medrano-Vega en 2006 evaluaron siete cepas de *P. ostreatoroseus* (*P. djamor* var. *roseus*) procedentes de Morelos reportando EB de 28 a 72 % en paja de trigo dependiendo de la cepa utilizada (figuras 1 y 2), 77 % de EB en paja de avena (figura 3), 75 % en vaina de frijol, 61 % en paja de arroz y 50 % de EB en olote da maíz, los autores sugieren el cultivo de esta especie silvestre como una buena alternativa en las comunidades rurales y urbanas del estado por su llamativa coloración (figura 4). Sámano en el 2012, analizó el cultivo de cepas nativas de Morelos de *P. djamour* var. *roseus* utilizando como sustratos paja de trigo, cascarilla de arroz y residuo de papel. Obteniendo EB 49.3% en proporción 1:1 de paja de trigo con residuos de papel, resultando una alternativa de cultivo, ya que se obtiene un alimento de excelente calidad basado en el aprovechamiento de subproductos, beneficiando la actividad económica que incrementa la rentabilidad en la optimización del aprovechamiento de los recursos disponibles.

**Propiedades de los hongos**

Los hongos son capaces de sintetizar micro elementos y algunos compuestos como azúcares y aminoácidos etc. La producción de aminoácidos demuestra que cubre hasta el 96% de los requerimientos diarios de los humanos, además, son una fuente de minerales como potasio, magnesio y nitrógenos. Asimismo, producen proteínas (no cárnicas), polímeros de azúcares, vitamina E, ácido hialurónico y pigmentos, además de ser bajos en grasas y sodio.

En México, existe poca información de los aportes nutricionales y medicinales que proporcionan los hongos comestibles, recientemente países como China, Japón y Estados Unidos, muestran un gran interés por el desarrollo de productos elaborados con extractos de estos hongos. En los hongos comestibles se han aislado e identificado importantes compuestos con actividad funcional (con beneficios a la salud) y medicinal (terapia y prevención de enfermedades), algunas de las propiedades reportadas para el género *Pleurotus* son: antitumoral, antioxidante, hipoglucemiante, hipocolesterolémico, antiviral y antibacterial, considerándolos como base para diversos productos cosméticos, tés, bebidas vigorizantes, etc. (Pérez *et al*., 2010).

Algunas de las propiedades que se han identificado de *P. djamor* son su alto contenido de fibra detergente neutra (FDN), que constituye las paredes del hongo y con base a este contenido se formulan los piensos o comidas para el alimento del ganado (Cayetano *et al*., 2007), lo que tal vez se correlacione con los hallazgos de preferencia del consumo de esta especie por su textura suave a correosa (Ancona *et al*., 2007). Por otro lado, se determinó la actividad antibacterial de los extractos hexanoicos de las cepas *P. djamor* blanca y rosa contra bacterias Gram + y -, presentando mayor actividad antibacteriana la variedad rosa, desarrollando halos de inhibición con diámetros de 12±0.5 a 25.6 ±1.2 mm y la cepa blanca 8.3±0.3 a 22.6±1.4 mm (Valencia del Toro *et al*., 2008). En este trabajo se cultivaron dos cepas nativas de Morelos de *P. djamor* var. *roseus* HEMIM-103 y *P. djamor* HEMIM-100 sobre paja de trigo, se evaluó la EB y sus características como un primer paso para generar la materia prima para desarrollar productos medicinales, cosméticos y alimenticios

**METODOLOGÍA**

El estudio se realizó en el Laboratorio de Micología del Centro de Investigaciones Biológicas, UAEM. En el módulo demostrativo de investigación en el cultivo de hongos.

Para la realización de este trabajo se contó con dos esporadas obtenidas de *Pleurotus djamor* y *P. djamor* var. *roseus* recolectados en la localidad de Tepoztlán, Morelos. Actualmente se encuentran

depositadas en el Cepario del Laboratorio de Micología, CIB-UAEM, con la clave HEMIM-100 y HEMIM-103 respectivamente.

Aislamiento multiespórico: de la esporada, se cortó un pequeño fragmento (aprox. 1 $cm^2$) del papel filtro donde se encontraba la esporada, se sumergió en agua destilada estéril hasta obtener la dilución (1/100). Con una pipeta, se tomaron 0.5 ml y se colocaron en cajas de Petri con medio de cultivo PDA (Agar Papa Dextrosa, se incubaron a temperaturas entre 25-28°C en obscuridad, hasta que el micelio cubrió toda la superficie del medio en ocho días (Gaitán-Hernández *et al*., 2006).

Producción del inóculo: se utilizaron granos de trigo, se hidrataron hirviéndolos (75°C durante 20 min), se drenó el exceso de humedad y se adicionó 0.5% de $CaCO_3$ y 2% de $CaSO_4$, se colocaron en frascos de boca ancha, se esterilizaron (122°C durante 1:40 min). Se inocularon con un fragmento de la cepa y se incubaron a obscuridad con temperaturas entre 24-28°C hasta su completa colonización (Guzmán *et al*., 1993).

Preparación del substrato lignocelulósico: Se seleccionó como substrato paja de trigo, la cual se pasteurizó mediante inmersión en agua caliente (75-80°C), durante 60 min y posteriormente se drenó y ventiló para realizar la siembra en bolsas plásticas de polietileno de 40 x 60 cm perforadas con 160-200 orificios aproximadamente (Gaitán-Hernández *et al*., 2006).

Incubación y fructificación: las muestras se mantuvieron en el cuarto de incubación a temperatura ambiente entre 18-23%, al terminar el periodo de incubación las muestras se trasladaron al cuarto de cosecha en el cual la temperatura ambiente osciló entre 20-24°C y humedad relativa ambiental entre 80 y 85%.

Evaluación de la productividad de las cepas: Una vez obtenidos los cuerpos fructíferos cosechados, se determinaron los parámetros como: Ciclo del Cultivo (CC= Días de incubación + Días de fructificación), Eficiencia biológica (EB= gramos de hongos frescos/peso seco del substrato x 100), Tasa de Producción (TP= EB/ CC) y Características morfológicas de los hongos cosechados: forma, textura, consistencia, diámetro, coloración del carpóforo, himenóforo, estípite y contexto utilizando las cartas de Munsell (1992) (Delgado *et al*., 2005).

## RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Los resultados de la productividad de las de las cepas se muestran en el cuadro 1, obteniendo tres cosechas. El ciclo del cultivo fue de 64 días para

**Cuadro 1.**- Patrón de producción de las cepas silvestres del género *Pleurotus*.

| CEPAS | PRODUCCIÓN GRAMOS | | CICLO DEL CULTIVO DÍAS | EFICIENCIA BIOLÓGICA % | TASADEPRODUCCIÓN | |
|---|---|---|---|---|---|---|
| *P. djamor* HEMIM-100 | Cosecha 1<br>Cosecha 2<br>Cosecha 3<br>Total | 591*<br>129*<br>118*<br>838* | 64 | 82 | 1.28 | |
| *P.djamor* var. *roseus* HEMIM-103 | Cosecha 1<br>Cosecha 2<br>Cosecha 3<br>Total | 308*<br>193*<br>170*<br>671* | 60 | 67 | 1.12 | |

***Promedio**

*P. djamor* (cepa blanca) y un poco menor de 60 días *P. djamor* var. *roseus* (cepa rosa), con ciclos más largos que los obtenidos por Salmones en 1997, que menciona rangos de ciclo de cultivo de 38 a 56 días (figura 5).

La eficiencia biológica fue de 82% para la cepa blanca y 67% para la cepa rosa, en general, los valores de EB obtenidos en este trabajo se encuentran entre los rangos reportados por López *et al*., en 2005 en substratos como bagazo de henequén y rastrojo de calabaza e igualando los valores obtenidos con rastrojo de maíz, pero superando los obtenidos por Vega *et al*., 2006 y Cayetano *et al*., en 2007. Es importante resaltar que este trabajo es el primer reporte de *P. djamor* var. *djamor* cultivado en sustrato sólido sobre paja de trigo pasteurizada. Para el caso de *P. djamor* var. *roseus* la eficiencia biológica presentó valores iguales a los reportados por Möller en 2002, utilizando paja de trigo y al mismo tiempo superaron los porcentajes obtenidos recientemente por Sámano en 2012. En cultivo sobre combinaciones de papel reciclado. Salmones en 2004, realizó el cultivo de *P. djamor* var. *roseus* en paja de cebada obteniendo una EB de 67.5, no encontrándose una diferencia significativa en cuanto a la EB con respecto al sustrato utilizado La tasa de producción calculada mostró valores de 1.28 y 1.12 para *P. djamor* y *P. djamor* var. *roseus* respectivamente, valores que no presentan diferencias significativas. En relación a las características morfológicas (Cuadro 2), Cepa Carpóforo Himenóforo Contexto *P. djamor* HEMIM-100 Dimidiado, tipo embudado con márgenes lobulados. Color blanco 5Y 8/1M cuando joven, crema al envejecer. Diámetros de 1 a 24. cm. Superficie glabra y seca Laminar furcado,

**Cuadro 2.** Características morfológicas de Pleurotus djamor y *P. djamor* var. *roseus*.

| CEPA | CARPÓFORO | HIMENÓFORO | CONTEXTO |
|---|---|---|---|
| *P. djamor* HEMIM-100 | Dimidiado, tipo embudado con márgenes lobulados. Color Blanco 5Y 8/1M cuando joven, crema al envejecer. Diámetros de 1 a 24 cm. Superficie glabra y seca | Laminar furcado, decurrente blanco (con color), laminas juntas entre sí con abundanteslamelulas atenuadas | Suave,carnoso coriaceo, quebradizo, olor y sabor agradables, similares al silvestre |
| *P. djamor* var. *roseus* HEMIM-103 | Infundibuliforme de joven borde petaloides recurvado semicircular, en fase adulta ondulado a pruinosos. Color 10R 6/6 M rojo claro. Diámetros 5 - 10 cm. Superficie húmeda e hidrófana en el margen | Laminas furcadas y recurrentes y lamélulas abundantes y atenuadas | Carnoso, fibroso y sedoso, olor y sabor agradables, similares al silvestre |

decurrente blanco (con color), láminas juntas entre sí con Abundantes lamélulas atenuadas suave, carnoso coriaceo, quebradizo, olor y sabor agradables, similares al silvestre. *P. djamor var. roseus* HEMIM-103 Infundibuliforme de joven borde petaloides recurvado semicircular, en fase adulta ondulado a pruinosos. Color 10R 6/6 M rojo claro. Diámetros 5.- 10 cm. Superficie húmeda e hidrófana en el margen Laminas furcadas y recurrentes y lamélulas abundantes y atenuadas carnoso, fibroso y sedoso, olor y sabor agradables, similares al silvestre con respecto al cultivo de la cepa blanca (figura 6) los resultados concuerdan con lo reportado por Guzmán y colaboradores en 1993, en cuanto a forma y color, sin embargo, difieren en tamaño de pileo (30-80mm), los cuerpos fructíferos obtenidos en este trabajo presentaron diámetros de 10-240 mm.



Figura 1. Cuerpos fructíferos de la cepa silvestre *Pleurotus djamor* var. *roseus* sobre paja de trigo.



Figura 2. Cuerpos fructíferos de la cepa silvestre de *Pleurotus djamor* var. *roseus*, vista inferior del sombrero (píleo) donde se observan las láminas.





Figura 3 superior. Cuerpos fructíferos de la cepa silvestre *Pleurotus djamor* var. *roseus* sobre paja de avena.
Figura 4 inferior. Coloración típica llamativa de la cepa silvestre *Pleurotus djamor* var. *roseus*.



Figura 5. Cultivo de *P. djamor* y *P. djamor* var. *roseus* en el Módulo de producción de hongo en el CIB-UAEM



Figura 6. Cuerpos fructíferos de *Pleurotus djamour* var. *roseus*, obtenidos de la primera cosecha.

Las características morfológicas de la cepa *P. djamor* var. *roseus*, coincidieron con las reportadas por Salmones *et al*., 2004, los cuerpos fructíferos presentan la misma forma, con diámetros de 2 a 20 cm (figura 7). De acuerdo a las cartas de Munsell los cuerpos fructíferos son de color 10R 6/6 M rojo claro (light red), con una coloración que va del color blanco hasta el rosa–salmón coincidiendo con lo reportado por Sámano en 2012.

## CONCLUSIONES

El patrón de producción de las cepas silvestres del género *Pleurotus*, *P. djamor* HEMIM-100 y *P. djamor* var. *roseus* HEMIM-103 cultivadas en paja de trigo varía un 15.4 % de EB entre ellas, siendo ligeramente mayor la obtención de cuerpos fructíferos de *P. djamor* HEMIM-100 aunque su ciclo de cultivo es sólo cuatro días mayor. Sin embargo, el diámetro del carpóforo es considerablemente mayor en la cepa de *P. djamor* HEMIM-100.

El cultivo de las especies *Pleurotus djamor* y *P. djamor* var. *roseus*, contribuiría al aprovechamiento de los recursos naturales con los que cuenta el país, al desarrollo socioeconómico de las comunidades campesinas y a la conservación del medio ambiente a través de la adecuada utilización de los desechos agrícolas que pueden contaminar los sistemas naturales. Esta actividad podría proporcionar un alimento de excelente valor nutrimental debido a su alto contenido proteico. El cultivo de estas especies silvestres favorecen la diversidad biológica y



Figura 7. Fructificaciones de *P. djamor*, creciendo sobre paja de trigo.

genética de los hongos del género *Pleurotus*, que de otra manera seguiría siendo recolectada y podría llegar a haber una pérdida de la diversidad de estas cepas de hongo, debido a la selección del hombre y a la pérdida del hábitat, lo que motiva a buscar un manejo apropiado y diversificado.

El manejo de cepas nativas es recomendable siempre y cuando se establezcan programas de selección y mejoramiento genético con el fin de obtener cepas mejoradas y bien adaptadas a las condiciones climáticas locales, la cepa Hemim 103 deberá pasar por dicho proceso antes de poder usarse para su cultivo comercial. Esto podrá incrementar su productividad en los substratos disponibles de la región, como el caso de las cepas silvestres de *Pleurotus djamor* y *P. djamor* var. *roseus*, las cuales son consideradas un recurso apto para ser aprovechado ampliamente.

## LITERATURA CITADA


Alpuche, O., Montiel, E. y Portugal, D., 1996. El fomento de granjas fúngicas en comunidades rurales del Estado de Morelos. Resúmenes del II Congreso Latinoamericano de Micología. La Habana Cuba, pp. 153.

Acosta-Urdapilleta, ML. y Medrano-Vega, F.A. 2006. Obtención de cepas silvestres de *Pleurotus* spp. del estado de Morelos y su cultivo sobre subproductos agroindustriales y esquilmos agrícolas. Memoria del V Congreso Internacional y XI Nacional de Ciencias Ambientales. Oaxtepec, Morelos, México, 7-9 de junio del 2006. ISBN 968-878-265-3.

Ancona, L., Cetz, G., Belmar, R. y Sandoval, C., 2007. Cultivo de *Pleurotus djamor* y P. ostreatus en Yucatán. En: El cultivo de hongos *Pleurotus* spp. en México. Editores: Sánchez, J., Martínez-Carrera, D., Mata, G. y Leal, H. El colegio de la frontera Sur. Tapachula, Chiapas, México. 1ra ed., pp. 131-141. ISBN 978-970-9712-40-7.

Boa E. 2005. Los hongos silvestres comestibles, Perspectiva global de uso e importancia para la población. FAO. Roma, Italia, pp. 163.

Calderón, V. 1987. El hongo de cazahuate: opción alimentaria. Información Científica y Tecnológica 9,135: 37-40.

Cayetano, M., Mata, G. y Bernabé, T. 2007. Cultivo de *Pleurotus ostreatus* y *Pleurotus djamor* sobre dos subproductos agrícolas en Guerrero. En: El cultivo de hongos *Pleurotus* spp. en México. Editores: Sánchez, J., Martínez-Carrera, D., Mata, G. y Leal, H. El colegio de la frontera Sur. Tapachula, Chiapas, México. 1ra ed., pp113-122. ISBN 978-970-9712-40-7.

Delgado F., Villegas R., Cifuentes J., 2005. Glosario ilustrado de los caracteres macroscópicos en basidiomicetes con himenio laminar. Primera edición, UNAM, México, D.F., pp. 84.

Gaitán-Hernández, R., Salmones, D., Pérez, R. y Mata, G. 2006. Manual práctico del cultivo de setas: aislamiento, siembra y producción. 1ra. edición, 2a. reimp. Instituto de Ecología, A.C. Xalapa, Veracruz, México, pp. 56.

Guzmán, G., Mata, G., Salmones, D., Soto-Velasco, C. y Guzmán –Dávalos, L. 1993. El cultivo de los Hongos Comestibles con especial atención a especies tropicales y subtropicales en esquimos y residuos agroindustriales. Instituto Politécnico Nacional, México.

Guzmán, G. 1998 Análisis cualitativo y cuantitativo de la diversidad de los hongos de México. (Ensayo sobre el inventario fúngico del país). La Diversidad Biológica de Iberoamérica II. Volumen Especial, Acta Zoológica Mexica 377, 111-175.

López C., Ancona M., Medina P. 2005, Cultivo de *P. djamor* en condiciones de laboratorio y en una casa rural tropical, Revista Mexicana de Micología 21: 97-97.

López-Eustaquio, L., Mora, V., Portugal, D., Bautista, N. 2007. El cultivo del hongo comestible oreja de cazahuate (*Pleurotus* spp.), como una alternativa alimentaria en Morelos, México. VI CONGRESO INTERNACIONAL Y XII NACIONAL DE CIENCIAS AMBIENTALES. ISSN: 0187-3296

Mora, V. y Martínez-Carrera, D. 2007. Investigaciones básicas, aplicadas y socioeconómicas sobre el cultivo de setas (*Pleurotus*) en México. Capítulo 1.1, 17 pp. En: El cultivo de setas *Pleurotus* spp. en México. Editores: Sánchez, J., Martínez-Carrera, D., Mata & H. Leal. ECOSUR-CONACYT, México, D.F. ISBN 978-970-9712-40-7.

Morales P., Sobal, M., Bonilla, M., Martínez, W., Ramírez-Carrasco, P., Tello, I. Spezzia, T., Lira, N., De Lima, R., Villa, S., Montiel, E., Martínez-Carrera, D. 2010. Los hongos comestibles y medicinales en México: Recursos genéticos, biotecnología y desarrollo del sistema de producción- consumo. Red Latinoamericana de Hongos Comestibles y Medicinales Producción, desarrollo y consumo. ISBN 970-9752-01-4.

Möller Vaca W., 2002, Tesis Aislamiento y cultivo de diferentes cepas silvestres de *Pleurotus ostreatusroseus* Singer sobre paja de trigo, en el estado de Morelos, México. UAEM.

Pérez A., Mayett Y., Jiménez F., Sobal M., Morales P., Bonilla M., Ramírez- Carrasco P., Tello I., Trigos A., Mendoza G., Soriano –Santos J., González N., Martínez-Carrera D., 2010, Desarrollo de bebidas y alimentos funcionales a partir de los recursos genéticos de hongos comestibles y medicinales en México. Capítulo 15 Hacia un desarrollo sostenible del sistema de producción-consumo de los hongos comestibles y medicinales en Latinoamérica: Avances y perspectivas en el siglo XXI, p. 221-240.

Sámano Hernández I., 2012, Tesis Cultivo de *Pleurotus djamor* var. *roseus* sobre mezclas de paja de trigo, residuo de papel y cascarilla de arroz. UAEM.

Salmones D., Gaitán—Hernández R., Pérez R., Gastón Guzmán, 1997. Estudios sobre el género *Pleurotus*. VIII. Interacción entre crecimiento micelial y productividad. Revista Iberoamericana de Micología, núm. 14, p.173-176.

Salmones D., Mestizo L., Gaitán-Hernández R., 2004. Entrecruzamiento y evaluación de la producción de las variedades de *Pleurotus djamor* (Fr.) Boedijn. Revista Mexicana de Micología, núm. 18, p. 21-26.

Tello, I., Romero, O., Portugal, D., Leon, I., Mora., V., Acosta-Urdapilleta, L., Villegas, E. y E. Montiel. 2012. La importancia del quehacer tradicional en el estudio de los hongos silvestres comestibles y medicinales del estado de Morelos. Capitulo V. Las unidades productivas tradicionales frente a la fragmentación territorial. Compiladores Monroy, R., Monroy-Ortiz, R. y Monroy-Ortiz, C. Pp.95-110.

Valencia del Toro, G., Garín M., Téllez M. y Durán E. 2008. Actividad antibacteriana de extractos hexánicos de cepas de *Pleurotus djamor*. Revista Mexicana de Micología Vol. 28. p. 119-123.

Vega, A., Mata, G., Salmones D. y Caballero, R. 2006. Cultivo de cepas nativas de *Pleurotus djamor* en Panamá, en Paja de Arroz y Pulpa de Café. Revista Mexicana de Micología, Xalapa, Veracruz. V.23 p.93-97.



VII

# COMPARACIÓN DEL CULTIVO DE TRAMETES VERSICOLOR (L.) LLOYD SOBRE DIFERENTES SUSTRATOS LIGNOCELULÓSICOS

## MEDIUM COMPARISON OF TRAMETES VERSICOLOR (L.) LLOYD ON DIFFERENT LIGNOCELLULOSIC SUBSTRATES



Ma. de Lourdes Acosta-Urdapilleta
Edith Berenice García Zavala
Gerardo Díaz-Godínez
Francisco Abel Medrano-Vega
Maura Téllez-Téllez

En este trabajo se comparó la velocidad de crecimiento radial y la producción de basidiomas de dos cepas de *Trametes versicolor* (L.) Lloyd, 1921; una cepa nativa del estado de Morelos (HEMIM-9) y una cepa comercial procedente de Estados Unidos (HEMIM-60). Ambas cepas presentaron características morfológicas similares al crecerlas sobre placa en los tres medios evaluados (EMA, HIT y PDA), sin embargo, la cepa HEMIM-9 crecida en el medio HIT tuvo una velocidad de crecimiento de 8.7 mm/día y 0.49 g/caja Petri de biomasa a los 10 días de crecimiento, comparada con HEMIM-60 en el mismo medio presentó 7.42 mm/día y 0.32 g/caja Petri de biomasa a los 14 días de crecimiento. Los basidiomas cultivados sobre cuatro diferentes substratos (aserrín de pino, de encino, de cedro y la mezcla de encino-olote de maíz), de ambas cepas presentaron características fenotípicas típicas de la especie. La cepa HEMIM-9 cultivada sobre los cuatro substratos presentó basidiomas, pero la mayor producción fue sobre aserrín de encino y sobre la mezcla encino-olote de maíz, con una eficiencia biológica (EB) de 14.5% y 12.5%, respectivamente. Por otro lado, la cepa HEMIM-60 sólo produjo basidiomas en aserrín de encino y en la mezcla encino-olote de maíz, con una EB de 7.9% y 5.9%, respectivamente. Es importante destacar que la cepa HEMIM-9, nativa del estado de Morelos, presentó los valores más altos en todas las variables evaluadas.

In this work, radial growth rate and production of fruiting bodies of two strains of *Trametes versicolor* (L.) Lloyd, 1921, were compared. A native strain from state of Morelos (HEMIM-9) and a commercial strain from the United States of America (HEMIM-60) were studied. Both strains showed similar morphology when they grow on agar using three media (EMA, PDA and HIT), however, the HEMIM-9 grown in HIT medium had a growth rate of 8.7 mm/day and 0.49 g biomass/Petri dish after 10 days of growth, while HEMIM-60 in the same medium showed 7.42 mm/day and 0.32 g biomass/Petri dish after 14 days of growth. The fruiting bodies of both strains grown on four different substrates (sawdust of pine, of oak, of cedar and mix sawdust of oak-corncob), showed phenotypic characteristics typical of this specie. HEMIM-9 produced fruiting bodies on all substrates used, but most production was on sawdust of oak and on mix sawdust of oak-corncob with a biological efficiency (BE) of 14.5% and 12.5%, respectively. On the other hand, HEMIM-60 produced fruiting bodies only on sawdust of oak and on mix sawdust of oak-corncob with a BE of 7.9% and 5.9%, respectively. HEMIM-9 is a native strain of the state of Morelos, and showed the highest values in all variables.

## INTRODUCCIÓN

Los hongos de pudrición blanca son únicos en su capacidad para degradar los componentes poliméricos de la madera y otros substratos lignocelulósicos. El potencial biotecnológico de este grupo de hongos incluyendo su sistema enzimático ha impulsado el interés en su estudio (Gao *et al*., 2010). En las últimas décadas los basidiomicetos han tenido un gran impacto en el área de la salud, se ha reportado que algunas especies como Lentinula edodes, *Ganoderma lucidum* y *Trametes versicolor* se utilizan en la medicina tradicional por sus efectos potencialmenteterapéuticosentrelosqueseincluyen efectos hipoglucemiantes, antihipertensivos, hipocolesterolemiantes, antivirales, analgésicos, antiinflamatorios, antioxidantes, antibacterianos y antitumorales (Ramírez, 2005). El hongo *Trametes versicolor* también denominado Turkey Tail y Yun Zhi, ha sido utilizado en la biorremediación de suelos y agua (Schlosser *et al*., 1997; Mougin *et al*., 2002; Smirnov *et al*., 2001; Quintero *et al*., 2006), también se le ha comercializado como un producto medicinal por contener metabolitos secundarios con propiedades medicinales (Ooi y Liu, 2000). Algunos polisacáridos de los hongos son capaces de estimular el sistema inmune y ejercen actividad antitumoral, los extractos combinados de diferentes hongos se aplican junto con el tratamiento médico indicado de radioterapia o quimioterapia y permiten prolongar el tiempo de vida del paciente y le proporcionan una mejor calidad de vida. *Trametes versicolor* contiene heteroglucanos, entre los que encontramos al polisacárido proteoglicano (PSK), el cual estimula la producción de interleucina-1 en células humanas y reduce la metástasis de cáncer. Por otra parte el polisacárido-péptido (PSP) se ha reportado que es un agente antiviral que inhibe el VIH y citomegalovirus (Lindequist *et al*., 2005) y el tramentano-péptido o PSPC (Ooi y Liu, 2000). El PSK también es un fuerte antibiótico frente a Escherichia coli, Staphylococcus aureus, Pseudomonas aeruginosa, Candida albicans, Cryptococcus neoformans y otros patógenos para los seres humanos. *Trametes versicolor* se cultiva en maderas duras (Stamets, 2000; Hong-Bo Yu *et al*., 2008). En un trabajo se evaluó la actividad de lacasas de la cepa nativa de *Trametes versicolor* HEMIM-9 crecida sobre diferentes residuos de la industria forestal (Morales et al., 2005). En México son pocos los trabajos publicados que tratan el cultivo de esta especie en cuanto a la obtención de cuerpos fructíferos y se carece de estudios que versen sobre la extracción de metabolitos secundarios en cuerpos fructíferos cultivados de esta especie. Por ello este trabajo inicia el cultivo de dos cepas de *Trametes versicolor* (HEMIM-9 y HEMIM-60) utilizando desechos de la industria forestal y agroindustrial, generando datos sobre el patrón de producción de los cuerpos fructíferos como el ciclo de cultivo, tasa de producción, eficiencia biológica y número de cosechas. Esto permitirá en un futuro cultivar esta especie sobre sustratos económicos, generando cuerpos fructíferos que serán la materia prima para la producción y extracción de oligosacáridos presentes en los basidiomas y estudiar sus propiedades en materia de salud humana.

## MATERIALES Y MÉTODOS

### Organismos de estudio

Se utilizaron dos cepas de *Trametes versicolor* del cepario de hongos del Laboratorio de Micología del CIB-UAEM, la cepa HEMIM-9 aislada de un cuerpo fructífero recolectado en un tronco de encino en Cuernavaca, Morelos (Acosta-Urdapilleta y Medrano-Vega, 2006) y una cepa comercial con clave HEMIM-60 procedente de Estados Unidos.

Crecimiento de cepas de *Trametes versicolor* en medios de cultivo sintéticos

Se emplearon cajas Petri de 90 mm de diámetro con 20 ml de medio de cultivo sintético sólido. Se prepararon tres medios de cultivo: agar con extracto de malta (EMA pH 4.6), agar con harina integral de trigo (HIT pH 5.51) y agar dextrosa y papa (PDA pH 3.5). Se resembró cada cepa por triplicado colocando un inóculo de 5 mm de diámetro en la parte central de la caja Petri (Martínez-Carrera, 1984) y se incubaron en oscuridad a 25 °C (Sobal *et al*., 2007).

### Características miceliales

Durante el desarrollo fúngico de las cepas se registró el color, la textura, el tipo de micelio y la densidad.

**Velocidad de crecimiento del micelio**

Cada 24 horas se registró el avance de la colonia (diámetro en mm) a partir del inóculo.

**Producción de biomasa micelial**

Después de 15 días de incubación de las dos cepas, el medio de cultivo fue fundido en un horno de microondas durante 1.5 min/caja Petri. La biomasa micelial fue separada usando papel filtro previamente pesado; el papel más el micelio fueron secados a 65°C por 24 horas y por diferencia de pesos se obtuvo la biomasa (Sánchez y Viniegra-González, 1996).

**Producción de inóculo de *Trametes versicolor* (masters)**

Se utilizaron granos de trigo variedad Nana previamente lavados y hervidos en agua por 30 minutos, posteriormente se drenó el exceso de humedad y se adicionó 0.5 % de CaCO3 y 2.0 % de CaSO4 2H2O. Se prepararon 20 masters para cada cepa (40 frascos) colocando entre 300-350 g de trigo en frascos de vidrio y se esterilizaron a 121°C por 1.5 h. Una vez que los frascos alcanzaron la temperatura ambiente (aprox. 24 h) se inocularon ambas cepas y se incubaron a 25°C en oscuridad hasta su total colonización.

**Preparación de sustratos**

Se emplearon cuatro sustratos: aserrines de pino (pH 3.6), aserrín de encino (pH 4.1) y aserrín de cedro (pH 5.0) provenientes de madererías y un residuo agrícola (olote de maíz; pH 4.43). La preparación de sustratos consistió en:

1. Fragmentación (reducción del tamaño de partícula): se utilizó un kg de sustrato seco y se emplearon tamices metálicos marca Gibson No.10 (2 mm), No.14 (1.19 mm), No.20 marca Duvesa (0.84 mm), resultando en viruta y aserrín de pino con tamaños de partícula mayores de 6.7 x 3 cm = 780 g, de 2 mm = 105 g, de 1.19 mm = 55 g, de 0.84 mm y menores = 60 g. En viruta y aserrín de encino tamaños de partícula mayores de 4.5 x 0.5 cm = 500 g, de 2 mm = 135 g, de 1.19 mm = 90 g, de 0.84 mm y menores = 275 g. En viruta y aserrín de cedro tamaños de partícula mayores de 5.6 x 0.7 cm = 385 g, de 2 mm = 165 g, de 1.19 mm = 150 g, de 0.84 mm y menores = 300 g. El olote de maíz presentó tamaño de partícula entre 3 y 1 cm.
2. Hidratación en agua caliente (70°C).
3. Drenado hasta obtener la humedad final: aserrín de pino (70.2%), aserrín de encino (59.4%), aserrín de cedro (73.7%) y olote de maíz (62.5%).

Pesado y empacado: se utilizaron bolsas de polipropileno/etilo marca Unicorn con filtro en la parte superior para permitir el intercambio gaseoso. Se establecieron cuatro tratamientos para ambas cepas: aserrín de pino 100% (T1), aserrín de encino 100% (T2), aserrín de cedro 100% (T3) y una mezcla 1:1 de olote de maíz-aserrín de encino (T4), realizando cinco repeticiones por cada tratamiento.

**Siembra e incubación de bolsas con *Trametes versicolor***

A las 24 h el sustrato adquirió la temperatura ambiente (22-24°C) y se sembraron las dos cepas con el inóculo (masters) de *Trametes versicolor* en campana de flujo laminar, utilizando una cuchara previamente flameada (Acosta-Urdapilleta et al., 2010). Se prepararon 40 bolsas y cada bolsa se sembró con master (225-263 g) para obtener en total un peso de 1 Kg por bolsa. Las bolsas se esterilizaron a 121°C y una presión de 15 lb/pulg2 por 1.5 horas Las bolsas sembradas se incubaron a 22-24°C con 12 h luz y 12 h oscuridad, se registró la temperatura máxima y mínima (°C) durante el tiempo de incubación.

**Fructificación**

Transcurrido el tiempo de incubación se trasladaron las bolsas al Módulo Experimental de Producción, retirándoles con mucha precaución la bolsa para no dañar el bloque del sustrato ni dañar el micelio (figura 1). Los bloques se colocaron en platos de unicel en un estante de plástico, durante esta fase se registró la temperatura diaria y la humedad relativa (%) del módulo.

**Evaluación del patrón de producción**

Una vez que los bloques iniciaron la fructificación en el módulo de producción, se tomaron las siguientes variables:

1. Aparición (días) de la 1ª, 2ª, 3ª y 4ª cosecha (según su caso) de *Trametes versicolor.* Tiempo de cosecha (semana/día).
2. Ciclo de cultivo (CC; días): periodo de colonización del substrato más periodo de fructificación.
3. Características fenotípicas de los hongos cosechados: forma, textura, consistencia, aroma, diámetro (máximo y mínimo de píleo [cm] durante las cosechas), coloración del carpóforo (tanto del margen, periferia inmediata al margen, parte central del píleo, himenóforo y estípite) utilizando las cartas de Munsell (1992), textura y consistencia de estípite.
4. Eficiencia biológica en porcentaje (EB). Tasa de producción (TP; %/día).
5. Evaluación del patrón de producción.

Una vez que los bloques iniciaron la fructificación en el módulo de producción, se tomaron las siguientes variables:

1. Aparición (días) de la 1ª, 2ª, 3ª y 4ª cosecha (según su caso) de Trametes versicolor.
2. Tiempo de cosecha (semana/día).
3. Ciclo de cultivo (CC; días): periodo de colonización del substrato más periodo de fructificación.
4. Características fenotípicas de los hongos cosechados: forma, textura, consistencia, aroma, diámetro (máximo y mínimo de píleo [cm] durante las cosechas), coloración del carpóforo (tanto del margen, periferia inmediata al margen, parte central del píleo, himenóforo y estípite) utilizando las cartas de Munsell (1992), textura y consistencia de estípite.
5. Eficiencia biológica en porcentaje (EB). Tasa de producción (TP; %/día).

**RESULTADOS Y DISCUSIONES**

**Características morfológicas miceliales de Trametes versicolor**

El crecimiento de la cepa HEMIM-9 presentó características similares en cuanto al color, textura, densidad y tipo de micelio sobre HIT y PDA: coloración blanca, textura algodonosa, densidad abundante y micelio aéreo, cuando la cepa creció sobre el medio EMA presentó coloración blanca transparente, textura aterciopelada, densidad escasa y no presentó micelio aéreo. Para la cepa HEMIM-60 las características fueron similares a la cepa HEMIM-9 en los medios PDA, HIT y EMA. En el medio de cultivo PDA se observaron zonas concéntricas de anillos de crecimiento de aproximadamente 4-5 cm de diámetro a partir del inóculo y en dichas zonas se presentó una textura lanosa. Sobre HITsepresentaronzonasconcéntricas de crecimiento con anillos de aproximadamente 3-4.5 cm de diámetro a partir del inóculo. El medio EMA fue el menos favorable para ambas cepas, el crecimiento fue lento, las zonas concéntricas de los anillos fue menor a los cultivos de HIT y PDA, midieron 3-3.5 cm de diámetro a partir del inóculo.

**Velocidad de crecimiento del micelio**

La velocidad de crecimiento presentó variaciones según la cepa y el medio de cultivo utilizado. La velocidad de crecimiento media de la cepa HEMIM-9 varió de 6.4 mm/día (EMA) seguido de 8.3 mm/día (PDA) y 8.7 mm/día (HIT) requiriendo entre 10 y 14 días para cubrir la caja Petri (cuadro 1). La cepa HEMIM-60 presentó el valor más alto sobre HIT (con 7.4 mm/día) seguido del medio PDA y EMA con 6.64 mm/día y 6.0 mm/ día respectivamente, requiriendo entre 14 y 15 días para cubrir completamente la caja Petri.

El cuadro 2 muestra los datos obtenidos de biomasa micelial (g/ caja Petri). La cepa HEMIM-9, presentó el valor más alto sobre HIT (0.49) seguido de PDA y EMA con 0.33 y 0.21, respectivamente. El valor más alto para la cepa HEMIM-60 se obtuvo en HIT (0.3158) seguido de PDA y EMA (0.1103 y 0.1037, respectivamente).

**Cuadro 1.** Velocidad de crecimiento de las cepas HEMIM-9 y HEMIM-60 sobre PDA, HIT y EMA.

| Cepa | Medio | VC (mm/día) | DC |
|---|---|---|---|
| 9 | PDA | 8.3 | 10 |
| | HIT | 8.79 | 10 |
| | EMA | 6.4 | 14 |
| 60 | PDA | 6.64 | 15 |
| | HIT | 7.42 | 14 |
| | EMA | 6 | 15 |

**VC = Velocidad de crecimiento (mm/día).**
**DC = Días en cubrir la caja.**

**Cuadro 2.** Biomasa de las cepas HEMIM-9 Y HEMIM-60 sobre PDA, HIT y EMA.

| CEPA | MEDIO | BIOMASA (G/CAJA PETRI) |
|---|---|---|
| 9 | PDA | 0.3330 |
| | HIT | 0.4920 |
| | EMA | 0.2171 |
| 60 | PDA | 0.1103 |
| | HIT | 0.3158 |
| | EMA | 0.1037 |

**El medio HIT resultó ser mejor en comparación**

En la elaboración de inóculo primario (master), el crecimiento micelial de ambas cepas colonizó totalmente los granos de trigo de manera abundante a los 15 días aproximadamente. Inicialmente el micelio presentó un color blanco, pero en la medida en que fue envejeciendo tomó una consistencia correosa y amarillenta. No se apreciaron diferencias morfológicas en las cepas estudiadas.

Con PDA y EMA; ambas cepas de *Trametes versicolor* presentaron mayor velocidad de crecimiento y producción de biomasa. La cepa nativa de Cuernavaca, Morelos (HEMIM-9) presentó valores más altos en velocidad de crecimiento y biomasa micelial en los tres medios evaluados en comparación con la cepa comercial (HEMIM-60).

Producción de semilla o inóculo.

Periodo de incubación, fructificación y ciclo de cultivo de las cepas.

La temperatura media de incubación de los bloques osciló entre 22 y 23°C. La incubación de las bolsas tuvo una duración de 97 días para la cepa HEMIM-9 en los cuatro sustratos evaluados y de 142 días para la cepa HEMIM-60 (cuadro 3).

Cuadro fase de fructificación de HEMIM-9 en el sustrato 2 tuvo un mayor tiempo (141 días), siguiendo del sustrato 4 con 94 días y 63 días para sustratos 1 y 3. El ciclo de cultivo mayor fue de 238 días en el sustrato 2 y el menor ciclo se obtuvo en el sustrato 1 y 3 con 160 días. Por otra parte, la cepa HEMIM-60 presentó 49 días para la fructificación en sustrato 2 y 4; ambas tuvieron un ciclo de cultivo de 191 días. Cabe destacar que en los bloques del sustrato 1 y 3 a pesar de mantener las condiciones ambientales óptimas no se obtuvieron fructificaciones.

Tasa de producción, eficiencia biológica y número de cosechas.

En el cuadro 4 se muestra el número de cosechas, la eficiencia biológica y la tasa de producción de las dos cepas de *Trametes versicolor* estudiadas. El mejor sustrato para la producción de cuerpos fructíferos de la cepa HEMIM-9 fue el 2 (con 69.7 g EB de 14.5% y TP de 0.061) y sustrato 4 (EB de 12.5% y TP de 0.065), las menores producciones se obtuvieron con el sustrato 1 (EB de 2.65% y TP de 0.016) y el 3 con una EB de 4.02% y una TP de 0.025. La cepa HEMIM-60 sólo obtuvo cuerpos fructíferos en los sustratos 2 y 4, se obtuvo 37.96 g EB de 7.90% y TP de 0.0413, y 29.9 g una EB de 5.98% y TP de 0.0313, respectivamente. Encinas y Mora (2003) reportaron que *Trametes versicolor* se desarrolló vigorosamente sobre las muestras de Pterocarpus acapulcensis (drago), mostrando un crecimiento más lento en *Pinus caribaea* var. Hondurensis (pino caribe) y *Tabebuia serratifolia* (curarire). Al finalizar el último mes de incubación el sustrato de drago fue cubierto por abundante micelio, mientras que en pino caribe sólo se presentó en partes aisladas y en curarire no se observó crecimiento. Comportamiento que coincide con la cepa HEMIM-60.

Es importante señalar que las fructificaciones de la cepa HEMIM-9 se presentaron entre el 60% y 70% de la superficie del bloque. Los carpóforos de la cepa HEMIM-60 sólo aparecieron en el tercio inferior del bloque. Otra diferencia fue el número de cosechas, la cepa HEMIM-9 presentó dos cosechas (sustratos 2 y 4) y la cepa HEMIM-60 a pesar de que se le dio estrés para inducir la fructificación (choques térmicos) sólo presentó una cosecha.

**Cuadro 3.** Periodo de incubación, cosecha y ciclo de cultivo de dos cepas de *Trametes versicolor*.

| CEPA | SUSTRATO | INCUBACIÓN DÍAS | FRUCTIFICACIÓN DÍAS | CC DÍAS |
|---|---|---|---|---|
| 9 | 1 | 97 | 63 | 160 |
| | 2 | 97 | 141 | 238 |
| | 3 | 97 | 63 | 160 |
| | 4 | 97 | 94 | 191 |
| 60 | 1 | 142 | - | - |
| | 2 | 142 | 49 | 191 |
| | 3 | 142 | - | - |
| | 4 | 142 | 49 | 191 |

**Cuadro 4.** Tasa de producción, eficiencia biológica y número de cosechas de dos cepas de *Trametes versicolor* sobre cuatro sustratos.

| CEPA | SUBSTRATO | COSECHA (G) | | TOTAL (G) | EB % | TP |
|---|---|---|---|---|---|---|
| | | 1 | 2 | | | |
| **9** | 1 | 10.3 | - | 10.3 | 2.65 | 0.016 |
| | 2 | 61.8 | 7.9 | 69.7 | 14.52 | 0.061 |
| | 3 | 14.5 | - | 14.5 | 4.02 | 0.025 |
| | 4 | 47.3 | 15.6 | 62.9 | 12.58 | 0.065 |
| **60** | 1 | - | - | - | - | - |
| | 2 | 37.9 | - | 37.9 | 7.90 | 0.041 |
| | 3 | - | - | - | - | - |
| | 4 | 29.9 | - | 29.9 | 5.98 | 0.031 |

a



b



Figura 1. Fructificaciones cultivadas de *Trametes versicolor*. Cepa HEMIM-9 (a), cepa HEMIM-60 (b).

Los sustratos 1 y 3 presentaron sólo una cosecha (cepa HEMIM-9) y ninguna para la cepa HEMIM-60. Cabe destacar que este trabajo es el primer reporte de cultivo de una cepa silvestre de Trametes versicolor del estado de Morelos donde se obtuvieron datos sobre su EB y TP. Es importante destacar que no hay reportes sobre el periodo de incubación de esta especie en trabajos previos.

Características morfológicas de los cuerpos fructíferos en los bloques de sustratos.

Ambas cepas presentaron cuerpos fructíferos con características típicas de la especie (Guzmán 1993) con píleo costroso, forma plana, borde ondulado, dimidado, himenóforo con poros blanquecinos de 1 mm por poro, píleo sésil, en su contexto carne correosa, cartilaginosa de olor agradable, fúngico y fructificaciones de individuos solitarios (figura 1a y 1b); los cuerpos fructíferos de las dos cepas estudiadas presentaron diferencias en coloración y diámetro.

La cepa HEMIM-9 presentó color café grisáceo equivalente a 10YR5/1(gris)M de las cartas de Munsell, con zonaciones en los cuerpos fructíferos cultivados excepto en el sustrato 3. Los diámetros mínimo y máximo de los carpóforos cultivados en aserrines variaron de 6-39 mm en el sustrato 4, de 8-39 mm en el sustrato 2, de 9-30 mm en el 3 y de 9-37 mm en el 1 (figura 1a). La cepa HEMIM-60 presentó color café claro con zonaciones marcadas (10YR3/6 amarillo M de las cartas de Munsell), solo hubo fructificaciones en dos sustratos con diámetros mínimo y máximo en el sustrato 4 de 7-29 mm y en el sustrato 2 de 9-44 mm (figura 1b).

La cepa HEMIM-9 de Trametes versicolor es más eficiente para el cultivo, ya que presentó un periodo de incubación menor y eficiencia biológica mayor, el mejor sustrato probado para el cultivo fue el aserrín de encino y la mezcla de aserrín de encino con olote de maíz para ambas cepas. Las características de los cuerpos fructíferos producidos sobre los distintos sustratos evaluados presentaron las características fenotípicas típicas de la especie.

## LITERATURA CITADA


Acosta-Urdapilleta L, Medrano-Vega F., (2006). El cepario de hongos del Laboratorio de Micología del Centro de Investigaciones Biológicas de la UAEM. Memorias in extenso. V Congreso Internacional y XI Nacional de Ciencias Ambientales. Oaxtepec, Morelos, México. ISBN 968-878-265-3, 1-10.

Acosta-Urdapilleta L, Alonso GA, Rodríguez A, Adame M, Salgado D, Salgado J, Montiel-Peña M, Medrano-Vega F, Villegas EC., (2010). Pycnoporus sanguineus, un hongo con potencial biotecnológico En: Martínez-Carrera D, Curvetto N, Sobal M, Mora VM (Eds) Hacia un Desarrollo Sostenible de Producción-Consumo de los Hongos Comestibles y Medicinales en Latinoamérica: Avances y perspectivas en el siglo XXI. Red Latinoamericana de Hongos ComestiblesyMedicinales:Producción, Desarrollo y Consumo14: 189-220.

Encinas O, y Mora N., (2003). Patrones de degradación de las maderas de pino caribe, curarire y drago por Gloeophyllum trabeum, Trametes versicolor y Pycnoporus sanguineus. Revista Forestal Venezolana 47: 57-65.

Gao D, Du L, Yang J, Wu WM, y Liang H., (2010). A critical review of the application of white rot fungus to environmental pollution control. Critical Reviews in Biotechnology 30: 70-77.

Guzmán G., (1993). Identificación de los hongos comestibles, venenosos y alucinantes. Limusa. México.

Yu HB, Li L, Zhang XY, Huang HY, (2008). Effects of wood species and enzyme production on lignocellulose degradation during the biodegradation of three native woods by Trametes versicolor. Forest Products Journal. 58(4): 62-65.

Lindequist U, Niedermeyer T, y Wolf-Dieter N., (2005). The Pharmacological Potential of Mushrooms. eCAM 2(3): 285-299.

Martínez-Carrera D., (1984). Cultivo de Pleurotus ostreatus sobre desechos agrícolas. Obtención

y caracterización de cepas nativas en diferentes medios de cultivo solido en el laboratorio. Biótica 9: 243-248.

Morales D, Martínez F, Medrano F, Acosta L, Trejo-Hernández MR, (2005). Producción de lacasas de Trametes versicolor sobre aserrines de la industria forestal, XII Congreso Nacional de Biotecnología y Bioingeniería, Sociedad Mexicana de Biotecnología y Bioingeniería, A.C. Morelia.

Mougin C, Kollmann A, y Jolivalt C., (2002). Enhanced production of laccase in the fungus Trametes versicolor by the addition of xenobiotics. Biotechnology Letters 24(2): 139- 142.

Munsell Color Company, 1992.. Munsell soil color chart. United States Department of Agriculture, Kollmorgen, Maryland. 34 p.

Ooi VEC, y Liu F., (2000). Immunomodulation and anti-cancer activity of polysaccharide-protein complexes. Current Medicinal Chemistry 7: 715-729.

Quintero JC, Feijoo G, y Lema JM, (2006). Producción de enzimas ligninolíticas con hongos basidiomicetos por fermentación en estado sólido. VITAE. Revista de la Facultad de Química Farmacéutica. U. de Antioquía, Medellín–Colombia 13(2): 61-67.

Ramírez GXS, (2005). Evaluación de citotoxicidad selectiva estrés oxidativo y efecto inmunomodulador de extractos de macromicetos del noreste de México. Tesis de doctorado. Facultad de Medicina. Universidad Autónoma de Nuevo León.

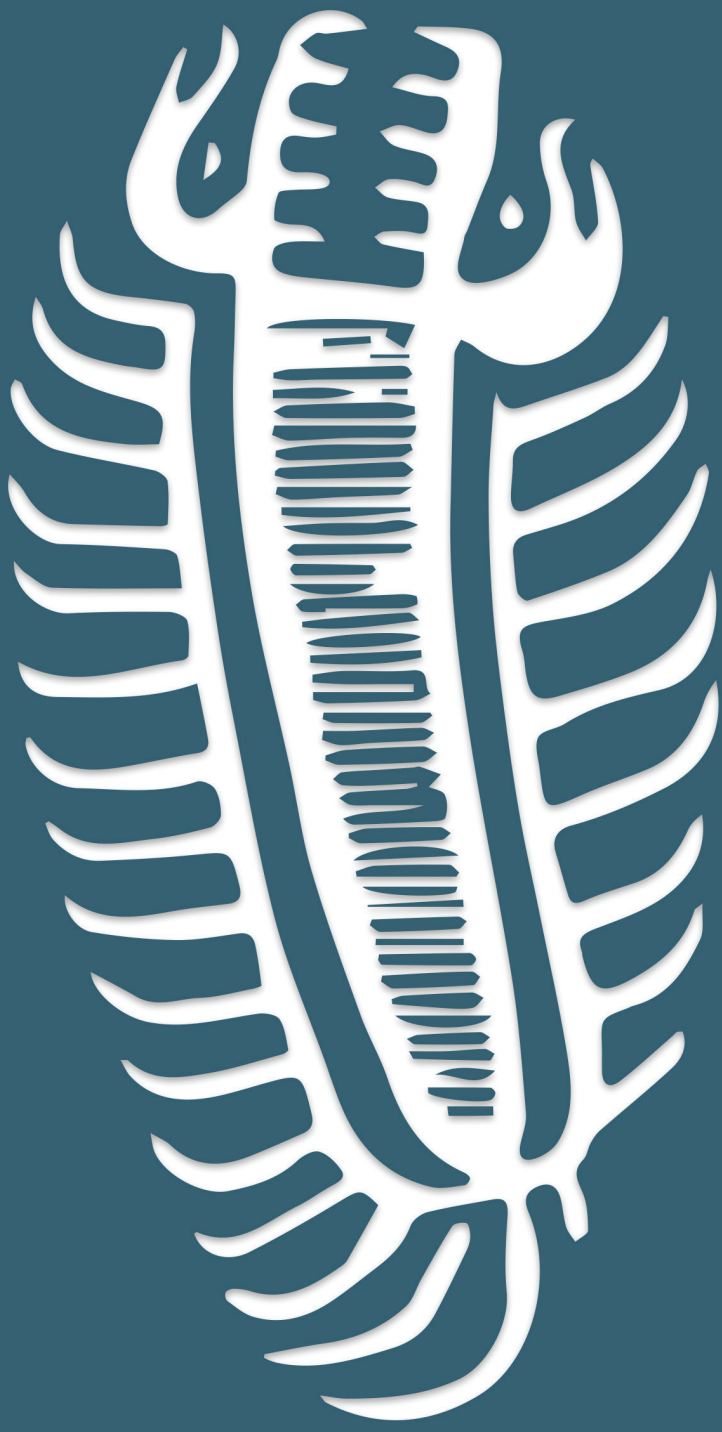
Sánchez C, y Viniegra-González G., (1996). Detection of highly productive Straits of Pleurotus ostreatus by their tolerance to 2-deoxy-Dglucose in starch-based media. Mycological Research 100: 455-461.

Schlosser D, Grey R, y Fritsche W., (1997). Patterns of ligninolytic enzymes in T. versicolor. Distribution of extra-and intracellular enzyme activities during cultivation on glucose, wheat straw and beech wood. Applied Microbiolgy and Biotechnology 47: 412-418.

Smirnov SA, Koroleva OV, Vavrilova VP, Belova AB, y Klyachko NL, (2001). Laccases from Basidiomycetes: physicochemical characteristics and substrate specificity towards methoxyphenolic compounds. Biochemistry (Mosc) 66 (7): 774-779.

Sobal M, Martínez-Carrera D, Morales P, Roussos S., (2007). Classical characterization of mushroom genetic resources from temperate and tropical regions of Mexico. Micología Neotropical Aplicada Int. 19(001): 15-23.

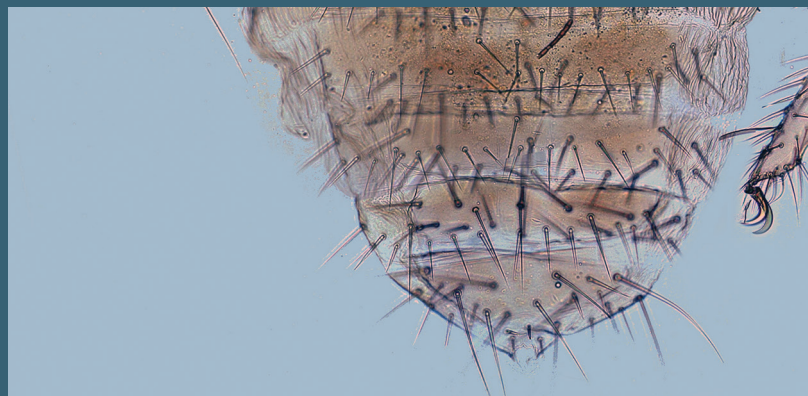
Stamets P., (2000). Growing Gourmet and Medicinal Mushrooms. Third Ed.Ten Speed Press. Berkeley Toronto.



3



# INVERTEBRADOS



I



# HELMINTOS PARÁSITOS DE LOS PECES DE AGUA DULCE

## HELMINTHS, PARASITES OF FRESHWATER FISHES



Juan Manuel Caspeta-Mandujano
Marina Tapia-Osorio
Edgar Fernando Mendoza-Franco

Esta revisión actualiza el inventario helmintofaunístico de los peces locales e introducidos en el estado de Morelos. Proporciona información acerca de las 28 especies de helmintos (monogeneos y tremátodo) que han sido registrados del año 2010 a la fecha: se actualiza el listado de helmintos de los peces en el estado de Morelos quedando constituido por 67 especies (13 tremátodos, 38 monogeneos, 5 céstodos, 10 nemátodos y 1 acantocéfalo) que parasitan a 25 especies de peces pertenecientes a 10 familias y 22 géneros que habitan 43 localidades en el estado de Morelos. Asimismo, se ilustra la descripción morfológica de los helmintos que han sido reportados en peces del estado de Morelos del año 2010 a 2018, proporcionando información acerca de sus hospederos, órganos que infectan y su distribución geográfica dentro del estado de Morelos.

This review updates the inventory of the helminth parasites of local and introduced fishes in the State of Morelos. It provides information about the 28 species of helminths (monogeneans and a trematode) which have been registered from 2010 to date. An updated list of helminths of fish in the State of Morelos, that consists of 67 species (13 trematodes, 38 monogeneans, 5 cestodes, 10 nematodes and 1 acanthocephalan) that parasitized 25 fish species belonging to 10 families and 22 genera that inhabit 43 localities in the State of Morelos. The morphological descriptions of worms that have been registered in fishes of the State of Morelos from 2010 to 2018 are given, hosts, organs that infected and their geographical distribution within the State are given.

## INTRODUCCIÓN

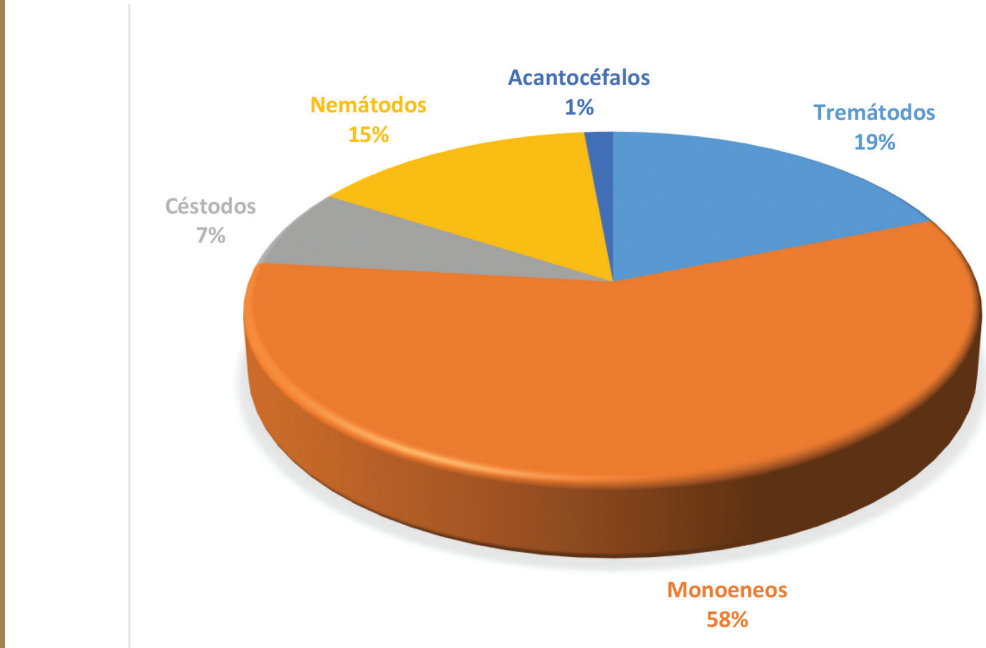
Los cuerpos de agua del estado de Morelos pertenecen en su totalidad a la cuenca del Balsas, el río más grande del sur del país y que desemboca en el Océano Pacífico. En el estado, el río se encuentra dividido en tres subcuencas: Amacuzac, con una superficie de 4,303.39 km$^2$; Nexapa o Atoyac, con 673.17 km$^2$ y el Balsas-Mezcala, con 1.6 km$^2$ (S.P.P. 1981). Siete ríos, seis lagos, 154 embalses, 50 manantiales y 364 unidades de producción piscícolas forman parte del inventario de los recursos hídricos en el estado de Morelos. Los ecosistemas acuáticos del estado de Morelos se encuentran habitados por 29 especies de peces pertenecientes a 11 Familias y 24 Géneros, de las cuales tres especies son endémicas (*Atherinella balsana*, *Ictalurus balsanus*, *Ilyodon whitei*), cinco son nativas (*Astyanax aeneus*, *Girardinichthys multiradiatus*, *Notropis moralesi*, *Poecilia maylandi*, *Cichlasoma istlanum*) y el resto son exóticas (*Aequidens rivulatus*, *Dorosoma* sp., *Ctenopharingodon idella*, *Cyprinus carpio*, *Barbus* sp., *Liposarchus multiraditus*, *Oncorhynchus meeki*, *Poeciliopsis gracilis*, *Poecilia reticulata*, *Xiphophorus helleri*, *Xiphophorus variatus*, *Pseudoxiphophorus bimaculatus*, *Lepomis macrochirus*, *Micropterus salmoides*, *Aequidens rivulatus*, *Herichthys cyanoguttatus*, *Thorichthys ellioti*, *Amatitlania nigrofasciata*, *Oreochromis mossambicus*, *Oreochromis niloticus*, *Pterygoplichthys disjunctivus* y *Pterygoplichthys pardalis*), introducidas con fines acuaculturales y ornamentales, entre las que destacan los cipr ínidos y los cíclidos (CONABIO Y UAEM, 2005; Granados-Ramírez *et al*., 2014; Mejía-Mojica *et al*., 2014).

En el estado de Morelos los estudios que reportan la presencia de helmintos parásitos en peces silvestres y cultivados son los de Amaya-Huerta y Almeyda-Artigas, 1994, Salgado-Maldonado y colaboradores, 1995; Flores, 1998 y Salgado-Maldonado y colaboradores, 2001). Observaciones sobre la dinámica poblacional de los helmintos en un lapso de tiempo relativamente largo (12-13 meses) sólo se han realizado en cinco especies de peces, *Ilyodon whitei* (Goodeidae) (Caspeta, 1996), *Cichlasoma nigrofasciatum* (=*Amatitlania nigrofascaita*) (Cichlidae) (Delgado, 1998), *Astyanax fasciatus* (= *Astyanax aeneus*) (Characidae) (Mugica, 2009) y *Heterandria bimaculata* (= *Pseudoxiphophorus bimaculatus*) (Poeciliidae) (Chávez, 2014), las dos primeras del río Amacuzac, la tercera en el Río Cuautla y la última del río Yautepec y otra especie de ambiente lótico, *Girardinichthys multiradiatus* (Goodeidae) (Martínez, 2004) del Lago Tonatiahua, Lagunas de Zempoala.

En lo referente a los helmintos parásitos en peces de importancia acuacultural sólo Flores-Crespo *et al*. (1992) y Malpica (1998) reportan a los monogéneos *Dactylogyrus* sp. y *Cichlidogyrus sclerosus* en *Oreochromis niloticus,* y Tapia (2015) reporta a 30 especies de monogeneos, de los cuales, 17 fueron nuevos registros para el país y 27 para el estado de Morelos, (5 especies de *Cichlidogyrus*: *C. sclerosus*, *C. thrstonae*, *C. tilapiae*, *Cichlidogyrus* sp.1 y *Cichlidogyrus* sp.2; 2 especies de *Enterogyrus*: *E. coronatus* y *E. malmbergi*; 1 especie de *Gusevia*: *G. spiralocirra*, 5 especies de *Gyrodactylus*: *G. cichlidarum*, *G. kobayashi*, *G. poecilia*, *G. yacatli*, y Girodactylidae gen. sp.; 2 espeies de *Sciadicleitrum*: *S. iphthimum* y *Sciadicleitrum* sp.; 1 especie de *Scutogyrus*: *S. longicornis*; 7 especies de *Dactylogyrus*: *D. baueri*, *D. extensus*, *D. formosus*, *D. intermedius*, *D. vastator* y *Dactylogyrus* sp. y Dactilogiridae gen. sp.; 1 especie de *Diaphorocleidus*: *D. armillatus*; 1 especie de *Unilatus*: *U. unilatus*; 2 especies de *Trianchoratus*: *T. acleithrium*, *T. trichogasterium*; 2 especies de *Thaparocleidus*: *T. caecus*, *T. siamensis*; 1 especie de *Neotetraonchus*: *N. vegrandis*) parásitos de peces ornamentales. Seis trabajos reportan la dinámica poblacional de los helmintos en sus hospederos (*Ilyodon whitei*: *Centrocestus formosanus*; *Eustrongylides* sp. *Procamallanus* sp. y *Rhabdochona kidderi*; *Cichlasoma nigrofasciatum*: *Centrocestus formosanus*, *Posthodiplostomum minimum*, *Bothriocephalus acheilognathi* y *Rhabdochona kidderi*; *Oreochromis niloticus*: *Cichlidogyrus sclerosus*; *Girardinichthys multiradiatus*: *Sanguinicolidae* gen. sp., *Thilodelphys* sp., *Salsuginus* sp., *Bothriocephalus acheilognathi* y *Ligula intestinales*; *Astyanax fasciatus*: *Urocleidoides strombicirrus*, *Clinostomum complanatum* y *Rhabdochona maxicana* y *Heterandria bimaculata* (=*Pseudoxiphophorus bimaculatus*): *Clinostomum complanatum* (= *C. compactum*), *Phyllodistomum* sp.

(=*P. inecoli*), *Posthodiplostomum mínimum*, *Valipora mutabilis* y *Eustrongylides* sp.), cinco estudios en ambientes naturales y uno en centros de producción acuícola y solo dos trabajos registran la ocurrencia y maduración de dos especie de nemátodos, *Rhabdochona kidderi* y *R. canadensis*, el primero en el río Amacuzac en el hospedero *Cichlasoma* (*Archocentrus*) *nigrofasciatum* y el segundo en el río Chalma en el hospedero *Notropis boucardi* en el estado de Morelos (Caspeta-Mandujano et al., 2000; Caspeta-Mandujano y Mejía, 2004). En el año 2009 Caspeta-Mandujano *et al.*, en el libro "Helmintos parásitos de peces dulceacuíocolas mexicanos (caso Morelos)" reportan la presencia de 36 especies de helmintos: 12 tremátodos (*Creptotrema agonostomi*, *Genarchella astyanactis*, *Saccocoeliodes cf. sogandaresi*, Sanguinicolidae gen. sp., *Clinostomum complanatum* (=*C. compactum*), *Posthodiplostomum mínimum*, *Tylodelphys* sp. *Uvulifer ambloplitis*, *Petasiger* sp., *Ascocotyle nana*, *A. tenuicolis*, *Centrocestus formosanus*, ), 11 monogeneos (*Cichlidogyrus sclerosus*, *Cleidodiscus* sp., *Dactylogyrus dulkeiti*, *Dactylogyrus intermedius*, *Dactylogyrus vastator*, *Salsuginus* sp., *Characithecium costaricensis*., *Urocleidoides strombicirrus*, *Gyrodactylus* sp. 1, *Gyrodactylus* sp. 2, *Gyrodactylus* sp. 3,), 5 céstodos (*Bothriocephalus acheilognathi*, *Corallobotrium fimbriatum*, *Glosocercus auritus*, *Valipora mutabilis*, *Ligula intestinalis*), 10 nemátodos (*Camallanus cotti*, *Capillaria cyprinodonticola*, *Dichelyne mexicanus*, *Rhabdochona ahuehuellensis*, *Rhabdochona canadensis*, *Rhabdochona kidderi*, *Rhabdochona mexicana*, *Acuariidade gen, sp.*, *Serpinema trispinosum*, *Eustrongylides* sp., ) y 1 acantocéfalo (*Polymorphus brevis*).

Hasta la fecha se han reportado un total de 67 especies de helmintos parásitos en los peces del




**Gráfica 1.** Diversidad taxonómica de helmintos parásitos de los peces del estado de Morelos. Los datos corresponden al número de especies de helmintos de cada grupo taxonómico.

estado de Morelos, 13 especies de tremátodos, 38 especies de monogeneos, 5 especies de céstodos, 10 especies de nemátodos, y 1 especie de acantocéfalo (Caspeta, 1996; Caspeta-Mandujano *et al*., 2000; Delgado, 1998; Martínez, 2004; Malpica, 1998; Flores, 1998; Salgado-Maldonado *et al*., 2001, Mugica 2009, Caspeta-Mandujano *et al*., 2009, Chávez, 2014 Tapia 2015) (gráfica 1 y cuadro 1).

El presente documento recopila y actualiza toda la información sobre los estudios helmintológicos realizados en la ictiofauna del estado de Morelos hasta el año de su publicación y solo una especie, Sanguinicolidae gen. sp. no ha sido identificada.

**Cuadro 1.** Morfología de las especies de helmintos reportadas del año 2010 al 2018

| ESPECIE DE HELMINTO<br>TREMÁTODOS | HÁBITAT | LOCALIDAD | HOSPEDERO |
|---|---|---|---|
| Adultos | | | |
| *Ascocotyle nana* | Branquias | Río Yautepec | *Poecilia sphenops, Porciliopsis gracilis, Pseudoxiphophorus bimaculatus* |
| *Ascocotyle tenuicolis* | Corazón | Río Amacuzac | *Poecilia sphenops* |
| *Creptotrema agonostomi* | Intestino | Río Amacuzac | *Ictalurus balsanus* |
| *Centrocestus formosanus* | Branquias | Ríos Amacuzac, Chalma y Yautepec | *Aequidens rivulatus, Amatitlania nigrofasciata, Astyanax aeneus, Ilyodon withei, Poecilia reticulata, Poecilia sphenops, Porciliopsis gracilis, Xiphophorus helleri* |
| *Genarchella astyanactis* | Intestino | Río Yautepec | *Astyanax aeneus* |
| *Phyllodistoum inecoli* | Vejiga urinaria | Arroyo San Andres de la Cal | *Pseudoxiphophorus bimaculatus* |
| *Saccocoeliodes cf. sogandaresi* | Intestino | Ríos Amacuzac y Yautepec | *Ilyodon withei, Poecilia sphenops, Porciliopsis gracilis* |
| *Sanguinicolidae* gen. sp. | Intestino | Lago Tonatiahua | *Girardinichthys multiradiatus* |
| *Clinostomum complanatum* | Mesenterio | Rio Cuautla | *Astyanax aeneus* |
| *Petasiger* sp. | Esófago | Lago Tonatiahua | *Girardinichthys multiradiatus* |
| *Posthodiplostomum mínimum* | Mesenterio | Rio Amacuzac | *Aequidens rivulatus, Amatitlania nigrofasciata, Cichlasoma istlanum, Notropis moralesi* |

| | | | |
|---|---|---|---|
| *Tylodelphys* sp. | Mesenterio | Lago Tonatiahua | *Girardinichthys multiradiatus* |
| *Uvulifer ambloplitis* | Piel | Rio Amacuzac | *Aequidens rivulatus, Amatitlania nigrofasciata, Astyanax aeneus, Cichlasoma istlanum, Poecilia sphenops, Poeciliopsis gracilis, Pseudoxiphophorus bimaculatus* |
| Monogeneos | | | |
| *Cichlidogyrus sclerosus* | Branquias | El Jicarero, Arroyo Ticumán, Ayala, Xalostoc, Poza honda, Tetelcingo, Huatecalco, Tlatenchi | *Oreochromis mossambicus, O. niloticus,* |
| *Cichlidogyrus thurstonae* | Branquias | Huatecalco | *Oreochromis niloticus* |
| *Cichlidogyrus tilapiae* | Branquias | Ayala, Tlatenchi | *Oreochromis niloticus* |
| *Cichlidogyrus* sp. 1 | Branquias | Ayala | *Oreochromis niloticus* |
| *Cichlidogyrus* sp. 2 | Branquias | Ayala | *Oreochromis niloticus* |
| *Cleidodiscus* sp. | Branquias | Río Amacuzac | *Ictalurus balsanus* |
| *Characithecium costaricensis* | Branquias | Río Cuautla | *Astyanax aeneus* |
| *Dactylogyridae* gen sp. | Aletas | Jojutla | *Pangasionodon hypophthalmus* |
| *Dactylogyrus dulkeiti* | Branquias | Atlacomulco | *Cyprinus carpio* |
| *Dactylogyrus intermedius* | Branquias | Atlacomulco | *Cyprinus carpio* |
| *Dactylogyrus vastator* | Branquias | Atlacomulco | *Cyprinus carpio, Carassius auratus* |
| *Dactylogyrus bauri* | Branquias | Chinameca | *Carassius auratus* |
| *Dactylogyrus extensus* | Branquias | Ayala | *Cyprinus carpio* |
| *Dactylogyrus formosus* | Branquias | El Vergel | *Carassius auratus* |
| *Dactylogyrus* sp. | Branquias | Zacatepec | *Ctenopharingodon idella* |
| *Diaphorocleidus armillatus* | Branquias | Zacatepec | *Gymnocorymbus ternetzi* |
| *Enterogyrus coronatus* | Estómago | Zacatepec | *Hemichromis* sp. |
| *Enterogyrus malmbergi* | Estómago | Ayala, Santa Rosa 30, Las Fuentes, Chinameca | *Oreochromis niloticus* |
| *Gyrodactylus cichlidarum* | Aletas | Xalostoc, Zacatepec | *Oreochromis niloticus* |

| | | | |
|---|---|---|---|
| *Gyrodactylus yacatti* | Aletas | Xalostoc, Zacatepec | *Oreochromis niloticus* |
| *Gyrodactylus kobayashii* | Aletas | Chinameca | *Carassius auratus* |
| *Gyrodactylus poeciliae* | Aletas | Ayala, Tlaltizapan, Tlaquiltenango | *Poecilia reticulata* |
| *Gyrodactylus* sp. 1 | Aletas | Atlacomulco | *Cyprinus carpio, Carassius auratus* |
| *Gyrodactylus* sp. 2 | Aletas | Atlacomulco | *Cyprinus carpio, Carassius auratus* |
| *Gyrodactylus* sp. 3 | Aletas | Lago Tonatiahua | *Girardinichthys multiradiatus* |
| *Gyrodactylidae* gen sp. | Aletas | Jiutepec | *Hypostomus* sp. |
| *Gusevia spirolacirra* | Branquias | Atlacomulco, Jiutepec, Tetelpa | *Pterophyllum scalare* |
| *Neotetraonchus vegrandis* | Branquias | | |
| *Salsuginus* sp. | Branquias | Lago Tonatiahua | *Girardinichthys multiradiatus* |
| *Sciadicleithrum iphthimum* | Branquias | Atlacomulco, Jiutepec, Tetelpa | *Pterophyllum scalare* |
| *Sciadicleithrum* sp. 2 | Branquias | Atlacomulco, Jiutepec, Tetelpa | *Pterophyllum scalare* |
| *Scutogyrus longicornis* | Branquias | Huatecalco | *Oreochromis niloticus* |
| *Thaparocleidus caecus* | Branquias | Xochitepec | *Pangasionodon hypophthalmus* |
| *Thaparocleidus siamensis* | Branquias | | |
| *Trianchoratus acleithrum* | Branquias | Axoxhiapan, Jiutepec | *Trichogaster trichopterus* |
| *Trianchoratus trichogasterium* | Branquias | Jiutepec | *Trichogaster trichopterus* |
| *Unilatus unilatus* | Branquias | Jiutepec | *Hypotomus* sp. |
| *Urocleidoides strombicirrus* | Branquias | Río Cuautla | *Astyanax aeneus,* |
| CÉSTODOS | | | |
| Adultos | | | |
| *Bothriocephalus acheilognathi* | Intestino | Río Amacuzac y Chalma, Lago Tonatihua | *Amatitlania nigrofasciata, Girardinichthys multiradiatus, Pseudoxiphophorus bimaculatus, Poeciliopsis gracilis, Ctenopharingodon idella, Notropis moralesi* |

| | | | |
|---|---|---|---|
| *Corallobotrium fimbriatum* | Intestino | Río Amacuzac | *Ictalurus balsanus* |
| Larvas | | | |
| *Glosocercus auritus* | Mesenterio | Río Amacuzac | *Poecilia sphenops* |
| *Ligula intestinalis* | Mesenterio | Lago Tonatihua | *Girardinichthys multiradiatus* |
| *Valipora mutabilis* | Vesícula biliar | Río Atoyac | *Poecilia sphenops, Pseudoxiphophorus bimaculatus* |
| NEMÁTODOS | | | |
| Adultos | | | |
| *Camallanus cotti* | Recto | El Potreo, Cuautlita | *Poecilia reticulata, Poecilia sphenops* |
| *Capillaria cyprinodonticola* | Hígado | Río Amacuzac | *Poecilia sphenops* |
| *Dichelyne mexicanus* | Intestino | Río Amacuzac | *Ictalurus balsanus* |
| *Rhabdochona ahuehuellensis* | Intestino | Arroyo San Andres de la Cal | *Ilyodon whitei* |
| *Rhabdochona canadensis* | Intestino | Ríos Amacuzac, Chalma y Cuautla | *Notropis moralesi* |
| *Rhabdochona kidderi* | Intestino | Ríos Amacuzac y Cuautla | *Aequidens rivulatus, Amatitlania nigrofasciata, Cichlasoma istlanum, Ictalurus balsanus, Ilyodon whitei* |
| *Rhabdochona mexicana* | Intestino | Ríos Amacuzac y Cuautla | *Astyanax aeneus* |
| *Larvas* | | | |
| *Acuariidade* gen, sp. | Estómago | Río Amacuzac | *Amatitlania nigrofasciata* |
| *Serpinema trispinosum* | Intestino | Contlaco, Río Amacuzac | *Poecilia sphenops* |
| *Eustrongylides* sp. | Mesenterio | Ríos Amacuzac y Cuautla, Arroyo San Andres de la Cal | *Ilyodon whitei, Poecilia sphenops, Poeciliopsis gracilis, Pseudoxiphophorus bimaculatus* |
| *Acantocéfalo* | | | |
| Larva | | | |
| *Polymorphus brevis* | Mesenterio | Río Amacuzac | *Poecilia sphenops* |

## DESCRIPCIONES

***Phyllodisomum inecoli,*** Razo-Mendivil, Prez-Ponce de Len & Rubio-Godoy, 2013.

Descripción**:** Tremátodo cuyo cuerpo es ligeramente ovalado con la parte anterior más angosta que el cuerpo, el largo total es de 1.16 (0.79-1.60 mm) y un ancho total de 0.60 (0.08-0.85 mm), en la parte anterior se encuentra la ventosa oral con un largo de 0.19 (0.79-1.60 mm) y un ancho de 0.17 (0.14-0.20 mm), ausencia de faringe, con ciegos intestinales alargados y anchos distribuidos a lo largo del cuerpo prolongándose hasta la parte posterior del organismo, así mismo ausencia de bolsa de cirro, en la parte media esta ubicado el acetábulo con un largo de 0.16 (0.11-0.22 mm), posee dos vitelogenas justamente abajo del acetábulo, hacia los extremo de lado derecho se encuentra el ovario con un largo de 0.10 (0.03-0.19 mm) y un ancho de 0.09 (0.03-0.13 mm), los testículos se encuentran a los extremos de la parte inferior, el testículo derecho posee un largo de 0.12 (0.08-0.13 mm) y 0.11 (0.06-0.27 mm) de ancho, el testículo izquierdo posee un largo de 0.09 (0.06-0.13 mm) y 0.08 (0.02-0.13 mm) de ancho, el poro excretor ubicado en la parte superior al acetábulo.

Hospedero: *Psuedoxiphophorus bimaculatus*

Sitio de infección: Vejiga urinaria.

Localidad**:** Arroyo San Andrés de la Cal, Tepoztlán.

Comentarios: Esta especie fue descrita en el año 2013 por Razo-Mendivil, Prez-Ponce de Len y Rubio-Godoy de organismos colectados de la vejiga urinaria de *Pseudoxiphophorus bimaculatus* del estado de Veracruz y en Morelos fue reportada

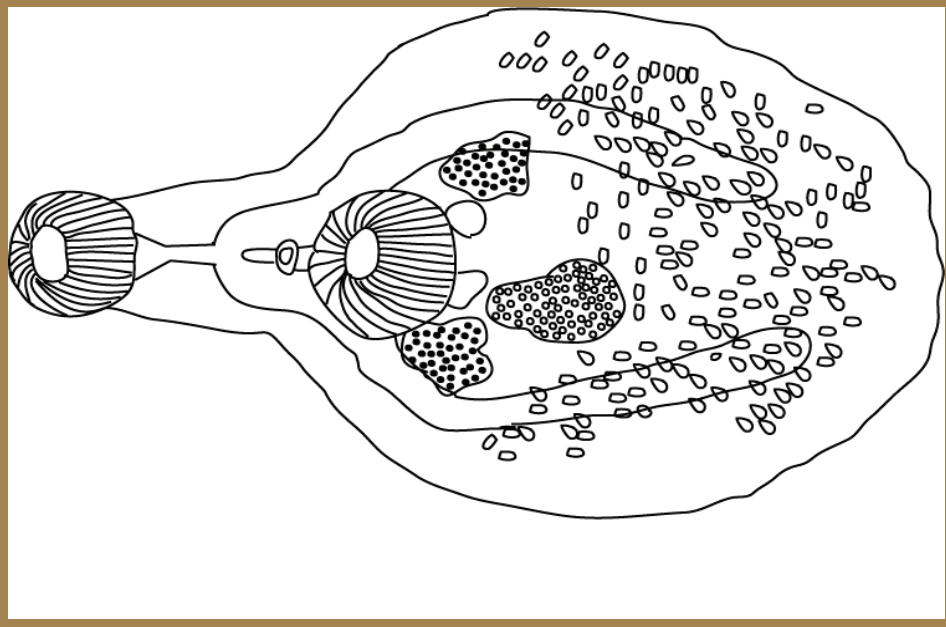


**Figura 1.** *Phyllodistomum inecoli*. Vista general.

por Chávez (2014) del mismo hospedero del Arroyo San Andrés de la Cal, Tepoztlán.

***Cichlidogyrus sclerosus*** Paperna y Thurston, 1969

Descripción: Gusano robusto. Presenta dos lóbulos con cuatro pares de órganos cefálicos. Un par de ocelos. Faringe esférica. Haptor ovalado. Dos pares de macroganchos con forma y medidas similares, raíces no desarrolladas, base ancha, mango doblado y ligeramente cerrado, punta recta. Filamento presente. Barra superficial en forma de U con cavidades internas. Barra profunda (en forma de H) arqueada, con dos apéndices dirigidos anteriormente. 14 microganchos, similares en forma y tamaño, par 2 más pequeño que el resto. Órgano copulador masculino (OCM) localizado por debajo de la faringe; simple, delgado, ligeramente curveado y ensanchado en la parte proximal, base con una placa esclerotizada aserrada. Pieza accesoria ovalada, cavernosa, con forma de gancho en la parte distal.

Hospedero: *Oreochromis niloticus*

Sitio de infección: Branquias.

Localidad: Grupo Acuícola Ayala, Ayala; Acuícola Jaloxtoc, Xalostoc, Ayala; 7 Hemanos, Tetelcingo, Cuautla; Maricultura Argos, Tlatenchi, Jojutla; El Cifón, Poza honda, Zacatepec.

Comentarios: *Cichlidogyrus sclerosus* se distingue de otros *Cichlidogyrus* por la particularidad del complejo copulador, la presencia de una placa esclerotizada aserrada en la base del OCM y la forma de la pieza accesoria.
Es una especie que originalmente se encuentra parasitando a cíclidos de África y que debido a la actividad piscícola ha sido traslocada a diversos países como: Cuba, Egipto, Filipinas, Hong Kong, Israel, Japón, México, Singapur, Uganda (ver Douëllou, 1993; Mendoza-Franco *et al.*, 2006; Maneepitaksanti y Nagasawa, 2012; Vidal-Martínez, *et al.*, 2001).

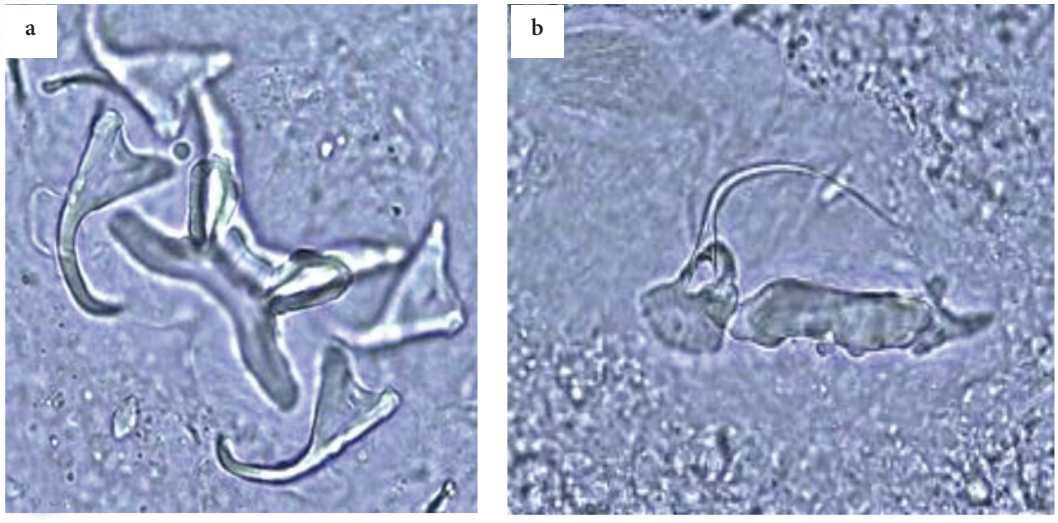



**Figura 2.** *Cichlidogyrus sclerosus*: **a) Complejo de los macroganchos; b) órgano copulador.**

Se cuenta con evidencia de que *C. sclerosus* es una especie invasora ya que se ha reportado la transmisión a tres especies de peces nativos de la familia Cichlidae: *Torichthys* (Cichlasoma) *callolepis, Paraneetroplus fenestratus* (*Cichlasoma fenestratum*), *Cichlasoma urophthalmus* (Salgado-Maldonado y Rubio-Godoy, 2014; Jiménez-García *et al*., 2001). A pesar de que es un parásito de cíclidos africanos, *C. sclerosus* también se ha reportado en *Goodea atripinnis* (Goodeidae) especie nativa (Salgado-Maldonado y Rubio-Godoy, 2014).

En México, *Cichlidogyrus sclerosus* se ha reportado parasitando a especies del género *Oreochromis*: *O. aureus, O. mossambicus, O. niloticus, O. urolepis hornorum* e híbridos de *Oreochromis* en los estados de Campeche, Chiapas, Jalisco, Morelos, Quintana Roo, Tabasco, Yucatán y Veracruz (Caspeta-Mandujano *et* al., 2009; Flores-Crespo y Flores-Crespo, 2003; Jiménez-García *et al*., 2001; Kritsky *et al*., 1994; Quintal, 2011; Salgado-Maldonado, 2006; Vidal-Martínez *et al*., 2001).

***Cichlidogyrus thurstonae*** (Ergens, 1981)

Descripción: Cuerpo robusto, longitud 427.5 (398-457; n=2), ancho 117.7 (87-140; n=3). Haptor ovalado longitud 74.0 (68-80; n=2) ancho 112 (100-120; n=3) armado con dos pares de macroganchos y 7 pares de microganchos. Macroganchos similares en forma. Macrogancho ventral 33.3 (32-35; n=4) de longitud total, base 17.3 (16-19; n=4), mango ligeramente curveado, punta larga aguda con una delicada curvatura, raíz superficial ligeramente más larga. Macrogancho dorsal ligeramente más pequeño 27 (25-28; n=4), base 17.8 (15-21; n=4), mango ligeramente curveado, raíces divergente similares en tamaño. Filamento presente. Barra superficial en forma de U longitud total 51 (45-63; n=4), X= 30.7 (29-33; n=3), hendidura con extensiones membranosas cerca de los extremos. Barra profunda arqueada con dos apéndices con terminaciones redondeadas proyectados anteriormente, longitud total 25 (19-32; n=4) ancho 31 (27-34; n=4). Microganchos similares en forma, par 1 y 2 más pequeños, 13 (11-15; n=4), 13.3 (12-15; n=4), respectivamente; par del 3 al 7 con base larga, 3= 41.5 (41-42; n=2), 4= 42.5 (40-45; n=2), 5= 33 (30-36; n=2), 6= 37.5 (37-38; n=2), 7= 35.5 (34-37; n=2). Órgano copulador masculino 38.3 (25-47; n=4) situado en el primer tercio del cuerpo, tubo esclerotizado delicado con una curvatura cerca del extremo distal, ancho en la base. Pieza accesoria en forma de S, 43.3 (38-49; n=3), en la parte proximal una estructura prominente en forma de dedo; terminación distal en forma de pinza. Placa auxiliar casi cuadrada con estriaciones transversales, largo 15 (15; n=2), ancho 11 (10-12; n=2). Vagina recta, forma irregular largo 4 (n=1).

Hospedero: *Oreochromis niloticus*

Sitio de infección: Branquias.

Localidad: La Cascada, Huatecalco, Tlaltizapan.

Comentarios: *Cichlydogyrus thurstonae* originalmente descrita de *O. niloticus* (en Egipto) por Ergens (1981) fue redescrita por Pariselle *et al.* (2003) con organismos de la misma especie de hospedero provenientes de Senegal, descripción en la que incluye la placa auxiliar, ya que en la descripción de Ergens (1981) no la menciona.

Esta especie se distingue de otras especies de *Cichlidogyrus* en la forma y tamaño de la placa auxiliar y la forma de la pieza accesoria. En *C. paganoi* Pariselle y Euzet, 1997 la placa es más grande que la de *C. thurstonae* (26-29 por 14-20; 15 por 10-12, respectivamente) y su forma es irregular con pocas estriaciones que van en diferentes direcciones, mientras que la placa auxiliar de *C. thurstonae* es ligeramente ovalada con numerosas estriaciones transversales distribuidas en toda su superficie. En cuanto a la pieza accesoria, en *C. thurstonae* se presenta un apéndice con forma de dedo en la parte proximal y una especie de pinza ligeramente curvada en la parte distal y en *C. panganoi* presenta un ángulo recto que le da una forma de L, delgada en su parte distal.

*Cichlidogyrus douellouae* Pariselle *et al*., 2003, presenta una pieza accesoria en forma de S con un divertículo perpendicular en el primer tercio y en la zona distal un gancho con 1-3 tubérculos en su parte convexa, a diferencia de la pieza accesoria de *C. thurstonae* en donde la pinza es lisa y el apéndice no es perpendicular. Además, *C. douellouae* presenta una barra dorsal más pequeña que *C. thurstonae* (20-27 y 27-34 de ancho, respectivamente).

*Cichlidogyrus thurstonae* se ha reportado en *Oreochromis niloticus* en el río Nilo, Cairo, Egipto (Ergens, 1981); en el Río Senegal, Senegal (Pariselle *et al.*, 2003); en Brasil (Jeronimo *et al.*, 2011) y en una UPA de Ciudad del Carmen, Campeche, México (Quintal, 2011).
Figura 3. *Cichlidogyrus thurstonae*: a) Complejo de los macroganchos; b) órgano copulador; v=vagina.

***Cichlidogyrus tilapiae*** Paperna, 1960

Descripción: Gusano de cuerpo pequeño, estrechándose en la parte posterior. Lóbulos con cuatro pares de órganos cefálicos. Dos pares de ocelos. Faringe pequeña esférica. Haptor ovalado armado con dos pares de macroganchos y 7 pares de microganchos. Macroganchos similares en forma. Macrogancho ventral, base ancha, mango ligeramente curveado, raíz superficial estrecha, raíz profunda ancha. Macrogancho dorsal ligeramente más largo, mango ligeramente curveado, raíz profunda corta, raíz superficial alargada. Filamento presente. Barra superficial en forma de U, hendidura con extensiones membranosas. Barra profunda, ligeramente arqueada, apéndices finos proyectados anteriormente. Microganchos similares en forma y tamaño, par 2 más pequeño, sin base; los otros con una base corta. Órgano copulador masculino situado en el primer tercio del cuerpo, tubo recto, ancho en la base. Pieza accesoria recta parte distal aguda en forma de gancho.

Hospedero: *Oreochromis niloticus*

Sitio de infección: Branquias.

Localidad: Grupo Acuícola Ayala, Ayala; Maricultura Argos, Tlatenchi, Jojutla.

Comentarios: Esta especie se distingue de otras especies de *Cichlidogyrus* principalmente por el tamaño del órgano copulador masculino (OCM). En el presente estudio, el OCM presentó 26-28,

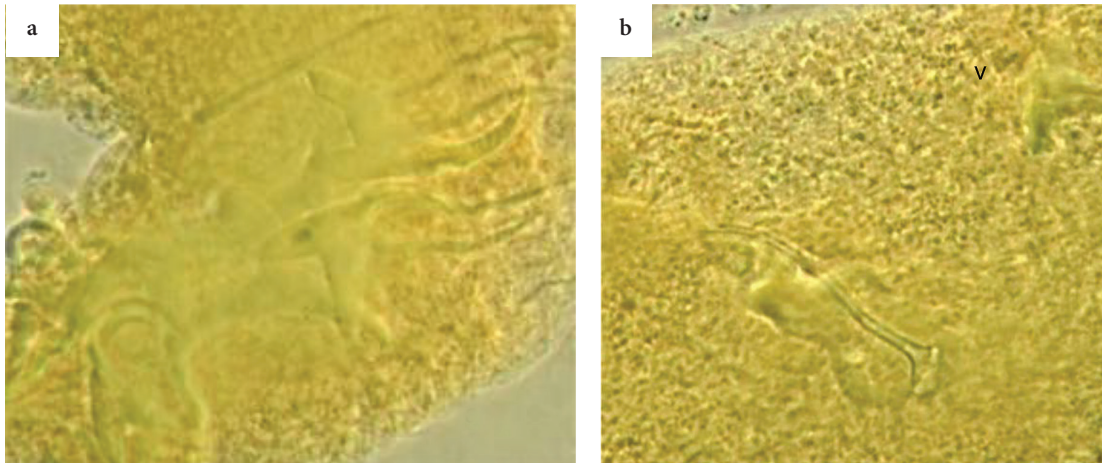



**Figura 3.** *C. thurstonae* : a) Complejo de los macroganchos; b) órgano copulador; v=vagina

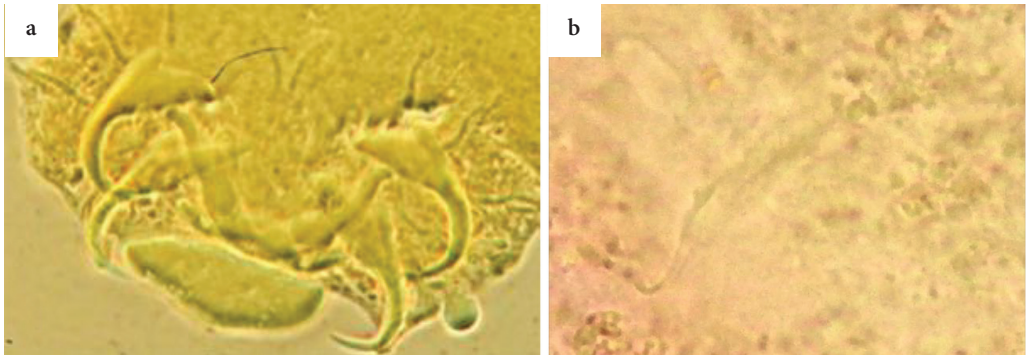



**Figura 4.** *C. tilapiae* : a) Complejo de los macroganchos; b) órgano copulador.

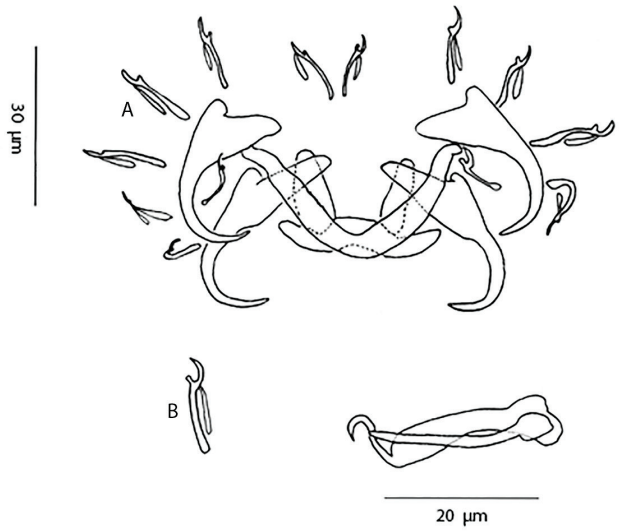



**Figura 5.** *C. tilapiae* : A) Complejo de los macroganchos; B) microgancho; C) órgano copulador.

mientras que Douëllou (1993) reporta 30-36 y Maneepitaksanti y Nagasawa (2012) reporta 28-30.

*Cichlidogyrus tilapiae* originalmente descrito por Paperna (1960) usando especímenes provenientes de *O. niloticus, Sarotherodon galilaeus, Tristramella sacra* y *T. simonis simonis* en Israel. Ha sido reportado de varios cíclidos en diferentes países: África (Ghana, Uganda, Tanzania, Egipto, Zimbabue, Costa Marfil, África del Sur, Burkina Faso), Oriente Medio (Israel), Asia (Filipinas, Bangladesh, Tailandia, Japón) y América (Brasil, Colombia, México y Cuba) (en Douëllou, 1993; Mendoza-Franco *et al.,* 2006; Salgado-Maldonado, 2006; Maneepitaksanti y Nagasawa, 2012; Cohen *et al*., 2013).

En México *C. tilapiae* se ha reportado en *O. aureus,* en el Lago de Catemaco, Veracruz; en *O. niloticus* en estanques de producción de Villahermosa y Centro de Tabasco y en Mérida, Yucatán; en *Vieja fenestrata* Lago de Catemaco, Veracruz (Salgado-Maldonado, 2006).

Figura 4. *Cichlidogyrus tilapiae* : a) Complejo de los macroganchos; b) órgano copulador.
Figura 5. *Cichlidogyrus tilapiae*: A) Complejo de los macroganchos; B) microgancho; C) órgano copulador.

***Cichlidogyrus*** sp.

Descripción: Presenta dos pares de ocelos. Haptor corto, más estrecho que el cuerpo, con dos pares de macroganchos y 14 microganchos. Macrogancho ventral corto, base ancha, mango corto, punta corta y afilada; base bien desarrollada, raíz superficial con terminación ligeramente más estrecha y alargada que la profunda. Barra superficial en forma de V con terminaciones redondeadas. Macrogancho dorsal ligeramente más grande, con una base delgada, mango ligeramente largo, punta afilada; raíces bien definidas, raíz superficial más larga que la profunda. Barra profunda con un par de apéndices con terminaciones redondeadas y dirigidos anteriormente. Microganchos cortos; par 1 más grande que el par 2; par 4 más grande que el 5 y 6. Complejo copulatorio simple; órgano copulador masculino tubo recto, ligeramente arqueado en la región distal; pieza accesoria con un gancho en su terminación distal sobrepasando al órgano copulador masculino.

Hospedero: *Oreochromis niloticus*

Sitio de infección: Branquias.

Localidad: Grupo Acuícola Ayala, Ayala.

Comentarios: Está especie se diferencia de otros *Cichlidogyrus* por la longitud del órgano copulador masculino, por el tamaño de los apéndices de la barra profunda y por el tamaño de los macroganchos dorsales.

Esta especie presenta un complejo copulador (44 en el presente estudio) parecido al de *C. haplochromii* (38-45 en Douëllou, 1993) pero contrario a la descripción de Douëllou (1993) en donde menciona que los macroganchos dorsales son más pequeños que los ventrales, el espécimen en estudio presenta macroganchos dorsales más grandes que los ventrales. Además, la barra dorsal de *C. haplochromii* presenta apéndices más cortos en comparación con los nuestros.

La barra profunda de *C. tilapiae* es mucho más parecida al espécimen en estudio que la de *C. haplochromii*, pero difiere en cuanto al tamaño del complejo copulador (44 contra 30-36 en Douëllou, 1993).

***Enterogyrus coronatus*** Pariselle, Lambert y Euzet, 1991

Descripción: Cuerpo alargado. Tegumento estriado transversalmente. Dos pares de ocelos ligeramente cristalinos, el par anterior pequeño y separados, el par posterior fusionado. Opistohaptor alargado, separado del cuerpo, comprende dos segmentos: en el posterior se ubican los macroganchos dorsales, ventrales, la barra y el par 1 y 2 de los microganchos; y en el anterior se encuentran 5 pares de microganchos (del 3 al 7). Macrogancho dorsal con el mango más largo que la hoja. Macrogancho ventral con el mango casi recto, punta curvada con terminación aguda. Raíz profunda ligeramente más larga que la superficial. Huevo esférico. Órgano copulador masculino tubular en espiral continuo (tirabuzón), entre la base y el extremo distal se presentan series de espiral de 3, 2 largos y 3 cortos y continuos (el primero muy estrecho y pequeño en diámetro y los

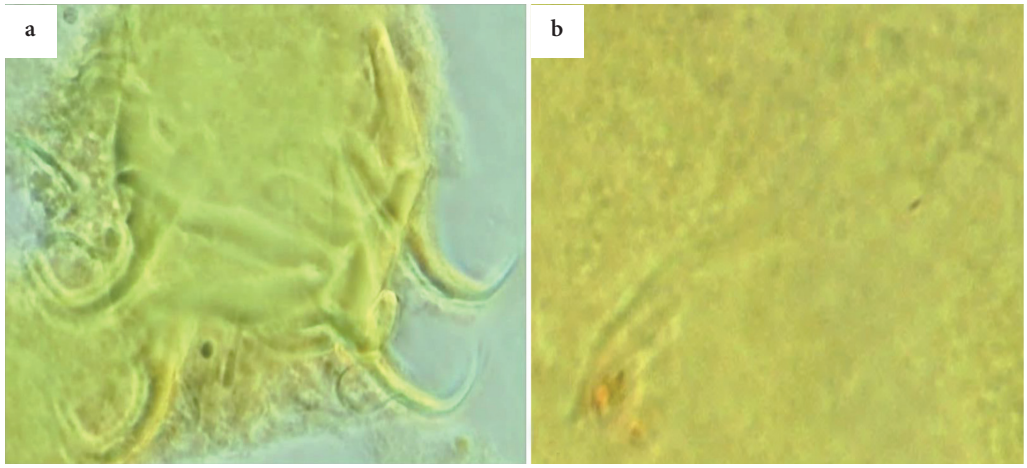



**Figura 6.** *Ciclhidogyrus* sp: a) Complejo de los macroganchos; **b) complejo copulador**

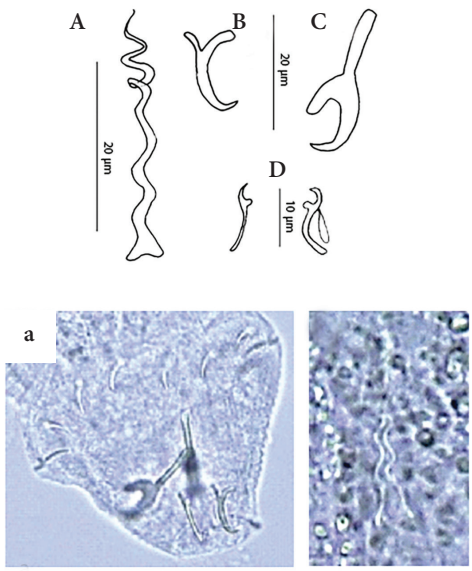



**Figura 7.** *Enterogyrus coronatus*: A) Órgano copulador; **B) macrogancho ventral; C) macrogancho dorsal; D) microganchos par 1 y 2 izquierda; par 5-7, derecha; a) Complejo de los macroganchos; b) órgano copulador.**

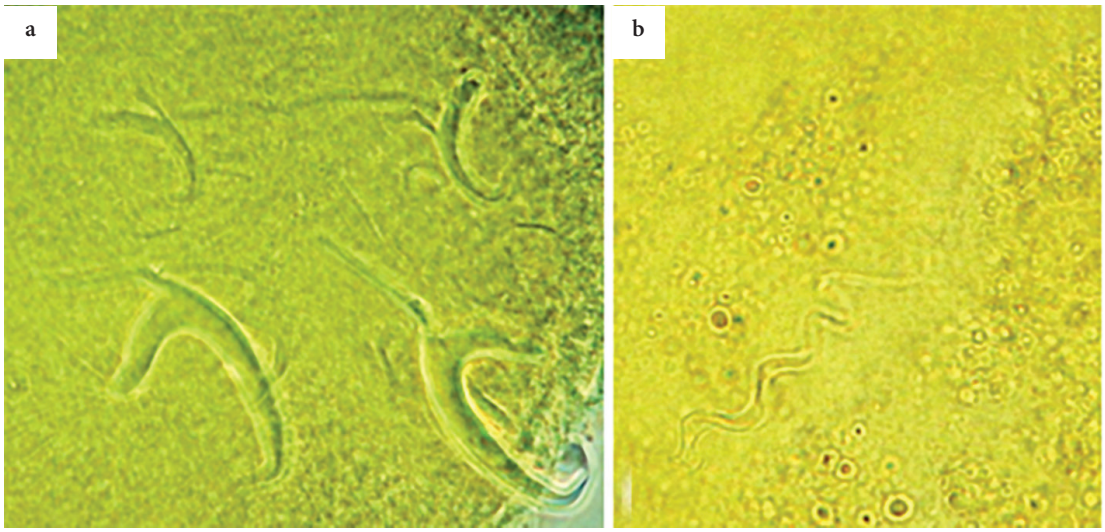



**Figura 8.** *Enterogyrus malmbergi*: a) Complejo de los macroganchos; b) órgano copulador.

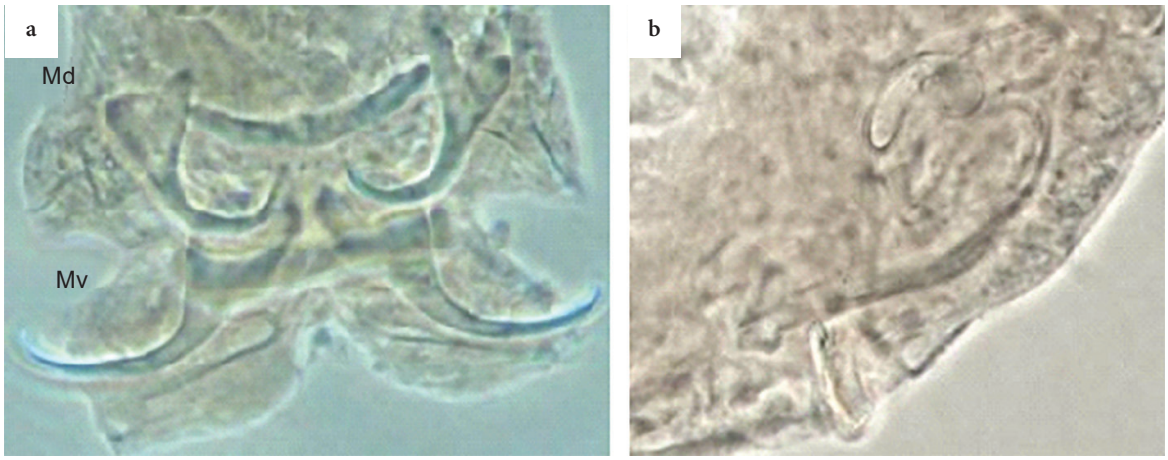



**Figura 9.** *Gussevia spiralocirra:* a) Complejo de los macroganchos; b) complejo copulador

otros 2 alargados en diámetro) formula: 4-2-1 + 2. Microganchos similares en forma, par 1 y 2 mismo tamaño, par 3-7 mismo tamaño forma.

Hospedero: *Hemichromis* sp.

Sitio de infección: Estómago.

Localidad: Zacatepec.

Comentarios: *Enterogyrus coronatus* difiere de otras especies de *Enterogyrus* por la característica del opistohaptor, el cual es parecido a una cúpula invertida, la región anterior bulbosa sostiene a los microganchos del par 3 al 7 y en la región posterior se ubican el par 1 y 2, los macroganchos y la barra.

*Enterogyrus coronatus* es muy parecido a *E. foratus* Pariselle, Lambert y Euzet, 1991 en la forma del opistohaptor y de los macroganchos, la diferencia entre estas dos especies es la disposición de los espirales en el órgano copulador masculino, 3-2-3 y 4-2-3, respectivamente; y en el tamaño de los macroganchos: macrogancho dorsal a=9, b=13, c=15 contra a=12.8, b=18.4, c=25.9, respectivamente; macrogancho ventral a=13, b=11, c=5 contra a=14.7, b= 12.6, c=7.6, respectivamente.

Esta especie de monogeneo originalmente reportada en *Tilapia guineensis* de la Laguna Ebrié, Costa de Marfil (Pariselle *et al*., 1991), también ha sido reportada en híbridos rojos de tilapia (*O. mossambicus* x *Oreochromis* spp.) cultivadas en Provincia Villa Clara, Cuba (Prats *et al.,* 2012) y en *Pseudocrenilabrus philander philander* en Padda Dam, África del Sur (Madanire-Moyo y Avenant-Oldewage, 2014).

***Enterogyrus malmbergi*** Bilong-Bilong, 1988

Descripción: Cuerpo robusto en forma de pera. Dos pares de ocelos redondos, el par anterior más pequeños y separados, par posterior más grandes. Faringe musculosa y redonda. Haptor armado con 2 pares de macroganchos, barra superficial y 14 microganchos similares. Macrogancho dorsal con el mango más corto que la hoja. Macrogancho ventral con el mango casi recto, punta curvada con terminación aguda. Raíz profunda ligeramente más larga que la superficial. Huevo esférico. Órgano copulador masculino tubular en espiral continuo (tirabuzón), entre la base y el extremo distal se presentan series de espiral de 3, 2 largos y 3 cortos y continuos (formula: 3-2-3). Microganchos similares en forma, par 1 y 2 mismo tamaño, par 3-7 mismo tamaño y forma.

Hospedero: *Oreochromis* sp. (híbridos rojos) y *Oreochromis niloticus*.

Sitio de infección: Estómago.

Localidad: Grupo Acuícola Ayala, Ayala, Ayala; Adilene Marisol, Ayala, Ayala; San Tilapia, Santa Rosa 30, Tlaltizapan; Pliego, Chinameca, Ayala.

Comentarios: Las diferencias entre las especies de *Enterogyrus* son principalmente la morfometría de los macroganchos, por ejemplo, el mango más largo que la hoja (*E. cichlidarum*) o lo contrario, el mango más corto que la hoja (*E. crassus* y *E. amieti*).

*Enterogyrus malmbergi* difiere de *E. crassus* y *E. amieti* en el tamaño del órgano copulador (30-57 contra 66-70 y 47-58), en la formula de la serie de los espirales, 3-2-3, 4-2-3 y 5-2-4, respectivamente; y en los microganchos, más pequeños que los de *E. crassus*. Además, la forma y tamaño de la barra superficial son diferentes, en *E. malmbergi* es más grande que en *E. amieti* pero más pequeña que en *E. crassus* (morfometría tomada de Bilong-Bilong *et al*., 1996). Esta especie de monogeneo se ha reportado parasitando a *O. niloticus* en Río Sanaga, Camerún (Pariselle y Euzet, 2009); en Cuba a *O. niloticus* en Pinar del Río y a *O. aureus* e híbridos rojos de tilapia (*O. mossambicus* x *Oreochromis* spp.) en Habana (Prats, *et al*., 2012). Y en México, se ha reportado en *O. niloticus* en estanques del CINVESTAV, Mérida, Yucatán y en *Thorichthys callolepis* en el Lago Santa Anita, Tabasco (Jiménez-García, *et al*., 2001).

***Gussevia spiralocirra*** (Khon and Paperna, 1964)

Descripción: Cuerpo robusto, fusiforme, glóbulos cefálicos desarrollados pobremente. Dos pares de ocelos equidistantes, el segundo par más grande, gránulos ovalados, disociados, "gránulos accesorios" presentes en la región cefálica y el tronco. Faringe redonda. Haptor formado por dos lóbulos, el posterior (en donde se encuentra la barra superficial) es ligeramente más ancho. Macrogancho ventral con raíces iguales, punta

redondeada, curvada cerca de la terminación. Macrogancho dorsal más pequeño que el ventral, raíz superficial ligeramente larga, mango y punta curvados. Barra superficial con terminaciones amplias. Barra profunda en forma de varilla ondulada. Microgancho par 1, 2, 3, 4, 6 y 7 con pulgar amplio y pie ligeramente ensanchado se encuentran en el lóbulo anterior; par 5 más grande, delgado con pulgar bien desarrollado; el filamento abarca ½ del total del pie. Vesícula seminal con forma de luna. Órgano copulador masculino en espiral, 3-4 anillos, base pequeña; pieza accesoria estrechamente asociada con la terminación del anillo del órgano copulador.

Hospedero: *Pterophyllum scalare*

Sitio de infección: Branquias.

Localidad: Jesús Madariaga, Tetelpa, Zacatepec.

Comentarios: *Gussevia spiralocirra* es la especie tipo del género *Gussevia*. *G. spiralocirra* presenta similitudes con *G. alioides* y *G. obtusa* en cuanto a la terminación de la punta de los macroganchos ventrales (redondeada) pero difiere de éstas últimas en el número de anillos del órgano copulador masculino 3-4 (4-5 y 2-3, *G. alioides* y *G. obtusa*, respectivamente) y en la pieza accesoria con forma de U (flabelada y con una proyección en la parte media, *G. alioides* y *G. obtusa*, respectivamente).

Los sinónimos de *Gussevia spiralocirra* son *Ancyrocephalus pterophylli* Lucky, 1970; *Urocleidoides spiralocirra* (Kohn y Paperna, 1964) Kritsky y Thatcher, 1983. Está especie se ha reporta en Río Atacuari, Este de Iquitos, Perú (Kritsky *et al*., 1986).

***Gyrodactylus cichlidarum*** (Paperna, 1968) García-Vásquez *et al*., 2007

Descripción: Cuerpo alargado, delgado. Vesícula excretora presente. Los ciegos intestinales no sobrepasan el nivel del ovario. Complejo copulador posterior a la faringe, armado con una espina apical larga, un par de espinas laterales robustas y dos pares de espinas terminales, un par más delgado que el otro. Opistohaptor definido con forma circular. Un par de macroganchos con raíz de aproximadamente un tercio de la longitud total. Barra profunda recta. Barra superficial con pequeñas prolongaciones, en la parte media del borde posterior de la barra presenta una placa en forma de medio circulo o ligeramente rectangular; membrana ligeramente cuadrada o en forma de espátula. El opistohaptor presenta dieciséis microganchos, la base del hoz presenta un pulgar corto, triangular y talón redondeado, filamento $^{1}/_{3}$ del tallo total.

Hospedero: *Oreochromis niloticus*

Sitio de infección: Aletas.

Localidad: Acuícola Jaloxtoc, Xalostoc, Ayala; Centro Zacatepec (SAGARPA), Zacatepec, Zacatepec.

Comentarios: De las 12 especies de *Gyrodactylus* descritas para cíclidos del continente Africano, cinco se encuentran parasitando a especies del género *Oreochromis*, entre ellas se encuentra *G. cichlidarum* Paperna 1968 originalmente descrita de *Sarotherodon galilaus* (sin. *Tilapia galilaea*) en la planicie de Accra y la laguna Akuse del bajo Volta, Ghana. Posteriormente *G. cichlidarum* se reportó en especies de los géneros *Haplochromis*, *Hemichromis*, *Tilapia* y *Tristramella* bajo condiciones naturales en diferentes localidades del Lago Volta, Ghana, en Senegal y en Kenia (Přikrylová *et al.,* 2009; Přikrylová *et al.,* 2012; García-Vásquez *et al.,* 2011).

Las diferencias morfológicas de *G. cichlidarum* con las otras especies de *Gyrodactylus* que infectan a especies de *Oreochromis* se encontraron tanto en la forma y tamaño del complejo de los macroganchos. Por ejemplo, en *G. malalai* Přikrylová *et al.,* 2012 los macroganchos son mucho más grandes 102–116.5, al igual que la raíz 32.5–54 (*G. cichlidarum* 55–59, 15–22, respectivamente); la barra superficial no tiene protuberancias, presenta una membrana en forma de "lengua" mientras que en *G. cichlidarum* presenta unas pequeñas protuberancias y la membrana es semirectangular.

Por otro lado, *Gyrodactylus thlapi* es similar a *G. cichlidarum* en el tamaño del hoz, (6–8 *G. cichlidarum;* 7–8 *G. thlapi,* Christison *et al*., 2005) pero difiere en la forma, al igual que la membrana de la barra superficial de forma trapezoidal y la raíz más corta. Morfológicamente *Gyrodactylus*




**Figura 10.** *G. cichlidarum*: a) Complejo de los macroganchos; b) microgancho; c) órgano copulador

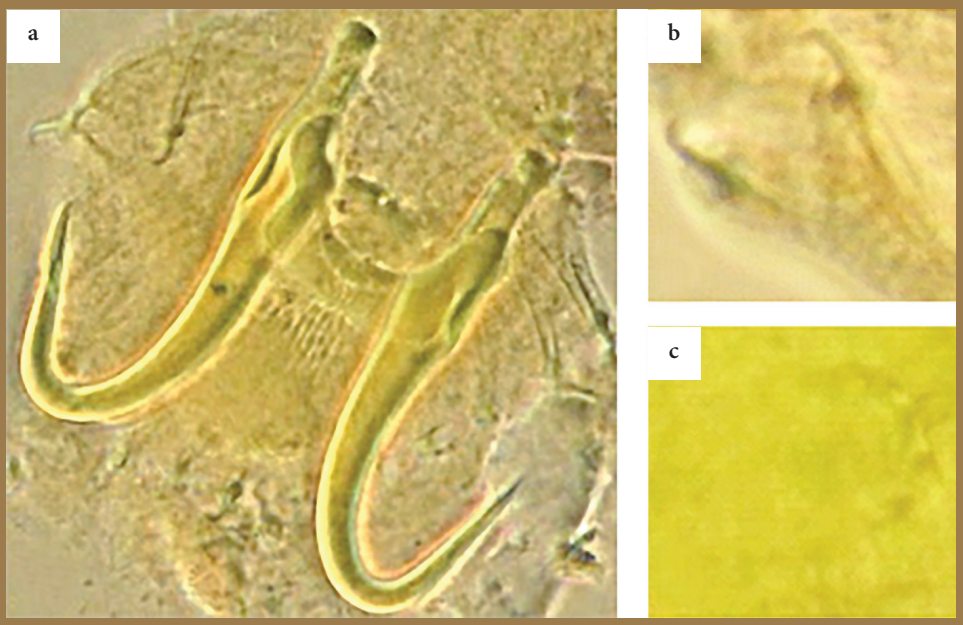



**Figura 11.** *G. yacatli*: a) Complejo de los macroganchos; b) microganchos; c) órgano copulador.




**Figura 12.** *Gyrodactylidae* gen. sp.: Complejo de los macroganchos.

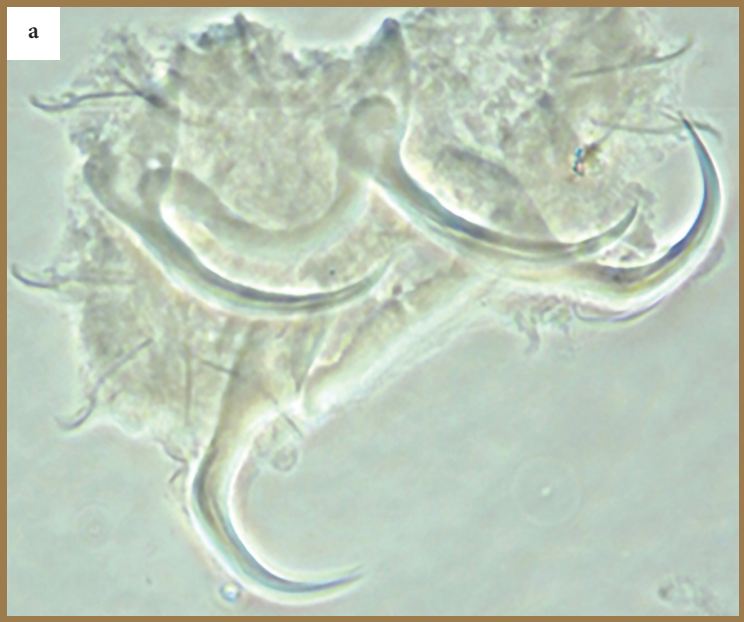



**Figura 13.** *Sciadicleithrum iphthimum*: a) Complejo de los macroganchos.

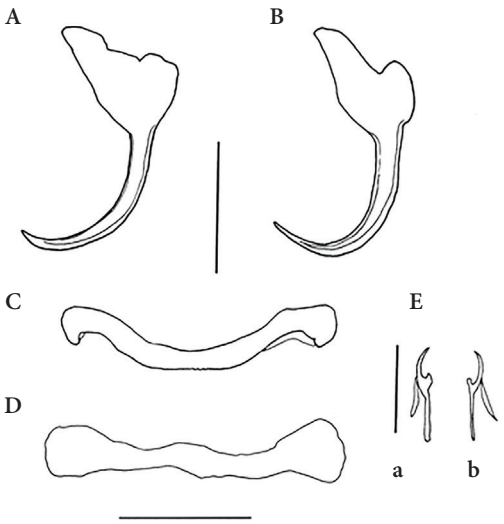



**Figura 14.** *Sciadicleithrum* sp.: A) Macrogancho ventral; B) macrogancho dorsal; C) barra superficial; D) barra profunda; E) Microgancho: a) par #2, b) par #5.

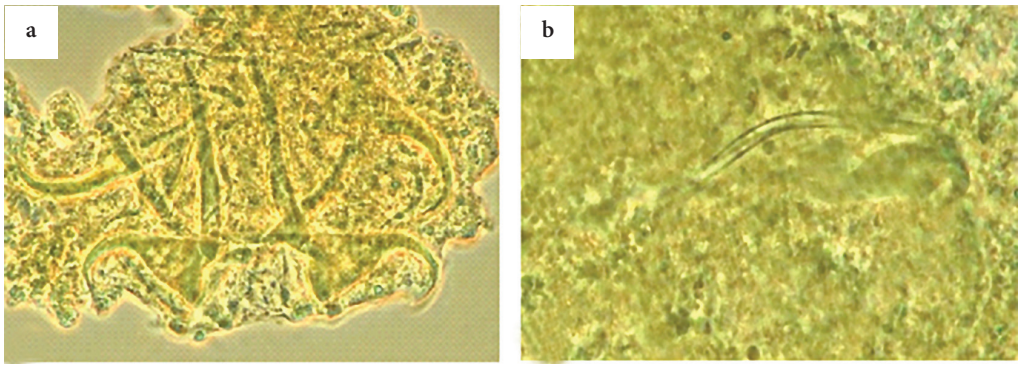



**Figura 15.** *Scutogyrus longicornis*: a) Complejo de los macroganchos; b) complejo copulatorio.

*ulinganisus* es la especie que más se asemeja a *G. cichlidarum,* las diferencias entre estas dos especies son morfométricas, los macroganchos son ligeramente más grandes en *G. ulinganisus* y la base del hoz del microgancho es ligeramente más robusta y la placa que se encuentra en el borde de la barra superficial es redonda (García-Vásquez, *et al*., 2011).

*Gyrodactylus cichlidarum* Paperna, 1968 (syn= *G. niloticus* Cone *et al*., 1995) es considerada una especies invasora (Salgado-Maldonado, *et al*., 2014) y ha sido reportada para México en *O. aureus, O. mossambicus, O. niloticus* provenientes de unidades de producción acuícola del estado de Tabasco (Salgado-Maldonado, 2006), por lo que el presente estudio aporta un nuevo registro de *G. cichlidarum* para el estado de Morelos.

***Gyrodactylus yacatli*** García-Vásquez, Hasen, Christison, Bron y Shinn, 2011

Descripción: Cuerpo alargado. Los ciegos intestinales no sobrepasan el borde anterior del testículo. Opistohaptor bien definido. Complejo copulatorio posterior a la faringe, armado con una espina apical larga. Un par de macroganchos, la raíz representa aproximadamente un tercio de la longitud total. Barra profunda recta. Barra superficial con protuberancias prominentes dirigidas anteriormente; una estructura circular se encuentra en el centro de cada protuberancia; membrana rectangular con profundas estriaciones longitudinales. Dieciséis microganchos, pulgar romboide, talón robusto redondeado.

Hospedero: *Oreochromis niloticus*

Sitio de infección: Aletas.

Localidad: Centro Zacatepec (SAGARPA), Zacatepec, Zacatepec.

Comentarios: *Gyrodactylus yacatli* es parecida a *G. shariffi* Cone, Arthur *et* Bondad-Reantaso, 1995 pero difiere de esta última en la forma de la barra superficial, en *G. yacatli* las prolongaciones prominentes son redondeados, anterolaterales con estructuras circulares en el centro de cada prolongación y estrechas en la zona posterior, mientras que las prolongaciones de *G. shariffi* no presentan dichas estructuras circulares. Además, la forma y tamaño de la membrana es diferente, *G. yacatli* presenta una membrana rectangular con estriaciones bien marcadas; la base de la membrana de *G. shariffi* abarca enteramente el borde posterior de la barra ventral media.

Otra especie que presenta prolongaciones anterolaterales es *Gyrodactylus jalalii* Vanhove, Boeger, Muterezi Bukinga, Volckaert, Huyse *et* Pariselle, 2012, descrita del cíclido *Iranocichla hormuzensis* endémico de Irán, la diferencia que muestra con *G. yacatli* es principalmente el tamaño de la membrana (24.5 contra 9.3 de largo, *G. jalalii* y *G. yacatli*, respectivamente), en *G. jalalii* el ancho de la membrana abarca completamente el borde posterior de la barra ventral media.

García-Vásquez *et al*. (2011), mencionan que el hallazgo de *Gyrodactylus yacatli* en las aletas y branquias de poblaciones de *Oreochromis niloticus niloticus* cultivadas en los estados de Tabasco, Mérida y Culiacán, sin antes haber sido detectada en cíclidos de África, puede deberse a una infección accidental o a una transmisión de los peces que habitan el medio de donde se abastece a las unidades de producción. La presencia de *G. yacatli* en las poblaciones de *O. niloticus* en cultivos de Morelos, nos dice la posible procedencia de estos peces y principalmente, la introducción de fauna parásita al estado de Morelos.

Comentarios adicionales: Los estudios sobre el género *Gyrodactylus* von Nordman, 1832, principalmente taxonómicos, incrementaron a partir de la década de los 80´s, debido a la importancia económica que adquirieron una vez que se calificó a *Gyrodactylus salaris* Malmberg, 1957 como un gran patógeno para el salmón del Atlántico *Salmo salar* (Harris *et al.,* 2004).

Dentro de las 409 especies de *Gyrodactylus* que son reconocidas validas (Harris *et al.,* 2004), 12 de ellas se encuentran parasitando a cíclidos de África (Přikrylová *et al.,* 2012; García-Vásquez *et al*., 2011) y cinco especies han sido reportadas en cíclidos de zonas tropicales (Brasil, Boeger y Popazoglo, 1995; México, Vidal-Martínez *et al*., 2001; Cuba, Mendoza-Franco *et al*., 2006) por lo que, es necesario evaluar la biodiversidad de los

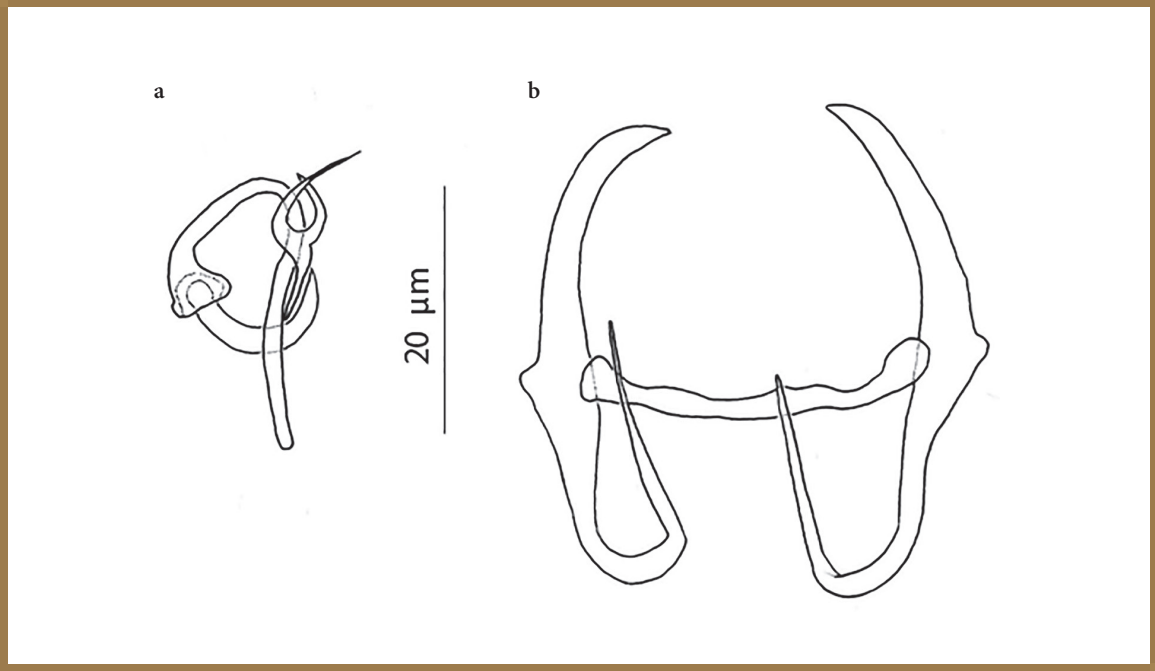



**Figura 16.** *Dactylogyrus baueri*: a) Pieza accesoria; b) Macroganchos y barra

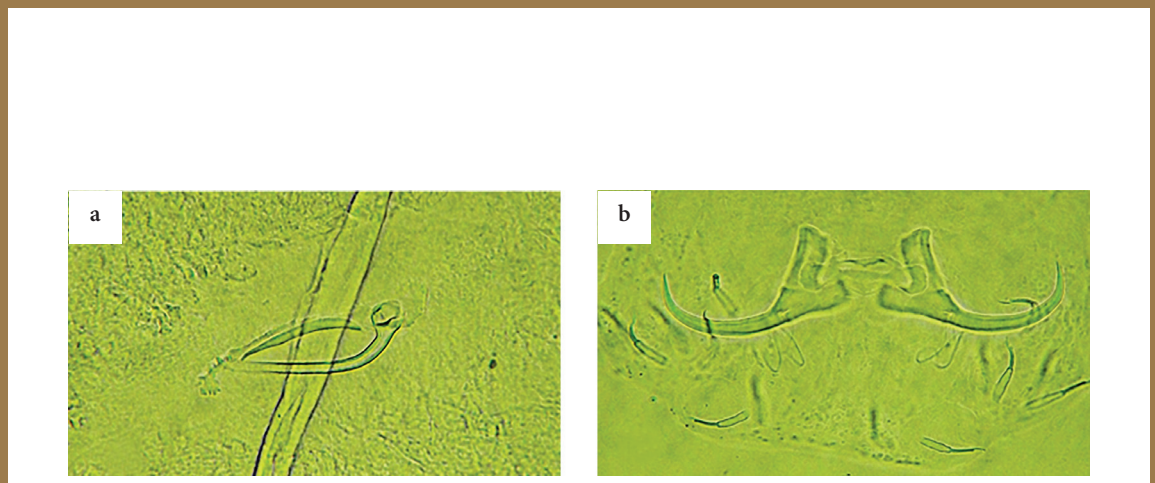



**Figura 17.** *Dactylogyrus extensus*: a) Pieza accesoria, b) complejo de los macroganchos

*Gyrodactylus* que parasitan a cíclidos tropicales con la finalidad de detectar a las especies que están siendo introducidas al país junto con sus hospederos y saber el momento en el que exista una transmisión de estos monogeneos a especies nativas de México.

***Gyrodactylidae* gen. sp.**

Descripción: Gusano vivíparo. Cuerpo alargado. Dos lóbulos cefálicos. Faringe esférica. El órgano copulador no fue observable. Presencia de uno a dos embriones (generaciones). Pedúnculo y haptor bien definidos. Haptor longitud 94 (88-100; n=2), ancho 90 (78-101; n=2). Un par de macroganchos, longitud total 85 (80-88; n=4), raíz 34 (33-37; n=3). Barra profunda recta 14 (12-16; n=2). Barra superficial ligeramente ovalada longitud 23 (21-25; n=3), ancho 23 (22-24; n=2). 16 microganchos, longitud total 34 (33-34; n=2); hoz 6 (5-7; n=4); pie delicado y largo; pulgar recto, talón deprimido.

Hospedero: *Hypostomus* sp.

Sitio de infección: Aletas.

Localidad: Consorcio Lugo-Galeana, Los Pinos, Jiutepec.

Comentarios: *Gyrodactylidae* gen. sp. es parecido a *Hyperopletes malmbergi* en la forma y tamaño (22-24 y 13-25, respectivamente) (Boeger, 1994) pero difiere en la forma de los macroganchos, raíz delicada contra raíz robusta. Además, el género *Hyperopletes* se caracteriza por representar a gusanos ovíparos.

Dentro de la familia *Gyrodactylidae* los géneros representantes de individuos vivíparos a los que podría pertenecer *Gyrodactylidae* gen. sp. es *Ieredactylus* y *Scleroductus*. Las diferencias con cada uno de estos es, tanto la morfología como el tamaño de las estructura que conforman el haptor.

En *Ieredactylus* los macroganchos presentan una pieza accesoria cónica que se asocia a la raíz y la barra superficial presenta un par de estructuras que parten de la parte posterior central de la barra dirigidas hacía abajo de forma divergente (Schelkle *et al*., 2011); ambas estructuras no se presentan en *Gyrodactylidae* gen. sp.

A pesar de que *Gyrodactylidae* gen. sp. se asemeja a *Scleroductus* sp., éste presenta macroganchos más pequeños (54-60 contra 80-88 en *Gyrodactylidae* gen. sp.) y con raíces ligeramente más robustas (Kritsky *et al*., 2013).

***Sciadicleithrum iphthimum*** Kritsky, Thatcher y Boeger, 1989

Descripción: Cuerpo foliforme robusto, margen cefálico estrecho. Lóbulos cefálicos moderadamente desarrollados. Dos pares de ocelos, el par posterior más grande; el par anterior presenta una separación menor entre ellos. Gránulos ovalados y alargados. Faringe esférica. Opistohaptor con forma casi hexagonal. Macroganchos ventrales con raíces pobremente diferenciadas, mango ligeramente curveado y terminación en punta. Macrogancho dorsal con raíz superficial alargada y raíz profunda corta, mango y punta curvados. Barra superficial con forma de yunta (ligeramente curvada con terminaciones dispuesta hacia abajo) con delicadas membranas umbeliformes en su parte superior. Barra profunda recta con terminaciones amplias. Microgancho con pulgar vertical, punta y pie delicado; filamento ¾ del pie total. Órgano copulador masculino en espiral libre alrededor de 1 ½ vuelta, anillo pobremente definido, comúnmente en forma de U, base con margen esclerotizado. Pieza accesoria comprende una vaina que encierra al órgano copulador.

Hospedero: *Pterophyllum scalare*

Sitio de infección: Branquias.

Localidad: Atlacomulco, Jiutepec.

Comentarios: *Sciadicleithrum iphthimum* es parecida a *S. tortrix* pero difiere en la morfología y tamaño de la barra superficial (37 vs 57) y en la morfología de la pieza accesoria la cual en *S. tortrix* encierra dos anillos del órgano copulador masculino, mientras que en *S. iphthimum* sólo encierra una curvatura.

*Sciadicleithrum iphthimum* ha sido reportada en Rio Solimões, en el Amazonas, Brasil (Kritsky *et al*., 1989); y en Uttar Pradesh, India (en el mercado de peces exóticos Lucknow) (Triphathi *et al*., 2010).

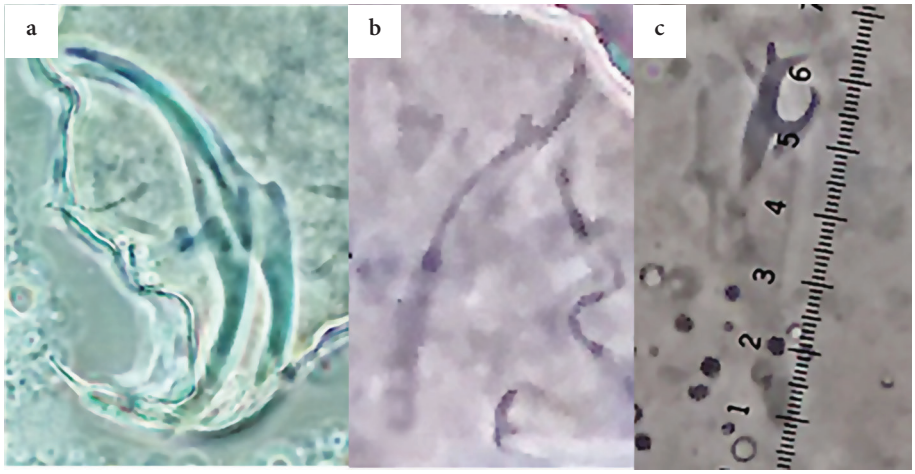



**Figura 18.** *Dactylogyrus formosus*: a) Macroganchos y barra; b) microgancho; c) pieza accesoria

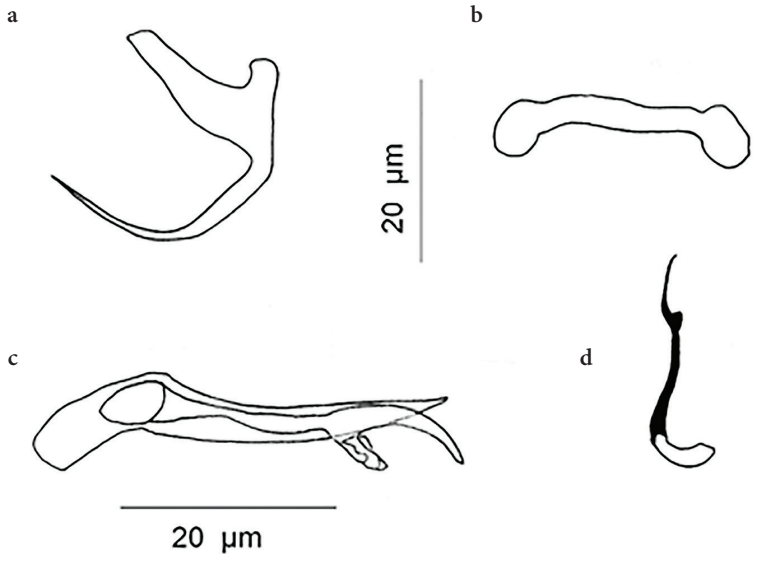



**Figura 19.** *Dactylogyrus intermedius*: A) Macrogancho; B) barra; C) Complejo copulador; D) microgancho




**Figura 20.** *G. cichlidarum*: a) Complejo de los macroganchos; b) microgancho; c) órgano copulador.

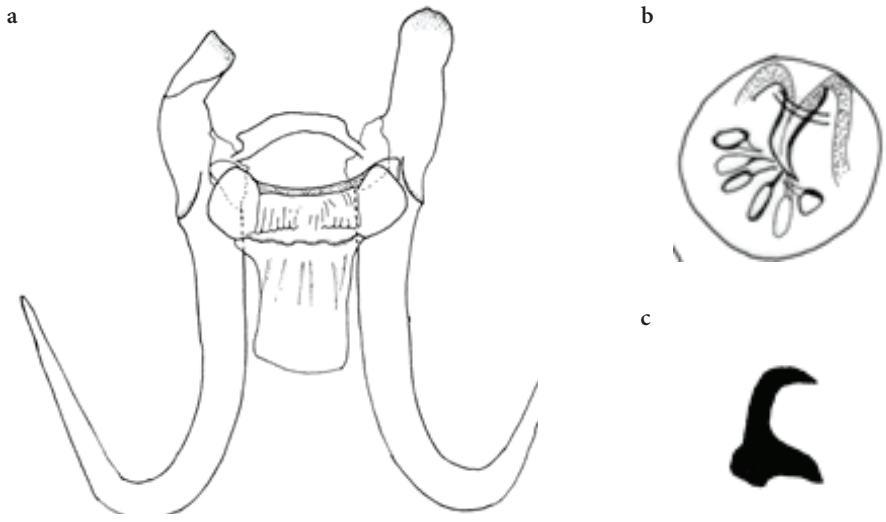



**Figura 21.** *Dactylogyrus intermedius*: A) Macrogancho; B) barra; C) Complejo copulador; D) microgancho

***Sciadicleithrum* sp.**

Descripción: Cuerpo pequeño, ligeramente robusto con lóbulos cefálicos pobremente desarrollados. Dos pares de ocelos, el par posterior más grande con menor separación. Opistohaptor con forma hexagonal. Macroganchos ventrales con raíces pobremente diferenciadas, mango y punta ligeramente curvados. Macrogancho dorsal con raíz superficial alargada y con forma cónica, raíz profunda corta, mango y punta curvados, punta con terminación aguda. Barra superficial ligeramente curvada con terminaciones dispuesta hacia abajo, con pequeñas y delicadas membranas en su parte inferior. Barra profunda casi recta con terminaciones amplias. Microgancho con pulgar vertical, punta y pie delicado; filamento ¾ del pie total. Complejo copulatorio simple con un curvarura semejante a una U.

Hospedero: *Pterophyllum scalare*.

Sitio de infección: Branquias.

Localidad: Atlacomulco, Jiutepec; Flores Magón, Jiutepec.

Comentarios: *Sciadicleithrum* sp. difiere de *S. iphthimum* en la forma de la barra superficial, las membranas de *S. iphthimum* están dirigidas anteriormente sobre el borde superior de la barra.

*Sciadicleithrum* sp. presenta una similitud con *Sciadicleithrum variabilum* pero difiere en la base de ambos macroganchos y en las barras. Las raíces de los macroganchos ventrales en *Sciadicleithrum* sp. están más definidas que en *S. variabilum*. La barra superficial no presenta las membranas en la parte superior como en *S. variabilum*. Y la barra profunda presenta bordes amplios mientras que en *S. variabilum* las terminaciones están proyectadas posteriormente.

Debido a que el material evaluado fue escaso, no se logró observar con precisión el complejo copulador y por consiguiente, la identificación de los especímenes sólo fue hasta género.

***Scutogyrus longicornis*** (Paperna y Thurston, 1969) Pariselle y Euzet, 1995

Descripción: Cuerpo alargado. Dos pares de ocelos. Haptor ovalado más estrecho que el cuerpo, armado con dos pares de macroganchos y siete pares de microganchos. Macrogancho ventral 35, base ancha 21, mango corto, punta aguda, raíces cortas con terminaciones redondeadas, raíz superficial ligeramente más ancha que la profunda. Macrogancho dorsal, similar en tamaño con el macrogancho ventral, 36 de longitud y 19 de base, mango extremadamente corto y punta corta y curvada; raíces bien desarrolladas separadas por un surco profundo; raíz superficial ancha y más larga que la profunda, raíz profunda delgada. Barra superficial arqueada con extremos redondeados, 40, asociada con una delgada barra esclerotizada en forma de bóveda y que está por encima de la barra superficial y termina exactamente en los extremos de ésta última. Dicha barra delgada, sostiene una estructura con estriaciones o surcos que llegan hasta la barra superficial y una porción membranosa en forma de abanico que se une a la barra ventral. Barra profunda arqueada, 39 de ancho, y caracterizada por placas anchas redondeadas con forma casi triangular (62 de extremo a extremo) en la parte anterior se conecta con dos apéndices estrechos de terminaciones redondeadas proyectados anteriormente, 60 de longitud total. La base de la barra profunda (el arco) es fuertemente esclerotizada mientras que las placas son más delgadas. Microganchos largos, par 2 más pequeño, par 1 diferente en forma y tamaño; par 3 y 4 mismo tamaño (31) con una base de $^{2}/_{5}$ a ½ del largo total; par 5 a 7 más largos, con base de ½ a ¾ del largo total. Órgano copulador masculino 46, situado en el primer tercio del cuerpo, tubo esclerotizado delicado con una curvatura, ligeramente ensanchado en la base. Pieza accesoria 42, ensanchada en la base, a la mitad de la parte distal una forma de media luna, el extremo terminal bifurcado, uno de los extremos recto y el otro con forma de gancho. Vagina con forma de tubo estrecho recto, acampanado en la parte distal.

Hospedero: *Oreochromis niloticus*

Sitio de infección: Branquias.

Localidad: La Cascada, Huatecalco, Tlaltizapan.

Comentarios: Ésta especie originalmente descrita en *O. niloticus* como *Cichlidogyrus longicornis* (Paperna y Thurston, 1969), fue posicionada a

otro género como nueva combinación, *Scutogyrus longicornis* por Pariselle y Euzet, 1995. Las diferencias entre las especies del género *Scutogyrus* se basan en el tamaño del órgano copulador masculino y la morfología de la pieza accesoria y la vagina.

Las diferencias entre *S. longicornis, S. minus, S. gravivaginus* y *S. chikhii* se encuentran en el tamaño del órgano copulador masculino, 43, 46, 77 y 49, respectivamente; en la forma de la pieza accesoria y la vagina. La terminación de la pieza accesoria en *S. longicornis* es recta y en *S. minus* presenta forma de gancho; y la forma de la vagina, tubo delgado con terminación acampanada y recta y ensanchada, respectivamente. Las diferencias entre *S. longicornis* y *S. gravivaginus* se encuentran en la pieza accesoria y la terminación bifurcada de la misma, recta en ambos casos contra triangulo alargado y terminación en picos opuestos. Mientras que las diferencias con *S. chikhii* es la terminación de la bifurcación en forma de ganchos opuestos y en *S. longicornis* la terminación es recta.

Esta especie ha sido reportada como *Cichlidogyrus longicornis* parasitando a *O. niloticus* en Uganda, Egipto, Filipinas (en Pariselle y Euzet, 1995); a *O. mortimeri* en Lago Kariba, Zimbabue (Douëllou, 1993); y a *Sarotherodon galilaeus* y *Tilapia zillii* en Ghana. Y como *S. longicornis* en *O. niloticus* Lago Ayamé, Río Bia, Costa de Marfil, Río Comoé en Abengourou y en la estación de investigación IDESSA en Bouaké (Pariselle y Euzet, 1995).

En México, esta especie se ha reportado parasitando a *O. aureus* y *Vieja fenestrata* en el Lago Catemaco, Veracruz; a *O. niloticus* en estanques del CINVESTAV, Mérida, Yucatán (Jiménez García *et al*., 2001) como *Cichlidogyrus longicornis*; y a *O. aureus*, estanques acuícolas, División Académica de Ciencias Agropecuarias, Unidad Sierra y en *O. niloticus,* Centro Acuícola Municipio del Centro, Tabasco como *S. longicornis* (Salgado-Maldonado, 2006).

***Dactylogyrus baueri*** Gussev, 1955

Descripción: Cuerpo pequeño. Lóbulos cefálicos moderadamente desarrollados; tres pares de órganos cefálicos; dos pares de ocelos equidistantes. Opistohaptor corto. Un par de macroganchos, raíz superficial y punta alargada. Una sola barra delgada y alargada con los extremo ligeramente ensanchados. Catorce microganchos. Órgano copulador masculino tubular; pieza accesoria tubular, en su parte distal presenta una estructura bifurcada con forma de gancho que al cruzarse forman una argolla.

Hospedero: *Carassius auratus*.

Sitio de infección: Branquias.

Localidad: Los huajes, Chinameca, Ayala.

Comentarios: *Dactylogyrus baueri* difiere de *Dactylogyrus dulkeiti* por el tamaño de los macroganchos, 41 y 23 contra 101 y 49, respectivamente (medidas de Caspeta-Mandujano *et al*., 2009).
*Dactylogyrus baueri* originalmente descrita de *C. auratus* en la cuenca del lago Khanka, Checoslovaquia, se ha reportado en Río Sefid-Rood, provincia de Guilan, Irán en el pez introducido *C. auratus gibelio* (Shamsi *et. al*., 2009). Este es el primer reporte de *D. baueri* en México.

***Dactylogyrus extensus*** Muller y Van Cleave, 1932

Descripción: Gusanos grandes de cuerpo alargado. Lóbulos moderadamente desarrollados. Tres pares de órganos cefálicos. Dos pares de ocelos, el par anterior más junto. Un par de macroganchos. Base con una pequeña perforación en el centro. Raíces bien desarrolladas con terminación truncada, raíz superficial más larga que la profunda, mango recto punta ligeramente curvada. Barra ligeramente ensanchada en la parte media. 14 microganchos, dilatados en su parte proximal, pulgar dirigido hacia arriba. OCM tubular; pieza accesoria tubular con terminación ornamentada.

Hospedero: *Cyprinus carpio*.

Sitio de infección: Branquias.

Localidad: Ornapez, Ayala, Ayala.

Comentarios: A pesar de que *Dactylogyrus extensus* se distingue por ocasionar daños en las branquias de sus hospederos, esta es desplazada por *D. vastator* una vez que este último infecta al mismo

hospedero. Actualmente, *D. extensus* presenta una distribución global debido a la distribución de *C. carpio* con fines de acuacultura. *D. extensus* ha sido reportada en repetidas ocasiones en diferentes países: Estados Unidos (1957), Israel (1964), Alemania (1966, 1975), Mongolia (1969), Japón (1976), Italia (1977), Inglaterra (en peces importados de Europa) (1987) (Hoffman, 1999). En México se ha reportado desde 1969 en *Cyprinus carpio* en el Estado de México (Salgado-Maldonado y Rubio-Godoy, 2014) y en *Ictalurus punctatus* en Coahuila y Nuevo León (De Witt, 1992).

***Dactylogyrus formosus*** Kulwieć, 1927

Descripción: Cuerpo pequeño. Lóbulos cefálicos pobremente desarrollados. Dos pares de ocelos, el par posterior más grande y juntos que el par anterior, gránulos grandes y redondos. Un par de macroganchos, raíz superficial y punta alargadas y con una delicada curvatura; raíz profunda escasamente desarrollada. Una barra delgada con extremos ligeramente ensanchados. Catorce microganchos, dilatados en su parte proximal, pulgar dirigido hacia arriba y filamento extendiéndose ¾ del cuerpo. Órgano copulador masculino ensanchado en su porción media y terminación aguda; pieza accesoria con una estructura en forma de gancho en su región distal y dos puntas cortas en su extremo distal derivadas de una bifurcación anterior.

Hospedero: *Carassius auratus*.

Sitio de infección: Branquias.

Localidad: El invernadero, El Vergel, Ayala.

Comentarios: *Dactylogyrus formosus* se asemeja a *Dactylogyrus baueri* y *D. dulkeiti* en la forma de los macroganchos, pero difiere de éstas dos en la curvatura de la raíz superficial y la punta, la cual termina casi a la altura de la raíz superficial. En cuanto al órgano copulados masculino, en *D. baueri* es un tubo delgado y alargado comparado con el de *D. formosus* el cual es ancho, mientras que en *D. dulkeiti* el OCM es un tubo delicado y ligeramente curveado. En cuanto a la pieza accesoria, *D. formusos* se distingue de estas dos especies por presentar una bifurcación en se extremo distal.

Originalmente descrita de *Cyprinus* sp. en Polonia; también se ha reportado en *C. auratus* en Rusia y Suecia (Yamaguti, 1963) y recientemente en China central (Tu, *et al.*, 2015). El presente trabajo es primer reporte de *D. formosus* para México.

***Dactylogyrus intermedius*** Wegener, 1909

Descripción: Cuerpo fusiforme. Lóbulos cefálicos moderadamente desarrollados. Dos pares de ocelos. Un par de macroganchos con raíces truncadas; raíz superficial más larga que la profunda. Una barra recta con extremos ensanchados. Catorce microganchos de dos diferentes tamaños, dilatados en su región proximal. Órgano copulador masculino tubular; pieza accesoria tubular con terminación en forma de gancho.

Hospedero: *Carassius auratus*

Sitio de infección: Branquias.

Localidad: Los huajes, Chinameca, Ayala.

Comentarios: *Dactylogyrus intermedius* es parecida a *D. vastator* en cuanto a la morfología de los macroganchos pero difiere de ésta en la base y la terminación de la punta de los macroganchos. En *D. vastator* ambas raíces presentan el mismo tamaño.
*Dactylogyrus intermedius* también se ha reportado como parásito de Cyprinus carpio en Europa y Morelos (Yamaguti, 1963; Caspeta-Mandujano et al., 2009).

***Dactylogyrus vastator*** Nybelin, 1924

Gusanos robustos. Tres pares de órganos cefálicos. Dos pares de ocelos, el segundo par con una separación mayor entre ellos. Un par de macroganchos, con raíces divergentes de tamaño similar, mango curveado alargado, punta con curvatura. Catorce microganchos de dos diferentes tamaños con la región próxima dilatada.
Hospedero: *Carassius auratus*.

Sitio de infección: Branquias.

Localidad: Los huajes, Chinameca, Ayala; Linda vista, Ayala, Ayala; Los amates, Ayala, Ayala; Grupo carsal, Chinameca, Ayala; Los Guayabitos, Chinameca, Ayala, Ayala; La Palma, San Vicente de Juárez, Ayala.

Comentarios: *Dactylogyrus vastator* es parecida a *D. intermedius* en cuanto al complejo copulatorio pero difiere de ésta en la base y la terminación de la punta de los macroganchos. En *D. intermedius* la raíz superficial es más larga que la profunda, mientras que en *D. vastator* ambas raíces presentan el mismo tamaño.
Se ha reportado que *Dactylogyrus vastator* provoca enfermedad en juveniles de *Carassius auratus* y *Cyprinus carpio* (ciprínido) debido a una hiperplasia en el epitelio y en las células de la mucosa (Cone, 1999).

***Gyrodactylus kobayashii*** Hukuda, 1940

Descripción: Cuerpo alargado. Opistohaptor bien definido. Complejo copulatorio posterior a la faringe, armado con una espina apical larga y seis espinas pequeñas. Un par de macroganchos, la raíz representa aproximadamente un tercio de la longitud total. Barra profunda recta. Barra superficial con pequeñas protuberancias dirigidas anteriormente; membrana semicónica. Dieciséis microganchos, pulgar ligeramente alargado, triangular, talón romboide, filamento $^{1}/_{2}$ del tallo total.

Comentarios: *Gyrodactylus kobayashii* originalmente descrito de *Carassius auratus* se asemeja a *Gyrodactylus gurleyi* pero difiere en la forma del microgancho. En *G. kobayashii* el talón tiene una forma romboidal, mientras que en *G. gurleyi* es redondeado.

***Diapharocleidus armillatus*** Jogunoori, Kritsky y Venkatanarasaiah, 2004

Descripción: Cuerpo aplanado dorsoventralmente, la región más ancha se encuentra en la parte posterior del tronco al nivel de las gónadas. Lóbulos cefálicos moderadamente desarrollados; órganos cefálicos 3 pares bilaterales; glándulas cefálicas indistintas. Dos pares de ocelos. Gránulos accesorios muy pocos y en algunos ejemplares, entre el esófago y faringe. Faringe subesférica. Haptor con dos pares de macroganchos y 14 microganchos de dos tamaños diferentes. Macroganchos similares, raíz superficial alargada y raíz profunda corta en forma de botón; mango ligeramente curveado y punta alargada extendiéndose a la altura de la raíz superficial. Barra superficial en forma de V con terminaciones bulbosas. Barra profunda en forma de V terminaciones ligeramente anchas, estrechándose en la región media de la barra. Órgano copulador masculino delicado, una base redondeada con pestañas en la parte proximal y distal, tubo en forma de espiral con 2 anillos en dirección a las manecillas del reloj. Pieza accesoria variable, sirviendo como guía de la parte distal el órgano copulador masculino. Canal vaginal tubo delgado, en la parte distal con forma de embudo.

Hospedero: *Gymonocorymbus ternetzi*.

Sitio de infección: Branquias.

Localidad: Aquafish, Galeana, Zacatepec; Tropiez, Xochitepec, Xochitepec.
Comentarios: *Diapharocleidus armillatus* es parecida a *D. kabatai* (Molnar, Hanek y Fernando, 1974) ambas presentan la raíz superficial alargada en los macroganchos ventrales, pero difiere de ésta en las terminaciones de la barra superficial, bulbosas y alargadas, respectivamente. Además, la forma de espiral del órgano copulador masculino presenta dos anillos y en *D. kabatai* de 1 – 1½ (morfología tomada de Mendoza-Franco *et al*., 2009)

*Diapharocleidus armillatus* es la especie tipo y fue descrita a partir de hospederos exóticos, *Gymnocorymbus ternetzi,* provenientes de las ciudades de Hyderabad y Secunderabad, India (Jogunoori *et al.,* 2004).

***Unilatus unilatus*** Mizelle y Kritsky, 1967

Descripción: Cuerpo alargado, tegumento liso. Lóbulos cefálicos incipientes o ausentes. Faringe subesférica. Haptor ligeramente ovalado. Un par de estructuras en forma de cuña asociadas con el pedúnculo (por arriba de los macroganchos anteriores). Macrogancho anterior con raíz superficial alargada y truncada. Macrogancho posterior con un borde basal esclerotizado, punta doblada un máximo de 90°. Barras curvadas. Microgancho con pie cónico. Órgano copulador masculino alargado, región proximal y distal con un espiral, base con forma de perilla. Pieza accesoria bífida en la parte distal. Vagina sinestral o ventral, tubo expandido asociado a un receptáculo seminal

parcialmente encerrado. Huevo alargado con un filamento bífido.

Hospedero: *Hypostomus* sp.

Sitio de infección: Branquias.

Localidad: Consorcio Lugo-Galeana, Los Pinos, Jiutepec.

Comentarios: *Unilatus unilatus* se puede separar fácilmente de las otras especies de *Unilatus* por la morfología de sus macroganchos y barras; la raíz superficial del macrogancho anterior de *U. brittani* y *U. irae* Branches y Domingues, 2014 es alargada y truncada igual que en *U. unilatus* pero los extremos de la barra posterior están proyectados posteriormente.

Mendoza-Palmero *et al.* (2012) consideran a *U. brevispinus* Soriano, 1985 como sinónimo de *U. unilatus* debido a la similitud de la morfología y morfometría.

Originalmente *U. unilatus* fue descrita por Mizelle y Kritsky (1967) de *Hypostomus* sp., en Brasil (del Río Basin Amazona) y se ha reportado parasitando a otros hospederos *Hypostomus iheringii, H. regani, H. Strigaticeps, Pterigoplichthys multiradiatus* (en Cohen *et al.,* 2013); y en Perú en *Pterigoplichthys anisitsi* (Mendoza-Palmero *et al*., 2012).

***Trianchoratus acleithrium*** (Price y Berry, 1966) Mizelle y Kritsky, 1969

Descripción: Cuerpo pequeño. Dos lóbulos cefálicos, tres pares de órganos cefálicas. Dos pares de ocelos, el segundo par más pequeño y separados entre si. Faringe esférica. Pedúnculo ausente. Opistohaptor ligeramente más ancho que el prohaptor, bilobulado, presenta un área muscular bilobulada en la superficie ventral del opistohaptor. Tres macroganchos y un gancho vestigial. Sin barras. Catorce microganchos Macrogancho dorsal con raíz superficial alargada; raíz profunda semitruncada y más corta que la superficial, punta con terminación aguda. Gancho vestigial con punta delgada y la base ensanchada. Macroganchos ventrales con raíces profundas conícas, raíz superficial más larga que la profunda, mango ligeramente curveado y punta delicada. Microganchos con pulgar dirigido hacia arriba. Filamento $^{2}/_{3}$ del pie. Órgano copulador masculino delicado, tubo en espiral que forma un anillo, el cual pasa por la pieza accesoria. Pieza accesoria casi tubular de la que sobresale una estructura esclerotizada.

Comentarios: *Trianchoratus acleithrium* originalmente descrito de *Helostoma rudolfi* en una UPA de Milledgeville, Georgia, difiere de *T. trichogasterium* por la morfología de la base de los macroganchos ventrales. En *T. acleithrium* las raíces son diferentes entre ellas y no divergen como en *T. trichogasterium* que además presentan tamaños similares.

Otras localidades Sumatra, Borneo, Java, Malasia y Tailandia (Price y Berry, 1966).

***Trianchoratus trichogasterium*** Lim, 1986

Descripción: Cuerpo pequeño. Dos lóbulos cefálicos, tres pares de órganos cefálicas. Dos pares de ocelos. Faringe esférica a ovalada. Pedúnculo ausente. Opistohaptor ligeramente más ancho que el prohaptor. Tres macroganchos y un gancho vestigial. Sin barras. Catorce microganchos. Macroganchos ventrales con raíces bien diferenciadas, formando una V en la base, raíz superficial más larga, raíz profunda con terminación cónica. Macrogancho dorsal más pequeño que los ventrales, raíz superficial más larga, raíz profunda semitruncada. Gancho vestigial delicado ligeramente curveado. Microganchos con pulgar deprimido. Filamento $^{2}/_{3}$ del pie. Órgano copulador masculino delicado, tubo en espiral que forma un anillo. Pieza accesoria casi tubular de la que sobresale una estructura esclerotizada que se divide en la región distal formando dos ganchos que se encuentran la parte terminal.

Hospedero: *Trichogaster trichopterus*.

Sitio de infección: Branquias.

Localidad: Los Pinos, Jiutepec, Galeana, Zacatepec.

Comentarios: *Trianchoratus trichogasterium* originalmente descrito de *Trichogaster trichopterus* en Tasek Bera, Pahang, Malasia difiere de otras especies de *Trianchoratus* en la forma de los macroganchos ventrales. *T. leerium* la raíz profunda está dirigida hacía la raíz superficial, mientras que

en *T. trichogasterium* se mantiene recta, al margen del mango. Las piezas accesorias en ambas especies son muy similares pero difieren en el tamaño y curvatura del gancho que encuentra enla región terminal de la pieza accesoria.

**Dactylogyridae gen. sp.**

Descripción: Gusanos pequeños 104 (86-114), cuerpo robusto. Dos pares de ocelos, con presencia o no de gránulos accesorios. Un par de macroganchos 15 (10-21) longitud, 6 (3-10) base, y de 15 a 16 microganchos 14 (13-16). Macroganchos simples con variabilidad morfológica, raíces no definidas, perforación en la base de los macroganchos, ausente en algunos. Sin barra. No se observó el complejo copulador.

Hospedero: *Pangasianodon hypophthalmus*.

Sitio de infección: Aletas.

Localidad: La buena fortuna, Jojutla.

Comentarios: La identificación de estos especímenes no fue posible debido a que no se distinguían los órganos internos y el órgano copulador no fue observado, lo que daba la impresión de ser monogeneos jóvenes, es decir, en proceso de desarrollo. Además, la variabilidad morfológica en los ganchos también se puede interpretar como estuviera en proceso de desarrollo.

***Thaparocleidus caecus*** (Mizelle y Kritsky, 1969) Lim, 1996

Descripción: Cuerpo alargado. Lóbulos cefálicos moderadamente desarrollados o ausentes, órganos cefálicos de cuatro a cinco pares. Ocelos ausentes. Gránulos accesorios redondos escasos distribuidos en el primer tercio. Faringe esférica a ovalada. Pedúnculo pobremente definido o ausente. Haptor ovalado. Dos pares de macroganchos y 14 microganchos. Macrogancho ventral pequeño, base con raíces pobremente desarrolladas y una perforación en la parte ancha de la base; mango curveado con punta recta. Macrogancho dorsal más grande que el ventral, raíz superficial alargada, raíz profunda pobremente desarrollada; sobre la raíz superficial una estructura triangular con terminación aguda. Barra superficial en forma de V. Barra profunda ancha, con perforaciones en cada uno de sus extremos. Microganchos delicados con pulgar deprimido; el filamento abarca $^{2}/_{3}$ del pie. Órgano copulador masculino tubular en forma de S con una pequeña espina cerca de la región terminal; pieza accesoria dividida en dos, terminación en punta con una ligera curvatura y en la sección proximal presenta un surco.

Hospedero: *Pangasianodon hypophthalmus*.

Sitio de infección: Branquias.

Localidad: Bettafish, Chiconcuac, Xochitepec.

Comentarios: Originalmente descrita de un pez Siluriforme no identificado de Tailanda. Los especímenes examinados mostraron ligeras diferencias de las que menciona Lim (1990), en algunos especímenes se observaron un par de ocelos y en otros sólo gránulos accesorios redondeados en la región cefálica, esta observación coincide con la descripción original de Mizelle y Kritsky (1969).

***Thaparocleidus siamensis*** (Lim, 1990) Lim, 1996

Descripción: Cuerpo alargado. Lóbulos cefálicos pobremente desarrollados; tres pares de órganos cefálicos; dos pares de ocelos con gránulos redondos; el par anterior ligeramente más pequeño. Faringe esférica a ovalada. Haptor alargado con dos pares de macroganchos y 14 microganchos. Macrogancho ventral con base ancha y perforada; raíces definidas; raíz superficial semitruncada, raíz profunda con terminación cónica. Macrogancho dorsal sin raíces con una pieza larga sobre la base, en el extremo distal termina en punta. Barra superficial delgada en forma de V, extremos ligeramente ensanchados. Barra profunda ancha, terminaciones ligeramente estrechas dirigidas anteriormente. Órgano copulador masculino, tubo ondulado largo, rodeado de una estructura ligeramente esclerotizada que se ensancha en la parte distal siendo la pieza accesoria. Microgancho de dos formas el par 2 con un pulgar pequeño y dirigido hacia arriba.

Hospedero: *Pangasianodon hypophthalmus*.

Sitio de infección: Branquias.

Localidad: Bettafish, Chiconcuac, Xochitepec; La buena fortuna, Jojutla, Jojutla.

Comentarios: Originalmente descrita de *Pangasius sutchi* de dos UPAs en Puchong y Melaka en Malasia. *Thaparocleidus siamensis* se une a la lista de monogeneos introducidos a México junto con su hospedero *Pangasianodon hypophthalmus* con fines de acuacultura.

***Gyrodactylus poeciliae*** Harris y Cable, 2000

Descripción: Cuerpo fusiforme con dos lóbulos. Órgano copulador esférico, armado con gancho largo y al rededor con 5 pequeñas espinas. Haptor ovalado. Macrogancho con mango recto. Barra profunda con secciones basales expandidas reduciéndose considerablemente en el centro de la misma. Barra superficial con protuberancias prominentes que se extienden 2/3 de la distancia de la raíz a sus extremidades. Membrana de la barra superficial larga, más ancha en la parte anterior y con la punta truncada. En su región posterior terminal la membrana presenta una pequeña división y en la región anterior estriaciones. Microganchos, hoz estrecho con punta pequeña.

Hospedero: *Poecilia reticulata*.

Sitio de infección: Aletas.

Localidad: Huertas de Cuautla, Tlayecac, Ayala; Exopez, Temilpa Viejo, Tlaltizapan; Agua fría, San José de Pala, Tlaquiltenango.

Comentarios: La clave para separar a las especies de *Gyrodactylus* parasitas de poecílidos son los microganchos (Rubio-Godoy *et al*., 2010). El hoz del microgancho de *G. poeciliae* es muy parecido al de *G. costaricensis* Kritsky y Fritts, 1970, ambos presenta una punta pequeña y pulgar profundo, sin embargo, el pulgar de *G. poeciliae* es más grande y el puente no presenta un inclinación tan marcada como en *G. costaricensis*.

A la fecha, se conocen 11 especies de *Gyrodactylus* parásitos de poecílidos: *Gyrodactylus bullatarudis* Turnbull, 1956, *Gyrodactylus costaricensis* Kritsky y Fritts, 1970, *Gyrodactylus cytophagus* Paperna, 1968, *Gyrodactylus gambusiae* Rogers y Wellborn, 1965, *Gyrodacrylus melleri* Harris y Cable, 2000, *Gyrodactylus pictae* Cable, van Oosterhout, Barson y Harris, 2005, Cable, van Oosterhout, Barson y Harris, 2005, *Gyrodactylus poeciliae* Harris y Cable, 2000, *Gyrodactylus rasini* Lucky, 1973, *Gyrodactylus turnbulli* Harris, 1986, *Gyrodactylus jarocho* y *Gyrodactylus xalapensis* Rubio-Godoy, Paladini, García-Vásquez y Shinn, 2010 (Harris y Cable, 2010; Rubio-Godoy *et al*., 2010).

*Gyrodactylus poeciliae* originalmente descrito de *Poecilia caucana* en La Concepción, Venezuela (Harris y Cable, 2010) no se ha reportado parasitando otro hospedero, por lo que el presente estudio aporta el registro de un nuevo hospedero y es el primer reporte de dicho monogeneo para México.

***Neotetraonchus vegrandis*** Kritsky, Mendoza-Franco, Bullard y Vidal-Martínez, 2009

Descripción: Organismos grandes de cuerpo alargado. Lóbulos moderadamente desarrollados. Tres pares de órganos cefálicos. Ocelos equidistantes. El primer par más pequeño que el segundo. Opistohaptor subhexagonal, dos pares de macroganchos y 14 microganchos, presencia de una estructura esclerotizada en la región anterior, *"onchium"*, entre el par 1 de los microganchos. Macroganchos ventrales, base redondeada con un filamento dirigido hacia la punta, mango curveado, punta con dos curvaturas. Macroganchos dorsales, base carente de raíces, mango y punta ligeramente curvados. Barra superficial ancha en forma de U invertida con una corta proyección en la parte media, dirigida anteriormente. Barra profunda arqueada con proyecciones en forma de espinas, dirigidas anteriormente, extremos ensanchados. Microganchos morfológicamente diferentes. Órgano copulador masculino con una base pequeña y expandida en su región proximal, seguida de un anillo. Pieza accesoria delicada.

Hospedero: Siluriformes.

Sitio de infección: Branquias.

Localidad: Galeana y Poza honda, Zacatepec.

Comentarios: *Neotetraonchus vegrandis* originalmente descrita de *Ariopsis guatemalensis* en Laguna de Tres palos, costa del pacífico, México morfológicamente es muy similar a *Neotetraonchus bravohollisae* pero difiere de esta última en el tamaño del complejo copulatorio (57-80, 79-101, respectivamente).

## LITERATURA CITADA


Amaya-Huerta, D, Almeyda-Artigas, R. J. 1994. Confirmation of *Centrocestus formosanus* (Nishigori, 1924) Price, 1932 (Trematoda: Heterophyidae) in Mexico. Research and Reviews in Parasitology. 54: 99-103.

Bilong-Bilong, C. F., L. Euzet, E. Birgi. 1996. Monogenean stomach parasites of cichlid fishes from Cameroon: Two new species of the genus *Enterogyrus* Paperna, 1963 (Ancyrocephalidae). *Systematic Parasitology*. 34: 37–42.

Caspeta, M. J. M. 1996. Helmintos parásitos de *Ilyodon whitei* (Pises: Goodeidae) en el río Amacuzac, localidad "El Chisco" municipio de Jojutla, Morelos, México. Tesis Maestría en Ciencias. Facultad de Ciencias Agropecuarias. Universidad Autónoma del Estado de Morelos.

Caspeta-Mandujano J. M., Mejía-Mojica H. 2004. Seasonal dynamics of the occurrence and maturation of *Rhabdochona canadensis* in its definitive host, *Notropis boucardi*, of the Chalma River, State of Morelos, Mexico. Helminthologia. 41: 121-123.

Caspeta-Mandujano J. M., Moravec F., Delgado-Yoshino M. A., Salgado-Maldonado G. 2000. Seasonal variations in the occurrence and maturations of the nematode *Rhabdochona kidderi* in *Cichlasoma nigrofasciatum* of the Amacuzac River, Mexico. Helminthologia. 37: 29-33.

Caspeta-Mandujano J. M., Cabañas-Carranza G., Mendoza-Franco E.F. 2009. Helmintos parásitos de peces delceacuicolas mexicanos (Caso Morelos). Universidad Autónoma del Estado de Morelos, AGT EDITOR. 129 pp

Cohen, C. S., Justo, M. C. N., Kohn, A. 2013. South American monogenoidea parasites of fishes, amphibians and reptiles. Rio de Janeiro: Ed. Oficina de livros. 663 p.

Cone D. K. 1999. Monogenea (Phylum Platyhelminthes). En P. T. K. Woo (edit.). Fish Deseases and Disorders. CABI Publishing. U.K. p. 289-327.

Douëllou L. 1993. Monogeneans of the genus *Cichlidogyrus* Paperna 1960 (Dactylogyridae: Ancyrocephalinae) from cichlid fishes of Lake Kariba (Zimbabwe) with description of five new species. Systematic Parasitology 25: 159-186.

Chávez M. A. 2014. Helmintos parásitos de *Heterandria bimaculata* (Teleostei: Poeciliidae) en el Arroyo San Andrés de la Cal, Tepoztlán, Morelos. Tesis Licenciatura. Facultad de Ciencias Biológicas. Universidad Autónoma del Estado de Morelos.

CONABIO Y UAEM. 2005. La Diversidad Biológica en Morelos. Estudio de Estado. Contreras MacBeath, T., J.C. Boyás, F. Jaramillo (Editores). Comisión Nacional para el Uso y la Biodiversidad y Universidad Autónoma del Estado de Morelos. México.

Delgado Y. M. A. 1998. Helmintos parásitos de *Cichlasoma* (*Archocentrus*) *nigrofasciatum* (Pises: Cichlidae) en el río Amacuzac, localidad "El Chisco" municipio de Jojutla, Morelos, México. Tesis Licenciatura. Facultad de Ciencias Biológicas. Universidad Autónoma del Estado de Morelos.

De Witt, M. G. S. 1992. Tremátodos monogeneos en peces dulceacuícolas del noreste de México y su relación con algunos factores ecológicos. Tesis de Maestría. Universidad Autónoma de Nuevo León. 68 pp.

Ergens, R. 1981. Nine species of the genus *Cichlidogyrus* Paperna, 1960 (Monogenea: Ancyrocephalinae) from Egyptian fishes. *Folia Parasitologica*. 28: 205-214.

Flores S. M. T. 1998. Comparación de los helmintos parásitos de *Hybopsis boucardi* (Günther, 1968) (Pisces: Cyprinidae) en dos localidades del Municipio de Coatlán del Río en el estado de Morelos, México. Tesis Licenciatura. Facultad de Ciencias Biológicas. Universidad Autónoma del Estado de Morelos.

Flores-Crespo C. J., Ibarra V. F., Flores C. R., Vázquez P. C. G. 1992. Variación estacional de *Dactylogyrus* sp. en dos unidades productoras

de tilapia del estado de Morelos. Técnicas Pecuarias de México. 30: 109-118.

Flores-Crespo J., R. Flores-Crespo. 2003. Monogeneos, parásitos de peces en México: estudio recapitulativo. *Técnica Pecuaria*. 41(2): 175-192.

García-Vásquez, A., H. Hansen, K. Christison, J. Bron, A. Shinn. 2011. Description of three new species of Gyrodactylus von Nordmann, 1832 (Monogenea) parasitising *Oreochromis niloticus niloticus* (L.) and *O. mossambicus* (Peters) (Cichlidae). *Acta Parasitologica*. 56: 20-33.

Granados-Ramírez J.G., Gómez-Marquez J.L., Peña-Mendoza B., Martínez-Alaníz M. 2014. Inventario de cuerpos de agua del estado de Morelos. Universidad Autónoma del Estado de Morelos, AGT EDITOR. 355 pp.

Harris, P., J. Cable. 2010. *Gyrodactylus poeciliae* n. sp. and G. milleri n. sp. (Monogenea: Gyrodactylidae) from *Poecilia caucana* (Steindachner) in Venezuela. *Systematic Parasitology*. 47(2): 79–85.

Harris, P. D., A. P. Shinn, J. Bakke, T. A. Cable. 2004. Nominal species of the genus *Gyrodactylus* von Nordmann 1832 (Monogenea: Gyrodactylidae), with a list of principal host species. *Systematic Parasitology*. 59: 1-27.

Hoffman, G. L. 1999. Parasites of North American freshwater fishes. Comstock Publishing Associates. U.S.A. 539 pp.

Jeronimo, G., Speak G., Cechinel, M., Goncalves E., Martins M. 2011. Seasonal variation on the ectoparasitis communities of Nile tilapia cultured in three regions in southern Brazil. Brazilian Journal of Biology, 71: 365-373.

Jogunoori, W., D.C. Kritsky, J. Venkatanarasaiah. 2004. Neotropical Monogenoides. 46. Three new species from the gills of introduced aquarium fiches in India, the proposal of *Heterotylus* n. g. and *Diaphorocleidus* n. g., and the reassignment of some previously described species of *Urocleidoides* Mizzelle & Price, 1964 (Polyonchoinea: Dactylogyridae). *Systematic Parasitology*. 58: 115-124.

Kritsky, D.C., V. M. Vidal-Martínez, R. Rodríguez-Canul. 1994. Neotropical Monogenoidea. 19. Dactylogyridae of cichlids (Perciformes) from the Yucatan Peninsula, with descriptions of three new species of *Sciadicleithrum* Kritsky, Thatcher and Boeger, 1989. *Journal-Helminthological Society Washington*. 61(1): 26–33.

Kritsky, D.C., V. Thatcher, W.A. Boeger. 1986. Neotropical Monogenea. 8. Revision of *Urocleidoides* (Dactylogyridae, Ancyrocephalinae). *Proceedings of the Helminthological Society of Washington*. 53(1): 1–37.

Kritsky, D.C., Thatcher, W. A. Boeger. 1989. Neotropical Monogenea. 15. Dactylogirids fro the gills of Brazilian Cichlidae with proposal of *Sciadicleitrum* gen. n. (Dactylogyridae). Proceedings of the Helminthological Society of Whashington. 56(2): 128-140

Lim L. H. S. 1990. *Silurodiscoides* Gussev, 1961 (Monogenea: Ancyrocephalidae) from *Pangasius sutchi* Fowler, 1931 (Pangasidae) cultured in Peninsular Malaysia. *Raffles Bulletin of Zoology*. 38(1): 55-63.

Malpica R. E. Helmintos parásitos de *Oreochromis niloticus* (Pisces: Cichlidae) en las Unidades Piscícolas "El Jicarero" y "Tetlama", en el estado de Morelos. Tesis Licenciatura. Facultad de Ciencias Biológicas. Universidad Autónoma del Estado de Morelos.

Maneepitaksanti, W., K. Nagasawa. 2012. Monogeneans of *Cichlidogyrus* Paperna, 1960 (Dactylogyridae), gill parasites of tilapias, from Okinawa Prefecture, Japan. *Biogeography*. 14: 111-119.

Martínez D. A. 2004. Helmintos parásitos de *Girardichthys multiradiatus* (Meek, 1904) (Pisces: Goodeidae) en el Lago Tonatihua, Zempoala, Morelos. Tesis Licenciatura. Facultad de Ciencias Biológicas. Universidad Autónoma del Estado de Morelos.

Mejía-Mojica, H., Contreras-MacBeath, T. & Ruiz-Campos, G. 2015. Relationship between environmental and geographic factors and the

distribution of exotic fishes in tributaries of the balsas river basin, Mexico. Environ Biol Fish: 98: 611.

Mendoza-Franco, E. F., V. M. Vidal-Martínez, Y. Cruz-Quintana, F. L. Prats. 2006. Monogeneans on native and introduced freshwater fishes from Cuba with the description of a new species of *Salsuginus* Beverley-Burton, 1984 from *Limia vittata* (Poeciliidae). *Systematic Parasitology*. 64: 181–190.

Mendoza-Franco, E. F., R. G. Reina, M. E. Torchin. 2009. Dactylogyrids (Monogenoidea) parasitizing the gills of *Astyanax* spp. (Characidae) from Panama and southeast Mexico, a new species of *Diaphorocleidus* and a proposal for *Characithecium* n. gen. *The Journal of Parasitology*. 95(1): 46–55.

Jiménez-García M. I., V. M. Vidal-Martínez, S. López-Jiménez. 2001 Monogeneans in Introduced and Native Cichlids in México: Evidence for Transfer. *Journal of Parasitology*. 87(4): 907-909.

Madanire-Moyo, G. N., A. Avenant-Oldewage. 2014. A new locality and host record for *Enterogyrus coronatus* (Pariselle Lambert & Euzet (1991) in South Africa and a review of the morphology and distribution of *Enterogyrus* (Ancyrocephalidae) species. *Helminthologia*. 51(1): 13–22.

Mendoza-Palmero, C. A., T. Scholz, E. Mendoza-Franco, R. Kuchta. 2012. New species and geographical records of dactylogyrids (Monogenea) of catfish (Siluriformes) from the Peruvian Amazonia. *The Journal of parasitology*. 98(3): 484–97.

Mizelle, J. D., D. C. Kritsky. 1967. *Unilatus* gen. n., a Unique Neotropical Genus of Monogenea. *The Journal of parasitology*. 53(5): 1113–1114.

Mizelle, J.D. and D.C. Kritsky. 1969. Studies on Monoenetic Trematodes. XXXIX. Exotic Species of Monopisthocotylea with the Proposal of *Archidiplectanum* gen. n. and Longihaptor gen. n. American Midland Naturalist. 81(2): 370–386.

Mugica R. E. 2008. Helmintos parásitos de *Astyanax aeneus* (Cuvier, 1810) (Pisces: Characidae) en el Río Cuautla, localidad Tlayecac en el estado de Morelos. Tesis Maestría.

Paperna I. 1960. Studies on monogenetic trematodes in Israel. 2. Monogenetic trematodes of cichlids. Bamidged. Bull Fish Cult Israel. 12: 20-33.

Pariselle, A., A. Lambert and L. Euzet. 1991. A new type of haptor in mesoparasitic monogeneans of the genus *Enterogyrus* Paperna, 1963, with a description of *Enterogyrus foratus* n. sp. and *E. coronatus* n. sp, stomach parasites of cichlids in West Africa. *Systematic Parasitology*. 20(3): 211–220.

Pariselle, A., L. Euzet. 1995. *Scutogyrus* gen. n. (Monogenea, Ancyrocephalidae) for *Cichlidogyrus longicornis minus* Dossou, 1982, *C. l longicornis*, and *C. I gravivaginus* Paperna and Thurston, 1969, with Description of Three New Species Parasitic on African Cichlids. *Journal-Helminthological Society Washington*. 62(2): 157–173.

Pariselle, A., L. Euzet. 1997. New species of *Cichlidogyrus* Paperna, 1960 (Monogenea, Ancyrocephalidae) from the gills of *Sarotherodon occidentalus* (Dagel) (Osteichthyes, Cichlidae) in Guinea and Sierra Leone (West Africa). *Systematic Parasitology*. 38: 221–230.

Pariselle, A., C. F. Bilong-Bilong, L. Euzet. 2003. Four new species of *Cichlidogyrus* Paperna, 1960 (Monogenea, Ancyrocephalidae), all gill parasites from African mouthbreeder tilapias of the genera *Sarotherodon* and *Oreochromis* (Pisces, Cichlidae), with a redescription of *C. thurstonae* Ergens, 1981. *Systematic Parasitology*. 56(3): 201–210.

Pariselle, A., L. Euzet. 2009. Systematic revision of dactylogyridean parasites (Monogenea) from cichlid fishes in Africa, the Levant and Madagascar. *Zoosystema*. 31(4): 849–898.

Prats L. F., P. M. Martínez, R. Silveira. 2012. Primer reporte de *Enterogyrus* Paperna, 1963 (Monogenea: Ancyrocephalidae) en tilapias de cultivo en cuba. *Revista electrónica de veterinaria*. 13(3): 1-12.

Price, C. E. y W. S. Berry. 1966. *Trianchoratus* a new genus of Monogenea. *Helmintological Society of Washington*. 33 (2): 201-203.

Přikrylová I., Matejusova N., Musilová M., Gelnar M. 2009. *Gyrodactylus* species (Monogenea, Gyrodactylidae) on the cichlid fishes of Senegal, with the description of *Gyrodactylus ergensi* n. sp. from Mango tilapia, *Sarotherodon galilaeus* L: (Teleostei: Cichlidae). Parasitology Research, 106: 1-6.

Přikrylová I., B. Radim, M. Gelnar. 2012. *Gyrodactylus malalai* sp. nov. (Monogenea, Gyrodactylidae) from Nile tilapia, *Oreochromis niloticus* (L.) and Redbelly tilapia, *Tilapia zillii* (Gervais) (Teleostei, Cichlidae) in the Lake Turkana, Kenya. *Acta Parasitologica*. 57:122-130.

Quintal, M. J. R. 2011. Análisis de monogeneos branquiales presentes en tilapias (Oreochromis niloticus) de granjas acuícolas del Municipio del Carmen, Campeche. Tesis. Universidad Autónoma del Carmen. Facultad de Ciencias Pesqueras. 72 pp.

Razo-Mendivil, U., Pérez-Ponce de León, G. & Rubio-Godoy, M. 2014. Integrative taxonomy identifies a new species of *Phyllodistomum* (Digenea: Gorgoderidae) from the twospot livebearer, *Heterandria bimaculata* (Teleostei: Poeciliidae), in Central Veracruz, Mexico. Parasitology Research (2013) 112: 4137.

Rubio-Godoy M., G. Paladini, A. García-Vásquez. 2010. *Gyrodactylus jarocho* sp. nov. and *Gyrodactylus xalapensis* sp. nov. (Plathelminthes: Monogenea) from Mexican poeciliids (Teleostei: Cyprinodontiformes), whit commentes on the known gyrodactylid fauna infecting poeciliid fish. *Zootaxa*. 2509: 1-29.

Salgado-Maldonado G. 2006. Checklist of helminth parasites of freshwater fishes from Mexico. *Zootaxa*, 1324:1-357.

Salgado-Maldonado G., Cabañas-Carranza G., Caspeta-Mandujano J. M., Soto-Galera E., Mayén-Peña E., Brailovsky D., Báez-Valé R. 2001. Helminth parasites of freshwater fishes of the Balsas River drainage, southwestern Mexico. Comp. Parasitol. 68: 196-203.

Salgado-Maldonado G., M. I. Vargas-Rodríguez, J. J. Campos-Pérez. 1995. Metacercariae of *Centrocestus formosanus* (Nishigori, 1924) (Trematoda) in freshwater fishes in Mexico and their transmission by the thiarid snail *Melanoides tuberculata*. Studies on Neotropical Fauna and Environment. 30:245-250.

Salgado-Maldonado, G., M. Rubio-Godoy. 2014. Helmintos parásitos de peces de agua dulce introducidos, en R. Mendoza y P. Koleff (coords.), *Especies acuáticas invasoras en México*. Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad, México, pp. 269-285.

Shamsi, S., B. Jalali y M. Aghazadeh Meshgi. 2009. Infection with *Dactylogyrus* spp. among introduced cyprinid fishes and their geographical distribution in Iran. Iranian Journal of Veterinary Research. 10(1): 70–74.

S.P.P. 1981. Síntesis Geográfica de Morelos. Secretaria de Programación y Presupuesto. México.

Tapia, O.M. 2015. Monogeneos (Platelmintos) de peces en Unidades de Producción Acuicola del estado de Morelos, México. Tesis Maestría, Facultad de Ciencias Agropecuarias.

Tripathi, A., N. Agrawal, N. Srivastava. 2010. Monogenoidea on exotic Indian freshwater fishes. 1. A new geographical record of *Sciadicleithrum iphthimum* Kritski, Thatcher and Boeger, 1989 (Dactylogyridae) with the first description of its eggs. Comparative Parasitology. 77(1): 83-86.

Tu, X., F. Ling, A. Huang and G. Wang. 2015. The first report of *Dactylogyrus formosus* Kulwiec, 1927 (Monogenea: Dactylogyridae) from goldfish (*Carassius auratus*) in central China. Parasitology Research. 1–8.

Vidal-Martínez V. M., M. L. Aguirre-Macedo, T. Scholz, D. González-Solís, E. F. Mendoza-Franco. 2001. Atlas of the Helminth parasites of cichlid fish of Mexico. Academia, Prague, Czechoslovakia. 165 pp.

Yamaguti, S. 1963. Monogenea and Aspidocotylea. Systema Helminthum Vol. IV Insersc. Pub. John Wiley and Sons. Inc. New York, 699 pp.



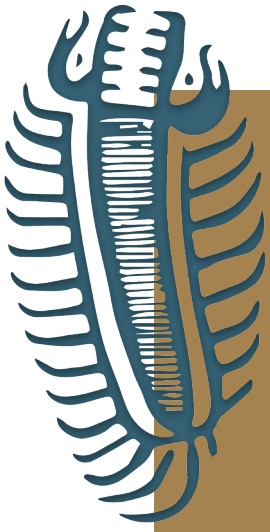
II

# BIODIVERSIDAD DE LAS FAMILIAS BRACHIONIDAE Y LECANIDAE (ROTIFERA: PLOIMIDA) EN EMBALSES

## BIODIVERSITY OF THE FAMILLIES BRACHIONIDAE AND LECANIDAE ( ROTIFERA : PLOIMIDA) IN RESERVOIRS



José Guadalupe Granados-Ramírez
José Luis Gómez-Márquez
Roberto Trejo-Albarrán
Petra Barragán-Zaragoza



El mayor número de especies representadas en el zooplancton dulceacuícola corresponde al Phylum Rotifera; debido principalmente a su origen estos organismos han podido colonizar con éxito la zona pelágica y litoral de cualquier reservorio epicontinental. Dentro del Orden Ploimida están las familias Brachionidae y Lecanidae, con 36 y 56 especies reportadas respectivamente para México; son de los grupos más diversos y con un amplio margen de variabilidad en sus adaptaciones, llegando a constituir una parte importante dentro del zooplancton. El estado de Morelos cuenta con más de un centenar de diferentes cuerpos de agua, situación que nos motivó a realizar el siguiente estudio:

Registrar la riqueza y distribución de las especies de las familias Brachionidae y Lecanidae en 100 cuerpos de agua del estado de Morelos. Se realizaron seis recolectas, tres en estiaje y tres en lluvias, en la zona litoral y en la zona limnética de cada ambiente, utilizando una red cónica, con poro de 50µ.

El resultado fue una riqueza de 17 especies y un género para la familia Brachionidae y 20 especies para la familia Lecanidae, destacando por su abundancia y frecuencia en los embalses de la zona cálida las especies: *Brachionus caudatus, B. calyciflorus*, *Lecane bulla y L. luna;* para los embalses de la zona templada tenemos por ejemplo a *B. quadridentatus, B. caudatus, Lecane hastata*; y en los lagos de zona fría los más dominantes fueron: *B. patulus, Kellicotia bostoniensis y Lecane hastata*. Se hace un análisis de la distribución de las especies por región climática.

The largest number of species represented in freshwater zooplankton corresponds to Phylum Rotifera, mainly due to their origin these organisms have been successfully colonize the pelagic and littoral any epicontinental reservoir. Within the Order Ploimida are Brachionidae and Lecanidae Families with 36 and 56 species respectively reported for Mexico are most diverse group with a wide range of variability in their adaptations and thus constitute an important part of the zooplankton. The state of Morelos has over a hundred different bodies of water, a situation that prompted us to make the following study: Register a richness and species distribution of Families Lecanidae and Brachionidae of 100 bodies of water in the state of Morelos. There were four you collect, two in shallow water and two rains in the coastal zone and in the limnetic zone of each environment, using a conical net with 50µ pore. The result was a richness of 17 species and one genus Brachionidae family and 20 species Lecanidae family, noted for its abundance and frequency in warm area reservoirs species: *Brachionus caudatus, B. calyciflorus, Lecane bulla* and *L. luna* for reservoirs of temperate for example *B. quadridentatus*, *B. caudatus, Lecane hastata*, and lakes of the most dominant cold zone were: *B. patulus, Kellicotia bostoniensis* and *Lecane hastata*. An analysis of the distribution of species by climatic region.

## INTRODUCCIÓN

México es un país que se caracteriza por poseer una variada topografía que ha favorecido la presencia de una gran diversidad de ambientes acuáticos, los cuales reciben nombres dependiendo de su origen, su ubicación y de su uso. El más reciente estudio sobre cuerpos de agua publicado en el Diario Oficial de la Federación del 28 de agosto del 2000, cita que a lo largo del país existen aproximadamente 13, 936 embalses epicontinentales, inundando un total de 1,165,051 hectáreas mismas que se encuentran distribuidas de manera muy heterogénea y con gran variedad de tamaños, encontrando más del 95.8% de estos cuerpos de agua con superficies que van de una a 100 hectáreas. El estado de Morelos cuenta con aproximadamente 240 cuerpos de agua, incluidos los lagos, las presas, embalses temporales como permanentes y los jagüeyes, con superficies muy diversas (la mayoría de 0.5 a 10 Ha); estos ecosistemas se encuentran ubicados en áreas urbanas, suburbanas de comunidades rurales y ejidales, todas ellas con diversas actividades agrícolas y pecuarias, situación que mantiene a estos ecosistemas sometidos a presiones antropogénicas continuas.

Por su ubicación y accidentada topografía los embalses del estado de Morelos han recibido poca atención sobre cualquier tipo de estudio, ya sea piscícola, limnológico o hidrobiológico. Dentro de la dinámica de cada uno de estos ecosistemas acuáticos, el plancton representa un componente vital en las redes tróficas y conocer su composición resulta ser de gran importancia biológica y ecológica; recientemente se han iniciado los estudios sobre la riqueza de especies zooplanctónicas de los embalses del estado de Morelos, con el propósito de conocer la biodiversidad de los grupos que lo componen y con exactitud contar con un listado y un mapa de distribución de cada una de las especies para la entidad.

Como antecedente podemos citar que en los últimos años se ha incrementado el conocimiento sobre la fauna de rotíferos de México, a tal grado que se tiene conocimiento general de este grupo en diversos cuerpos de agua ubicados en los estados de Guanajuato, Jalisco, Zacatecas, Michoacán, Colima, Sinaloa, Estado de México, el Distrito Federal, Aguascalientes, Morelia, Querétaro, Nayarit, Yucatán, Tabasco, Quintana Roo, San Luís Potosí, Tlaxcala, Baja California, Puebla, Veracruz y ahora Morelos, que representan no más del 68% de los estados del país, y todavía el conocimiento de la diversidad de este grupo en México continúa, teniendo en lista hasta el momento 303 especies (CONABIO, 2008).

Es importante señalar que dentro de los grupos del zooplancton dulceacuícola el Phylum Rotifera es el grupo más diverso, destacando por su frecuencia, por su abundancia y algunas veces por su dominancia las familias Brachionidae y Lecanidae. A nivel mundial actualmente se conocen del Phylum Rotifera un total de 2,030 especies aproximadamente (entre Monogononta y Bdelloidea), de las cuales 146 especies pertenecen a la familia Brachionidae y 203 especies para la familia Lecanidae (Segers, 2007). Los primeros trabajos taxonómicos que se realizaron en México registran un total de 203 especies (Sarma y Elías-Gutiérrez, 1997; Sarma y Elías-Gutiérrez, 1998; Sarma y Elías-Gutiérrez, 1999 a, b) y aunque el número de muestras analizadas de zooplancton todavía era bastante limitado. Sarmma en 1999, pública una nueva lista de especies actualizada de los rotíferos (Rotifera) de México, reportando ahora 283 especies, de las cuales 36 especies pertenecen a la familia Brachionidae y 56 especies a la familia Lecanidae; más tarde en el 2008 CONABIO, publica en su libro del *Capital Natural de México* un total de 39 especies de la familia Brachionidae y 57 especies de la familia Lecanidae, representando más del 45% de la riqueza total de las especies descritas para México.

De forma individual se han realizado una serie de trabajos en la región norte, centro y sur de la República Mexicana sobre el Phylum Rotifera, encontrando los siguientes resultados: por ejemplo Silva y Azabache (2000) identifican un total de diez especies del género *Brachionus* después de haber muestreado un total de 44 embalses en el estado de Aguascalientes. Serrania (2004) describe en su trabajo de rotíferos Monogonontos de la parte central de México, los siguientes resultados: para cinco embalses del Estado de México se registró

un total de 19 especies de la familia Brachionidae y 15 especies para la familia Lecanidae; para dos embalses el estado de Tlaxcala sólo contó especies de la familia Brachionidae y una especie de la familia Lecanidae; en seis embalses del estado de Hidalgo registra un total de 19 especies para ambas familias; en cinco cuerpos de agua del Distrito Federal el autor reporta un total de 16 especies para la familia Brachionidae y 19 especies de la familia Lecanidae y para el estado de Morelos reporta sólo para el lago Zempoala una especie de la familia Brachionidae y cuatro especies de la familia Lecanidae, de un total de 160 especies de rotíferos reconocidos durante este estudio, haciendo resaltar que los géneros *Lecane, Trichocerca* y *Brachionus* fueron los más diversos y abundantes en los 19 cuerpos de agua estudiados.

Para los embalses del estado de Morelos son escasos los trabajos que citan a estas dos familias: por ejemplo, Flores (1997) realizó un estudio sobre rotíferos como bioindicadores de calidad del agua, recolectando material del lago Zempoala considerándolo como ambiente natural, reconociendo al final del trabajo un total de 11 especies de la Familia Brachionidae y sólo cuatro especies de la familia Lecanidae; Granados *et al.* (2007) realizan un trabajo sobre la variación poblacional de los rotíferos de tres cuerpos de agua ubicados en la Sub-Cuenca del rio Cuautla, identificando un total de 12 especies de la familia Brachionidae y cinco de la familia Lecanidae; poco después Martínez (2007) reconoce a 13 especies de la familia Brachionidae y sólo cuatro especies de la familia Lecanidae, en un estudio realizado en los embalses del municipio de Tlayacapan. Trejo (2012) realiza un trabajo sobre la variación zooplanctónica en el lago Zempoala, registrando al final del trabajo sólo seis especies de la familia Brachionidae y una especie de la familia Lecanidae.

Con el fin de elaborar el inventario de los microinvertebrados planctónicos presentes en los diferentes cuerpos de agua del estado de Morelos, se tomaron en cuenta para este trabajo todo tipo de reservorios, desde los lagos naturales, hasta las presas, los bordos, las charcas y los jagüeyes; ya sea en periodo de estiaje o de lluvias; aquellos ubicados en el bosque bajo un clima frio hasta los que se localizaron en áreas de una selva baja caducifolia o matorral espinoso, bajo un clima cálido, recorriendo un gradiente altitudinal que va de los 2,900 msnm en la parte más alta (lagos de Zempoala) hasta la parte más baja que fue de 920 msnm en que se ubicó el lago de Tequesquitengo (figuras 1 y 2).




**Figura 1.** Se muestran el estado de Morelos y sus cabeceras municipales, marcando en oscuro la región hidrológica del Atoyac (a); los diferentes climas de la entidad (b) y el gradiente altitudinal (c). (Tomado de INEGI, 2004).

El resultado de las campañas de recolecta y monitoreo realizadas durante los últimos años por Investigadores de la FES-Zaragoza y las realizadas por el laboratorio de Invertebrados de la Facultad de Ciencias Biológicas de la UAEM, originó el siguiente mapa de distribución de los embalses del estado de Morelos (figura 2). El total de puntos georreferenciados en este mapa es de 154 cuerpos de agua, apreciando un mayor número de ellos en la región oriente (subcuenca del Río Atoyac) correspondiéndole un 38% y el resto de los embalses los encontramos distribuidos dentro de la región conocida como del alto Balsas (figura 2 a). En la figura 2b podemos observar las diferentes regiones climáticas y la cantidad de embalses ubicados en cada una de ellas.

Para el presente trabajo sólo se analizan los resultados obtenidos de 97 cuerpos de agua, repartidos en los diferentes niveles altitudinales y en los diferentes tipos de climas que prevalecen en la entidad.

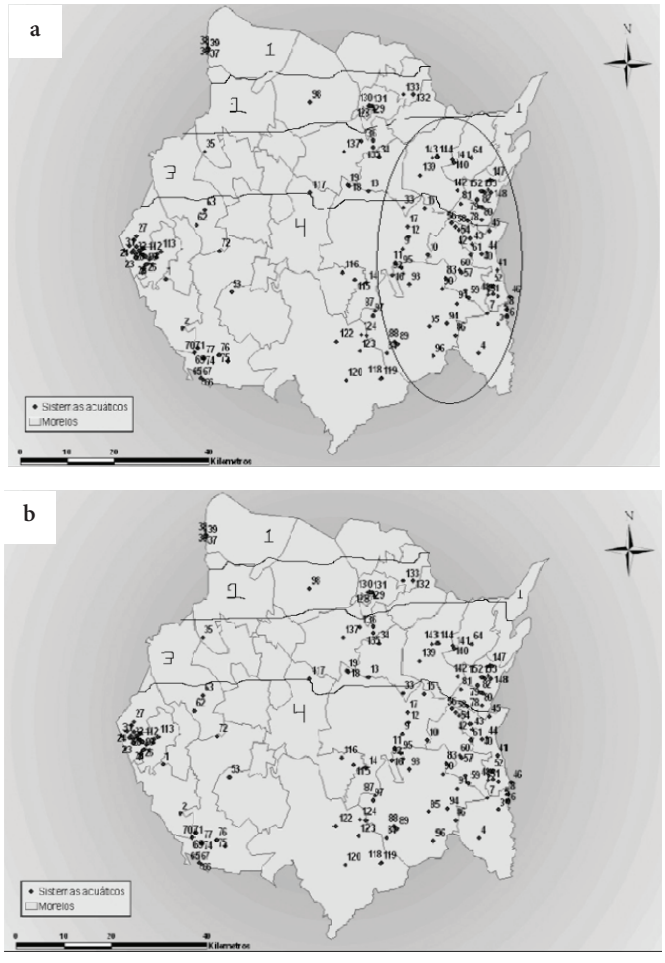



**Figura 2.** Distribución de los embalses en el estado de Morelos: a) se marca la subcuenca del río Atoyac; b) se marcan las zonas climáticas de la entidad: 1-2) clima de frio a templado, 3) clima semicálido y 4) clima cálido.

**Cuadro 1**: Especies reconocidas de las familias Brachionidae, Lecanidae y Trichocercidae, de los 97 embalses estudiados en el estado de Morelos.

| PHYLUM ROTATORIA CUVIER, 1817.<br>SUBCLASE MONOGONONTA PLATE, 1889.<br>SUPERORDEN PSEUDOTROCHA, KUTIKOVA, 1970.<br>1ORDEN PLOIMIDA HUDSON & GOSSE, 1886. | |
|---|---|
| **FAMILIA BRACHIONIDAE** | 31 *Lecane hamata* (Stokes, 1896) |
| 1 *Anuraeopsis fissa* (Gosse, 1851) | 32 *Lecane hastata* (Murray, 1913 |
| 2 *Brachionus patulus* (O. Müller, 1786) | 33 *Lecane ludwigii* (Eckstein, 1883) |
| 3 *Brachionus calyciflorus* Pallas, 1766 | 34 *Lecane lunaris* (Ehrenberg, 1832) |
| 4 *Brachionus caudatus* Barrois & Daday, 1894 | 35 *Lecane nana* (Murray, 1913) |
| 5 *Brachionus falcatus* Zacharias, 1898 | 36 *Lecane papuana* (Murray, 1913) |
| 6 *Brachionus havanaensis* Rousselet, 1911 | 37 *Lecane decipiens* (Murray, 1913) |
| 7 *Brachionus angularis* (Gosse, 1951) | 38 *Lecane hornemanni* (Ehrenberg, 1834) |
| 8 *Brachionus forficula* (Wierzejski, 1891) | 39 *Lecane luna* (Müller, 1776) |
| 9 *Brachionus quadridentatus* (Hermann, 1783) | 40 *Lecane aculeata* (Jacubski, 1912) |
| 10 *Brachionus urceolaris* (O. F. Müller, 1773) | 41 *Lecane flexilis* (Gosse, 1886) |
| 11 *Brachionus bidentatus Anderson*, 1889 | 42 *Lecane leontina* (Turner, 1892) |
| 12 *Brachionus budapestinensis* (Daday, 1885) | 43 *Lecane pyriformis* (Daday, 1905) |
| 13 *Brachionus plicatilis* (O. F. Müller, 1786) | 44 *Lecane quadridentata* (Ehrenberg, 1830) |
| 14 *Brachionus rubens* (Ehrenberg, 1838) | 45 *Lecane spinulifera* Edmondson, 1935 |
| 15 *Kellicotia bostoniensis* (Rousselet, 1908) | 46 *Lecane sp.* (Nitzsch, 1827) |
| 16 *Kellicotia longispina* (Kellicott, 1879) | **FAMILIA TRICHOCERCIDAE** |
| 17 *Kellicotia sp.* (Ahlstrom, 1938) | 47 *Trichocerca bidens* (Lucks, 1912) |
| 18 *Keratella sp*. Bory de St. Vincent, 1822 | 48 *Trichocerca pusilla* (Jennings, 1903) |
| 19 *Keratella americana* Carlin, 1943 | 49 *Trichocerca similis* (Wierzejski, 1893) |
| 20 *Keratella cochlearis* (Gosse, 1851) | 50 *Trichocerca tenuior* (Gosse, 1886) |
| 21 *Keratella lenzi* Hauer, 1953 | 51 *Trichocerca cylindrica* (Imhof, 1891) |
| 22 *Keratella tropica* (Apstein, 1907) | 52 *Trichocerca elongata* (Gosse, 1886) |
| 23 *Keratella quadrata* (O. Müller, 1786) | 53 *Trichocerca longiseta* (Schrank, 1802) |
| 24 *Platyias quadricornis* (Ehrenberg, 1832) | 54 *Trichocerca porcellus* (Gosse, 1851) |
| 25 *Platyias leloupi* (Gillard, 1957) | 55 *Trichocerca stylata* (Gosse, 1851) |
| **FAMILIA LECANIDAE** **** | 56 *Trichocerca sp* Lamarck, 1801 |
| 26 *Lecane arcuata* (Bryce, 1891) | |
| 27 *Lecane bulla* (Gosse, 1851) | |
| 28 *Lecane closterocerca* (Schmarda, 1859) | |
| 29 *Lecane cornuta* (Müller, 1786) | |
| 30 *Lecane curvicornis* (Murray, 1913) | |

Para hacer una mejor interpretación de la distribución que registraron los organismos de la familia Brachionidae, en relación a su diversidad, se tuvo que acomodar de acuerdo a cada región climática; por ejemplo, esta familia muestra que la mayor riqueza de especies está en los embalses ubicados en la zona semicálida, obteniendo un 34%, en segundo lugar los embalses de la zona cálida con una riqueza del 32%, en tercer lugar la zona templada (21%) y en último lugar la zona fría con sólo el 13% del total de la diversidad para esta región (figura 3). De igual forma los organismos de la familia Lecanidae presentaron una mayor riqueza de especies en embalses ubicados en la región climática cálida (34%), con menor riqueza en los embalses de la zona semicálida (26%) y la menor diversidad se registró en los embalses de la zona fría y templada con sólo el 20% (figura 4).

La abundancia de las especies que predominaron en los embalses por región climática fue la siguiente: Las especies de la familia Brachionidae fue considerada como pobre en la región climática

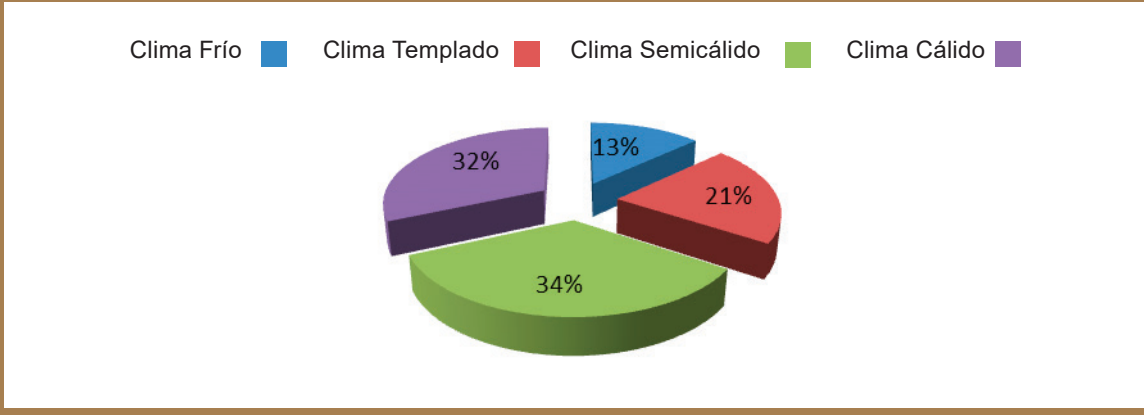



**Figura 3.** Especies de la familia Brachionidae por región climática en el estado de Morelos.

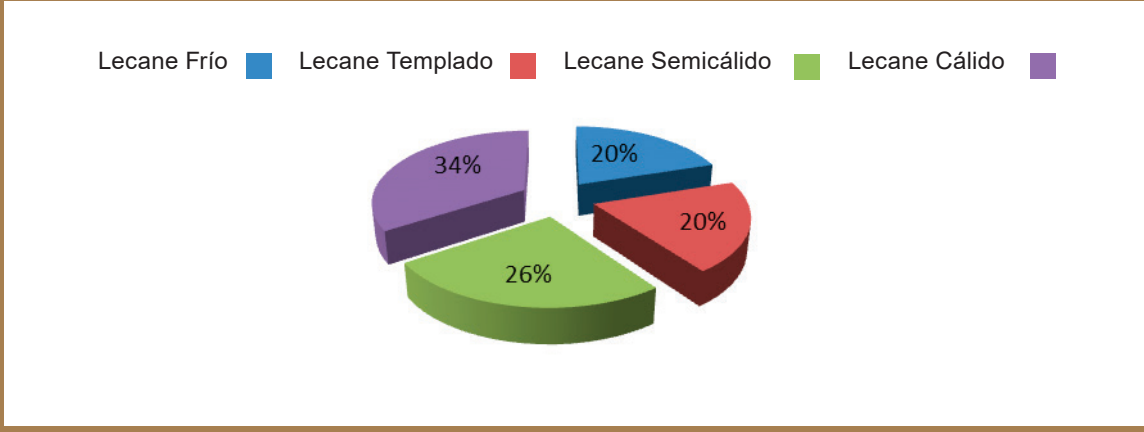



**Figura 4.** Especies de la familia Lecanidae por región climática en el estado de Morelos.

fría, debido a que sólo ocho especies fueron las que se reconocieron, predominando cinco de éstas especies, sobresaliendo por su frecuencia *Keratella cochlearis* (figura 5). En relación a la familia Lecanidae, en estos ambientes acuáticos sólo se reconocieron siete especies, predominando por su frecuencia las especies *Lecane closterocerca* y *L. lunaris* (figura 6).

La abundancia de las especies que predominaron en los embalses de la región climática templada para la familia Brachionidae fue más diversa, en relación a los ambientes acuáticos de la anterior zona climática, y el número de especies se incrementó a diez, predominando en estos embalses *K. tropica, B. caudatus* y *B. calyciflorus* (figura 7). En relación a la familia Lecanidae, en estos ambientes acuáticos sólo se reconocieron 12 especies predominando en el mayor número de embalses *Lecane papuana, L. aculeata, L. cornuta* y *L. curvicornis* (figura 8).

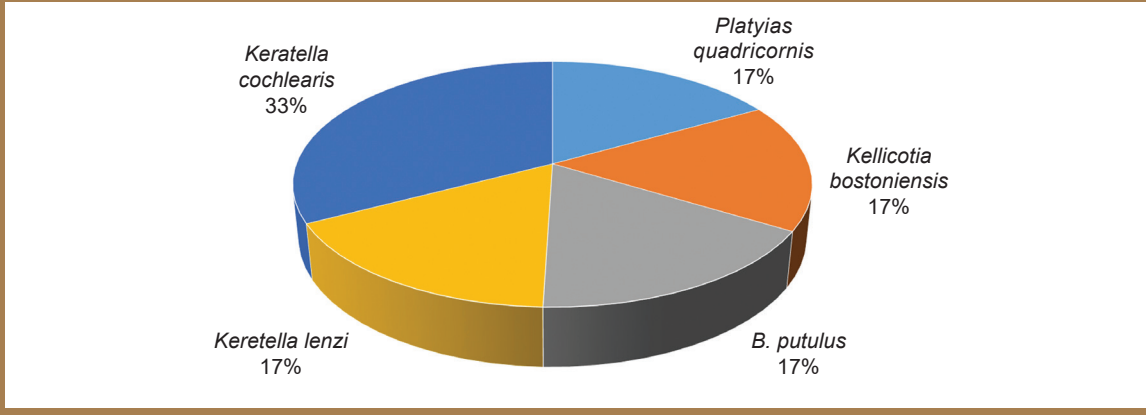



**Figura 5.** Abundancia de las especies de brachionidos en los ambientes ubicados en la región climatica fria.

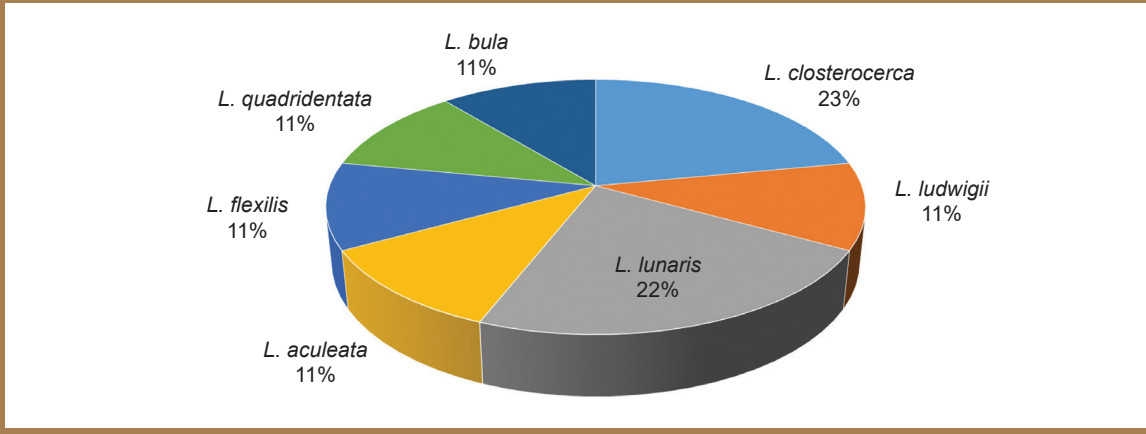



**Figura 6.** Abundancia de las especies de Lecanidos en los ambientes ubicados en la regiòn climática fria.

Para la región climática semicálida, la familia Brachionidae registró una riqueza de 11 especies, predominando como especies más frecuentes y abundantes a *Brachionus caudatus, Keratella tropica, K. cochlearis y B. calyciflorus* (figura 9). En relación a la familia Lecanidae, en estos ambientes acuáticos sólo se reconocieron diez especies, registrando como organismos más abundantes a *Lecane hamata, L. nana y L. lunaris*; y el resto de las especies obtuvo menores valores en su frecuencia y abundancia (figura 10). En relación a la región climatica calida, se registra para la familia Brachionidae 10 especies, de las cuales las mas predominantes fueron *Brachionus caudatus* y *B. calycicflorus* (figura 11). Para la familia Lecanidae tenemos un registro de 7 especies, de las cuales las más abundantes y predominantes para esta zona climática cálida fueron *Lecane papuana y L. bulla* (figura 12).

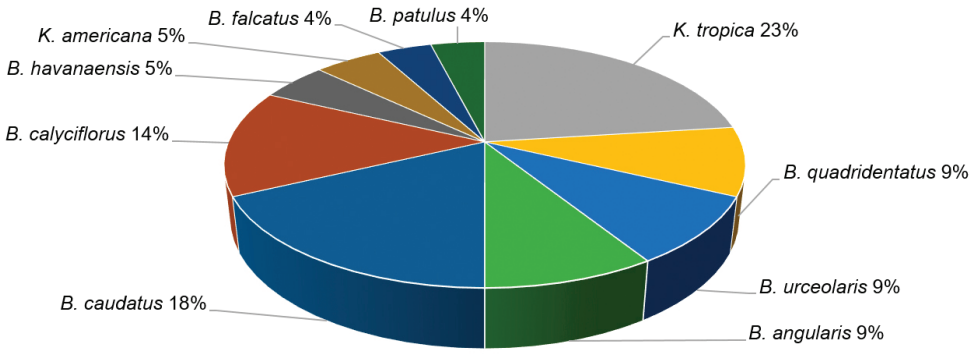



**Figura 7.** Abundancia de las especies de la familia Brachionidae en los ambientes de la región climática templada.

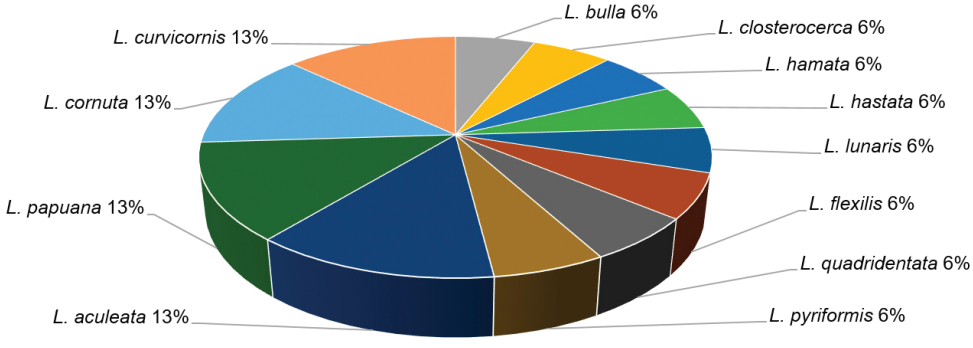



**Figura 8.** Lecanidos reconocidos en embalses ubicados en la regiòn climática templada de la entidad.

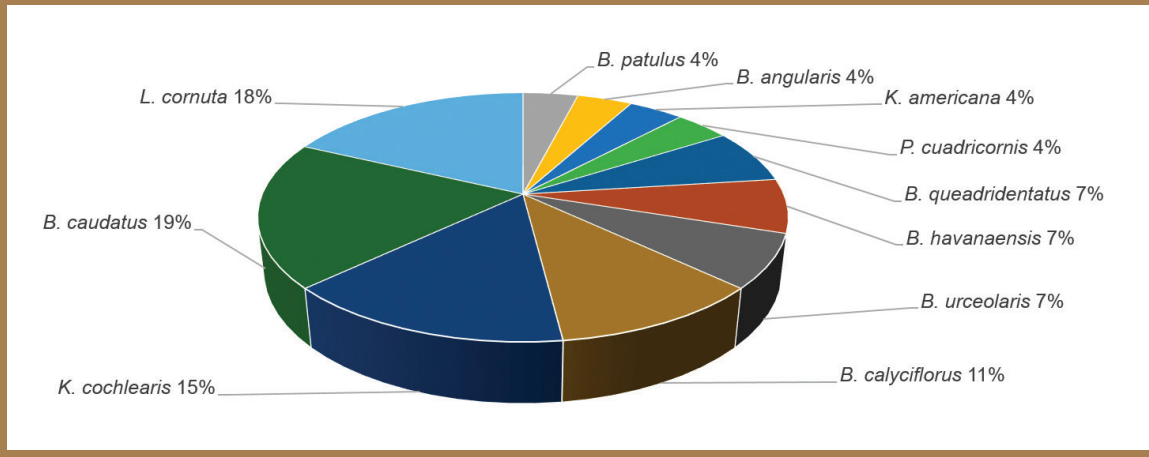



**Figura 9. Abundancia de las especies de Brachionidos en los ambientes de la región climática semicálida.**

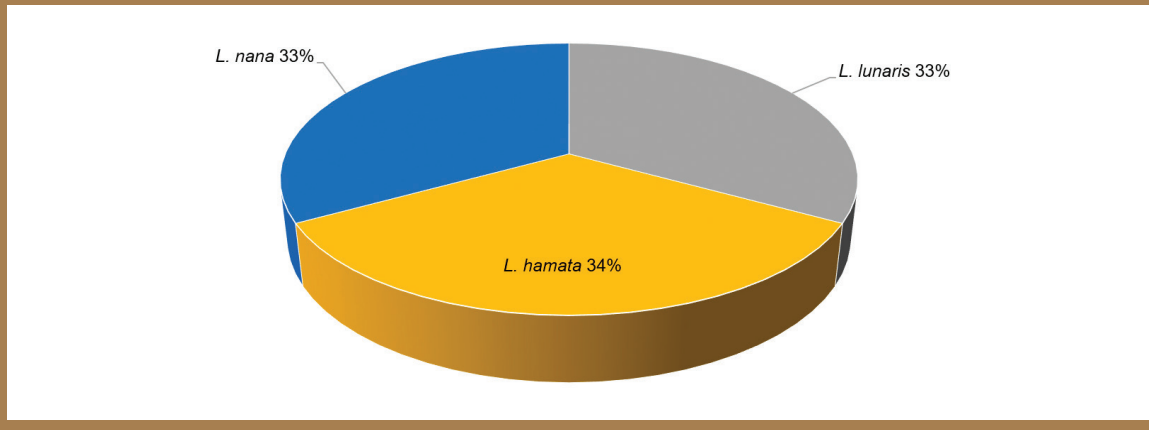



**Figura 10.** Abundancia de las especies de la familia Lecanidae reconocidas en los embalses ubicados en la regiòn climática semicalida de la entidad.

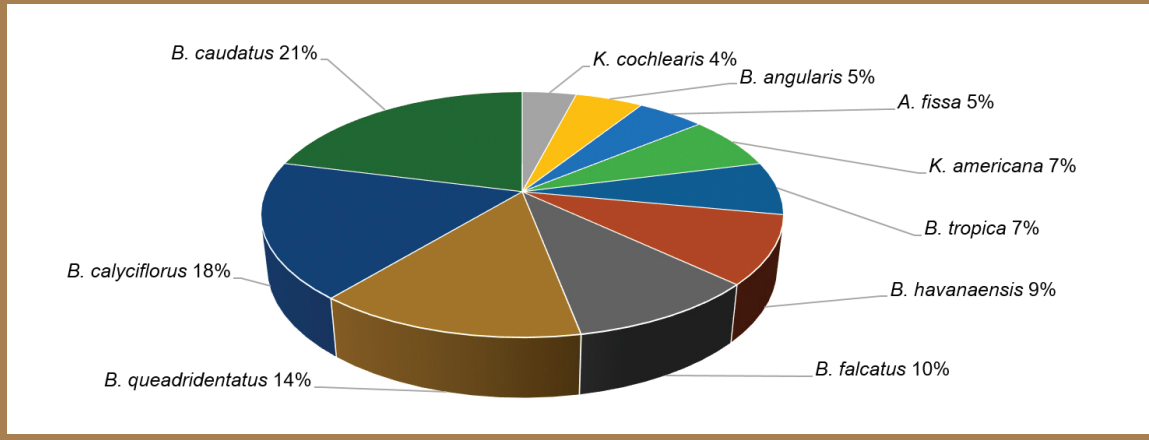



**Figura 11. Abundancia de las especies del género *Brachionus* en los ambientes de la región climática cálida.**

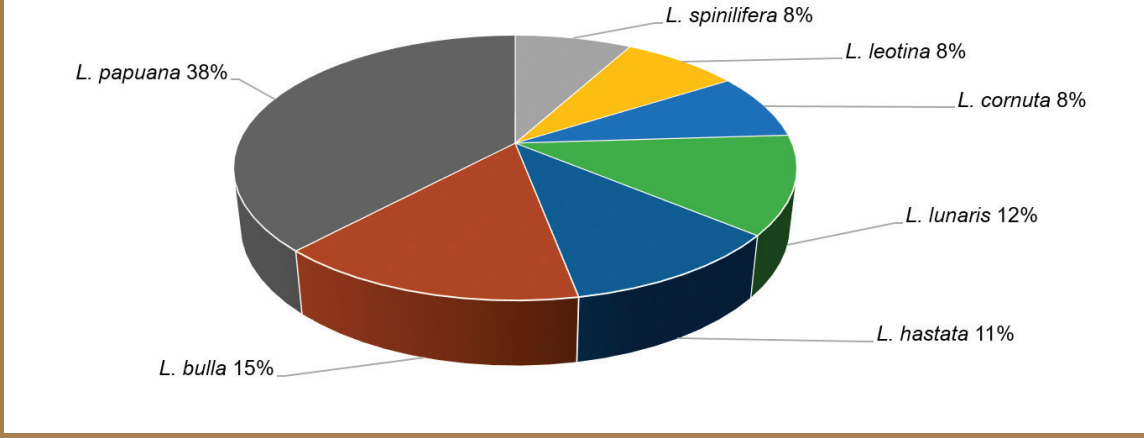



**Figura 12.** Lecanidos reconocidos en embalses ubicados en la regiòn climática cálida.

## DISCUSIÓN

La mayoría de los libros de Limnología (Edmondson, 1959; Hutchinson, 1967; Penak, 1978; Margalef, 1983; Cole, 1989, Wetzel, 2001 y Dudley, 2008) reconocen que el filo rotífera en los lagos como en todo ecosistema acuático epicontinental ocupa un papel fundamental en la dinámica productiva del zooplancton, respondiendo el grupo estratégicamente a procesos estacionales como sucesionales; y destacan como organismos predominantes de la zona limnética y litoral las especies de los géneros *Brachionus, Keratella, Trichotria, Polyarthra, Filinia y Asplanchna*. Algunas de las proliferaciones que llegan a tener estos géneros en los lagos los autores las asocian a los periodos de estiaje y lluvias, así como de periodos de mezcla que experimentan estos ambientes (*monomícticos, dimícticos, oligomícticos, polimícticos y meromícticos*), mostrando una alta tasa reproductiva, variada ciclomórfosis y los diferentes ensambles que llegan a desarrollar con el fitoplancton.

El estudio de los rotíferos además de los lagos, como fue al inicio de la limnología, se ha extendido a represas, bordos, humedales, ríos, arroyos y todo tipo de reservorio como es el caso de los huecos de los troncos y de Bromelias de la zona del trópico seco y trópico húmedo; estos trabajos han ampliado la riqueza del Phylum y se ha corroborado la capacidad de dispersión y reproducción de muchas de sus especies, incrementando en la mayoría de las veces la riqueza del grupo con estos trabajos (Segers, 2007; Lucinda, 2003).

El estudio de cuerpos de agua diferentes a los lagos y que se tiene información muy completa, está plasmada en el trabajo realizado por Margalef *et al.* (1976), quienes realizan el estudio de los embalses españoles; trabajo en el que describen toda la limnología en los más de 100 cuerpos de agua de diferente origen, tamaño y edad. El resultado del estudio fisicoquímico del agua y del plancton en su totalidad, les permitió sacar conclusiones sobre el comportamiento de ciertas especies del zooplancton, en particular sobre el Phylum Rotifera; los autores agrupan a varias especies que por su frecuencia y abundancia fueron consideradas como eurióicas como es el caso de algunas especies de los géneros *Polyarthra, Keratella, Asplanchna y* Brachionus y otras más estacionales estenóicas como es el caso de las especies de los géneros *Conochilus, Filinia y Thichocerca*.

En América en la región neotropical los trabajos que se han realizado y publicado sobre el Phylum

Rotifera en el Brasil, sobresalen el de Esteves (1988) con el libro de "*Fundamentos de Limnologia*", y los trabajos realizados por Lucinda (2003) y Lucinda, *et al*., (2004) sobre rotíferos de los pequeños cuerpos de água de São Paulo (São Carlos), Brasil; que sumados al trabajo de Roldan y Ramírez (2008) en Colombia con el libro de "*Fundamentos de limnología neotropical*" reconocen que dentro del zooplancton el Phylum Rotifera es uno de los grupos más diversos y ampliamente distribuidos en los diferentes cuerpos de agua estudiados, predominando y describiendo los siguientes géneros: *Keratella, Polyarthra, Brachionus, Lecane, Euchlanis, Asplanchna, Platyias, Testudinella, Filinia, Adineta, Trichocerca, Rotaria y Phylodina*. También hacen resaltar que el género *Brachionus*, exhibe una amplia distribución y una variada abundancia, encontrándolos algunas veces altamente asociados con los niveles de eutrofización y de productividad primaria.

En México De la Lanza y García (2002) publican el libro "*Lagos y presas de México*" en donde integran los diversos trabajos que sobre lagos, presas y otro tipo de embalses se hayan realizado, mas sin embargo, son pocos los trabajos de esta publicación, en donde se menciona el reconocimiento de los organismos del zooplancton, sus niveles de asociación, su abundancia y frecuencia. De manera particular Serrania (1996), realiza un trabajo sobre los rotíferos Monogononto presentes en 19 cuerpos de agua ubicados en cinco estados de la parte central de la República Mexicana. Aparte de la riqueza faunística, registra las especies alfa y beta, haciendo resaltar que los géneros que más predominaron y con mayor número de especies fueron: *Lecane, Trichocerca y Brachionus*. Flores (1997), realiza un estudio sobre la calidad del agua de tres embalses ubicados a más de 2600 msnm, dos del Estado de México y uno del estado de Morelos, considerando a los rotíferos como parte importante en la definición del estado trófico de estos cuerpos de agua, aplicando el cociente $Q_{B/T}$ propuesto por Sladecek (1983) para los géneros *Brachionus y Trichocerca*.

En el presente trabajo se reconocieron 25 especies de Brachionidos de los cuales, sólo nueve especies se identificaron en la zona con clima frio y ocho especies de la familia Lecanidae; son ambientes con aguas con poca materia orgánica suspendida, como es el caso de los lagos del Parque "Lagunas de Zempoala" ambientes naturales ubicados por arriba de los 2,600 msnm; son lagos poco profundos, no más de 11 m y con vegetación acuática sumergida y emergente (ejemplo: *Typha latifolia, Polygonum mexicanum, Egeria densa, Potamogeton illinoensis y P. pusillus*; citadas por Bonilla, 1992), considerando su ubicación y origen, mantienen una riqueza de este Phylum superior a las 50 especies de rotíferos, sin embargo, no deja de presentar alteraciones en el entorno de su ecosistema, dadas las actividades de ecoturismo que tiene este parque, mismas que desembocan e impactan a los propios lagos, modificando su calidad ambiental, a tal grado que el resultado de los análisis y la aplicación de los índices saprobios realizados por Flores (1997), obtuvo valores que describían a estos cuerpos de agua como lagos oligotróficos (oligosapróbicos), recientemente ahora en el 2008, aplicando los mismos métodos y utilizando los mismos índices, incluido el cociente propuesto por Sladecek (1983) $Q_{B/T}$ en el que se toma en cuenta la abundancia y presencia de las especies de las familias Brachionidae y Trichocercidae; el resultado fue el registro de valores propios de un ambiente mesosapróbico (S=2), y el valor del índice ($Q_{=}$ 1.5) hace referencia a un estado mesotrófico con tendencia a la eutrofia. Significa que la concentración de materia orgánica se ha incrementado en la columna de agua en los lagos que presentan aguas poco duras y con baja alcalinidad, altamente oxigenadas 7mg/l de OD y una temperatura media de 24.5°C principalmente en el periodo de estiaje, por lo consiguiente se pone en riesgo el estado de equilibrio de estos ambientes acuáticos.

Los embalses ubicados en la región climática templada son todos cuerpos de agua artificiales (12 embalses), construidos con diferentes fines, para riego, como abrevadero, uso doméstico y para actividades piscícolas; son ambientes en su mayoría temporales, con superficies que no sobrepasan las 10 hectáreas y con poca profundidad no mayor a 10 m. Aquí registramos un total de 10 especies de Brachionidos y 12 especies de Lecánidos. Especies

como *K. tropica, B. caudatus* y *B. calyciflorus* y los lecánidos *Lecane papuana, L. aculeata, L. cornuta* y *L. curvicornis* diversos autores como Margalef *et al.* (1976), Segers (1994-1995[a]), Serrania (1996), Flores (1997) y Roldan y Ramírez (2008), las han recolectado en la zona litoral de lagos y en ambientes poco profundos y con altos contenidos de materia orgánica suspendida; los cuerpos de agua estudiados registran valores superiores a 25 mg/l (valor límite permisible para el desarrollo de la fauna acuática) y temperaturas del agua no mayores a los 25ºC, aguas alcalinas, con moderada dureza y valores bajos de oxígeno disuelto (menos de 3mg/l de OD). Al final observamos que aplicando el índice saprobio (Slàdecek y Tucek, 1975) y el cociente $Q_{B/T}$ (Sladecek, 1983), dieron como resultado que estos cuerpos de agua presentan un estado mesosapróbio (S=2) y condiciones eutróficas ($Q = 3.3$).

Los 20 embalses que se localizaron en la zona semicálida también son ambientes artificiales, con superficies no mayores a las 10 hectáreas, someros, con periodos de lluvias bien marcados, mientras que en el periodo de secas algunos por su escaso volumen y poca superficie, llegan a secarse y el resto permanece inundado. Como podemos observar estos embalses mantienen aguas más duras (100 a 300 mg/l de $CaCO_3$) y con alcalinidades más altas (mayores a 50 mg/l) (dentro del límite permisible para el desarrollo de la fauna acuática según la "Norma Oficial Mexicana NOM-127-SSA1-1994 y NOM-001-ECOL-1996)" y por su diseño y construcción van a mantener altos los valores de materia orgánica suspendida, las concentraciones del oxígeno disuelto fluctuó de 3 a 7 mg/l y las temperaturas promediaron en lluvias los 28ºC y en secas los 32ºC en la superficie del agua. Al final el número de especies reconocidas por ambos periodos de recolecta fue: para la familia Brachionidae se identificaron 11 especies y diez para la familia Lecanidae. El resultado que observamos aplicando los índices de saprobiedad (Slàdecek y Tucek, 1975) y el cociente $Q_{B/T}$ (Sladecek, 1983), fue nuevamente de cuerpos de agua en estado mesosapróbio (S=2.2) y condiciones eutróficas en el periodo de secas ($Q = 3.6$).

Los embalses ubicados en la región climática cálida son en su totalidad cuerpos de agua artificiales (62 embalses) incluido el lago de Tequesquitengo, construidos con diferentes fines, son ambientes en su mayoría temporales que no sobrepasan las 10 hectáreas, pero hay varios cuerpos de agua con mayor superficie como es el caso del lago de Tequesquitengo (703 has), la Presa de El rodeo (181 has), el lago de Coatetelco (152 has), la Presa Los Carros (80 has) y la Presa Emiliano Zapata (27 has) por mencionar los de mayor volumen. El resultado del análisis de los factores físico químicos, de estos cuerpos de agua fue registrar valores dentro del límite permisible para el desarrollo de la fauna acuática según la "Norma Oficial Mexicana (NOM-127-SSA1-1994 y NOM-001-ECOL-1996)". El resultado fueron 15 especies de la familia Brachionidae, registrando como organismos predominantes y más frecuentes en los embalses a *Brachionus caudatus, B. calyciflorus, B. quadridentatus, B. falcatus y B. havanaensis.* En relación con la familia Lecanidae el total de organismos registrados para estos embalses fue de 12 especies, predominando en un mayor número de cuerpos de agua *Lecane papuana, L. bulla, L. lunaris y L. hastata,* y el resto de las especies fueron menos abundantes y esporádicas; diversos autores como Margalef, *et al.* (1976), Margalef (1983), Segers (1994-1995[b]), Serrania (2004), Flores (1997), Granados y Alvarez (2007) y Roldan y Ramírez (2008), ya han reconocido a estas especies en lagos como en ambientes temporales poco profundos y con altos índices de eutrofización; el promedio general de la evaluación de estos cuerpos de agua temporales como permanentes es presentar un estado mesosapróbio (S=2) y condiciones eutróficas avanzadas en el periodo de estiaje ($Q = 3.3$).

En conclusión los rotíferos son una importante fuente de alimento para microcrustáceos, insectos acuáticos, larvas de insectos y otros diversos organismos, incluidos los peces; son buenos indicadores del estado de salud que mantienen los diferentes cuerpos de agua, de igual manera son sensibles a cambios medioambientales, por lo cual responden con rapidez a ciertos tipos de turbiedad, participando activamente en la eliminación de desechos orgánicos que contaminan el agua, por tal

motivo su estudio debe de continuarse para definir su función dentro de los ciclos hidrobiológicos de los embalses temporales y permanentes del estado de Morelos.

**LITERATURA CITADA**


Bonilla, B. J. 1992. Flora y vegetación acuática vascular de las Lagunas de Zempoala, Morelos, México. Tesis Maestría, FC-UNAM. 134 p.

Cole, A. G. 1989. Manual de Limnología. Primera Edición, Edit. Hemisferio sur. Buenos Aires, Argentina. 406 p.

CONABIO. 2008. Capital Natural de México. Vol. I, II, III. Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad de México. 798p.

De la Lanza, E. G. y J. L. García. 2002. Lagos y presas de México. AGT Editor, S. A. México, D. F. 680 p.

Dudley, W. D. 2008. The Biology of Temporary Waters. Oxford, University Press. 337 p.

Edmonson, W. T. 1959. Freswather Biology. 2ª Ed. John Wiley & Sons, New York. USA, 1248 p.

Esteves, F. A. 1988. Fundamentos de Limnología. Ed. Interciencia/FINEP. Rio de Janeiro, Brasil. 575 p.

Flores, B. J. 1997. Estudio sobre los rotíferos como indicadores de calidad del agua. Tesis de licenciatura. Escuela Nacional de Estudios Profesionales, plantel Iztacala, Universidad Nacional Autónoma de México. México, D. F. 99 p.

Granados, R. J. G. y Álvarez, C. 2003. Rotíferos de embalses: Subcuenca del rio Cuautla, Morelos-México. *Scientiae Naturae*. Vol. 6. No. 1: 33-44

Granados, R. J. G., C. Alvarez del Angel, M. Martínez, M. Romero, L. Arteaga y J. Zavala, 2007. Variación poblacional de los rotíferos (Clase Monogononta) de tres cuerpos de agua de la sub-cuenca del rio Cuautla, Morelos, México. (Ciclo Enero-Diciembre del 2003). Rev. Scientiae Naturae, Vol. 9, No. 2: 5-21

Hutchinson, G. E. 1967. A treatise on limnology. Vol. 2 Introduction to lake biology and the limnoplankton. John Wiley and Sons. Nueva York, Estados Unidos de America. 1115 p.

Lucinda, I. 2003. Composição de Rotifera em corpos d'água da bacia do Rio Tietê – São Paulo, Brasil. São Carlos, UFSCar, 182p (Dissertação).

Lucinda, I.; Moreno, I.H.; Melão, M. G. G. & Matsumura-Tundisi, T. 2004. Rotifers in freshwater habitats in the Upper Tietê River-Basin, São Paulo State, Brazil. Acta Limnol. Bras., 16 (3): 203-224

Margalef, R., D. M. Planas, J. B. Armengol, A. C. Vidal, F. N. Prat, A. S. Guiset, J. S. Toja y M. M. Estrada. 1976. Limnología de los embalses españoles. Departamento de Ecología de la Universidad de Barcelona. Dirección General de Obras Hidráulicas: Ministerio de Obras Públicas. Madrid, España. 325 p.

Margalef, R. 1983. Limnología. Omega. Barcelona, España. 1010 p.

Martínez, M. 2007. Variación estacional del zooplancton de los embalses de "El plan" Tlayacapan, Morelos: con énfasis en la presencia de *Hesperodiaptomus morelensis* sp. nueva. Tesis Profesional Licenciatura. FCB-UAEM. 77p.

Penak, R. 1978. Fresh-Wather Invertebrates of the United States. Jhon Wiley & Sons, Inc. USA, 803 p.

Roldan, G. y J. Ramírez. 2008. Fundamentos de limnología neotropical. 1ª Ed. Universidad de Antioquia, Colombia. 440 p.

Sarma, S. S. S. 1999. Checklist of rotifers (Rotifera) from Mexico. Environ. Ecol. 17 (4): 978-983.

Sarma, S. S. S. y M. Elías-Gutiérrez. 1997. Taxonomic studies of freshwater rotifers (Rotatoria) from Mexico. Pol. Arch. Hydrobiol. 44(3): 341-357.

Sarma, S. S. S. y M. Elías-Gutiérrez. 1998. Rotifer diversity in a central Mexican pond. Hydrobiol. 387(388): 47-54.

Sarma, S.S.S. y and Elías Gutiérrez 1999a. Rotifers (Rotifera) from tour natural water bodies of

central Mexico. Limnol. 29(4): 475-482

Sarma, S. S. S. y M. Elías-Gutiérrez. 1999b. A survey the rotifer (Rotifera) fauna of the Yucatan Peninsula (Mexico). Biol. Trop. 47(supl.1): 191-200.

Segers, H. 2007. Annotated checklist of the rotifers (Phylum Rotifera), with notes on nomenclature, taxonomy and distribution. Zootaxa 1564: Magnolia Press. Auckland, New Zealand. 1-104 p.

Segers, H. 1994-1995a. Zoogeography of litoral rotifera, with special reference to the Lecanidae. Part I. Universiteit Gent Fakulteit van de Wetenschappen. SPB Acad. Publi. Belgium. 198 p.

Segers, H. 1994-1995b. Zoogeography of litoral rotifera, with special reference to the Lecanidae. Part II. Morphology and Taxonomy of *Lecane*. Universiteit Gent Fakulteit van de Wetenschappen. SPB Acad. Publi. Belgium. 226 p.

Serranía, S. C. 1996. Diversidad de rotíferos monogonónton en algunos sistemas acuáticos del Estado de México. Tesis de licenciatura. Escuela Nacional de Estudios Profesionales plantel Iztacala, Universidad Nacional Autónoma de México. México, D.F. 74 p.

Serranía, S. C. 2004. Diversidad de los rotíferos monogónontos de la parte central de Mexico. Tesis Maestría, FCB. UNAM. 106 p.

Silva-Briano, M. y A. Azabache-Ortiz. 2000. *Brachionus* species in Aguascalientes State, Mexico. B. P. Leiden, The Netherlands, Ecovision Word Monograph Series: 203-211

Sladecek, V. & F. Tucek, 1975. Relation of the saprobic index to $BOD_5$. Wat. Res. 9: 791-794

Sládecek, V. 1983. Rotifers as indicators of water quality. Hydrobiol. 100: 169-201

Trejo, A. R. 2012. Variación del zooplancton del lago Zempoala, Morelos, México. Tesis Maestría, FCB-UNAM. 166 p.

Wetzel, R. G. 2001. Limnology: Lakes and Rivers Ecosystems. Third Edition. Academic Press. 204 p.

III

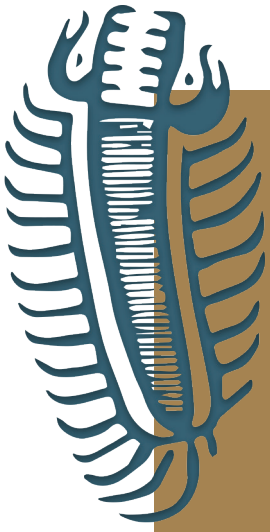


# BIODIVERSIDAD EN EL GÉNERO SCOLOPENDRA: ESTUDIOS FARMACOLÓGICOS CON EL VENENO

## BIODIVERSITY IN THE SCOLOPENDRA GENUS: PHARMACOLOGICAL STUDIES WITH THE POISON



María del Carmen Gutiérrez Villafuerte
Lucero Valladares Cisneros
Carolina Abarca Camacho



*Todo es veneno y nada hay sin veneno. Tan sólo la dosis decide que algo no lo sea*, Paracelso (1493-1541).

Los venenos animales han sido de gran interés desde tiempos pasados, por el temor de las personas a ser mordidas o picadas, lo que podría ser fatal, y por el uso de sus venenos en la medicina tradicional o popular. Estos han sido utilizados por el animal como mecanismos para dominar a su presa o para su defensa. Los avances en el aislamiento y caracterización de toxinas animales han generado un gran interés en los venenos, ya que pueden ser usados en la producción de vacunas y antivenenos a escala industrial en diferentes países. Las estructuras de las toxinas han sido modificadas para ser usadas en productos insecticidas, agentes terapéuticos y para diagnóstico, esto ha permitido un avance en áreas de las neurociencias (Tipton y Dajas, 1994). Los venenos han sido investigados por sus propiedades antivirales, antibacteriales y anticarcinogénicas y explotados en la preparación de productos, como cosméticos, preservativos, ablandadores de carne y fertilizantes (Adams, *et al*., 1994). Un gran número de animales ponzoñosos, como alacranes, serpientes, arañas, anémonas, abejas, corales, peces, ranas o lagartos, contienen toxinas en sus venenos, se conoce su composición y mecanismo de acción. Dentro de esta diversidad de animales venenosos, tenemos al género *Scolopendra* hasta la fecha poco estudiado, existen escasos reportes acerca de su mordedura, se desconoce su letalidad y comportamiento epidemiológico, para las especies en México. La toxicidad de su veneno a insectos y otros artrópodos está bien establecida. Podríamos considerar al veneno de la escolopendra como un insecticida natural, y como parte importante de la biodiversidad en Morelos.

The poisons animals have been of great interest since ancient time, for people fear of being bitten or stung, events which could be fatal for them, and because its use as poisons in traditional and popular medicine. Poisons had been used by animals as a mechanism to subdue their prey or for defense. Advances in the isolation and characterization of animal toxins have generated a great interest in poisons, as they can be used in the production of vaccines and antivenoms at industrial scale in different countries. Toxins structures have been modified to be used as insecticides, therapeutic agents and for diagnosis, which had resulted in advances in the neuroscience areas (Tipton and Dajas, 1994). Poisons have been investigated for its antiviral, antibacterial and anticarcinogenic properties and exploited in the preparation of products such as, cosmetics, preservatives, meat tenderizers and fertilizers (Adams, *et al*., 1994). Many poisonous animals such as scorpions, snakes, spiders, anemones, bees, corals, fish, frogs or lizards contain toxins in their poisons, its composition and mechanism of action is known. Within this diversity of venomous animals, the genus *Scolopendra* had been from far until this date little studied, there are few reports about their bite, its lethality and epidemiological behavior is unknown for the Mexican species. The toxicity of the poison is well established towards insects and other arthropods. We could consider the centipede venom as a natural insecticide, and as an important part of Morelos biodiversity.

## INTRODUCCIÓN

Los animales venenosos han sido de gran interés desde tiempos pasados, tanto por su acción venenosa, inclusive mortal, así como por su uso en la medicina tradicional. Por otro lado, la importancia en el estudio de estos animales en el área clínica y farmacológica radica en la diversidad de componentes contenidos en sus venenos. Toxinas presentes en los diversos venenos han facilitado las investigaciones para dilucidar la estructura y sitios de unión de varios canales iónicos, la fisiología de los tejidos en los cuales los canales actúan, así como su bioquímica y acción farmacológica. (Martos *et al*., 1998). Asimismo, los venenos están siendo también estudiados por sus propiedades antivirales, antibacteriales y anticarcinogénicas y han sido explotados en la preparación de productos con diversos usos, como cosméticos, preservativos ablandadores de carne y fertilizantes (Adams, *et al*., 1994).

## ¿QUÉ ES UN ANIMAL VENENOSO?

Los animales venenosos son aquellos que poseen glándulas para producir veneno y cuentan con estructuras como colmillos, espinas y aguijones por medio de las cuales lo inoculan, ya sea en forma activa o pasiva. Estos animales, pertenecen a numerosos, grupos taxonómicos y tienen una amplia distribución.

Dentro de esta diversidad de animales venenosos, tenemos también artrópodos pertenecientes al Orden Scolopendromorpha, hasta la fecha poco estudiado: se encuentran escasos reportes acerca de su mordedura, y como consecuencia se desconoce su letalidad y comportamiento epidemiológico, al menos para las especies que se encuentran en México.

## VENENOS ANIMALES

A lo largo de la evolución, numerosas proteínas han sido incorporadas en los venenos de varios animales, lo que ha resultado en mezclas ricas de compuestos bioactivos.

En general, los venenos contienen una variedad de componentes biológicamente activos sintetizados en glándulas venenosas y utilizados como una estrategia común de un animal para incapacitar a otro, ya sea como un mecanismo para dominar a su presa o para su defensa (Bücherl, 1971). La presencia de estas sustancias implica el desarrollo de sofisticados mecanismos de producción, almacenamiento e inyección del veneno.

Las sustancias venenosas pueden provocar serias alteraciones de la salud, pero algunas de ellas, en dosis adecuadas, pueden tener efectos benéficos y/o medicinales.

Es importante mencionar que no todos los venenos son mortales para el hombre. Ya que hay algunos ejemplos de especies que, siendo venenosas, no producen daños severos al humano; como ejemplo tenemos a las tarántulas y a los ciempiés.

De hecho, los venenos contienen péptidos tóxicos, sustancias de bajo peso molecular y proteínas con actividades enzimáticas definidas, que van desde aquellas que facilitan el ingreso del resto de componentes del veneno en el organismo de la presa, hasta aquellas que ejercen su actividad a nivel de canales iónicos u otros receptores celulares, desequilibrando su funcionamiento normal. Asimismo, su efecto in vivo puede ser complejo porque diferentes constituyentes tienen diferentes acciones y porque algunos de sus componentes pueden actuar sinérgicamente con otros. Los péptidos presentes en los venenos animales están dirigidos contra una gran variedad de blancos farmacológicos, lo que los convierte en una fuente invaluable de ligandos para el estudio de las propiedades de dichos blancos.

## ¿POR QUÉ ES IMPORTANTE CONSERVAR LOS ANIMALES VENENOSOS?

Debido a su gran diversidad, los animales venenosos pueden ser encontrados en una gran variedad de ambientes; hay animales venenosos en el mar, en los bosques, en los desiertos y en casi todos los ecosistemas del planeta.

El hecho de pertenecer a grupos taxonómicos tan diversos hace que la conservación de cualquiera de estas especies sea importante, ya que la alteración de sus poblaciones o su desaparición, ocasionaría cambios ecológicos en los ecosistemas que podrían ser perjudiciales para las demás especies, incluyendo

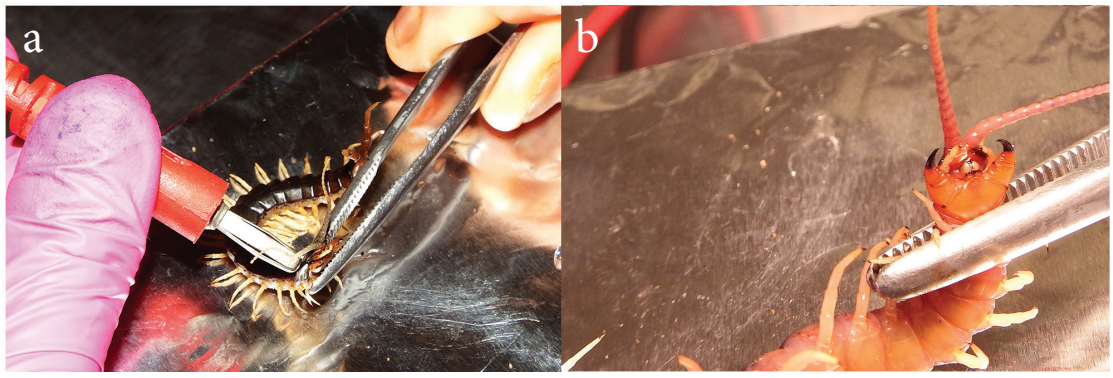



**Figura 1. Scolopendra: a) *S. viridis* (Say, 1821) y b) *S. polymorpha* (Tomadas de: Laboratorio de Neurofarmacología, CEIB-UAEM).**

al hombre. Asimismo, es necesario entender que la heterogeneidad de este grupo de animales representa una enorme riqueza para la diversidad biológica del planeta y es nuestro compromiso con las futuras generaciones protegerla, mantenerla y conservarla.

Adicionalmente, a la importancia que tienen los animales venenosos como recurso biológico, debemos reconocer que las propiedades bioquímicas de sus venenos constituyen una importante fuente de información para la elaboración de nuevos fármacos, por lo que de su conservación puede depender el éxito en la lucha por combatir algunas de las numerosas enfermedades conocidas actualmente. Hoy en día se cuenta con neurotoxinas, obtenidas a partir de venenos animales, y que están siendo utilizadas como herramienta farmacológica para ayudar a dilucidar diferencias, respecto a las características funcionales de los diferentes canales iónicos, así como de cada subtipo de receptor (Martos *et al*., 1998).

Es preciso comprender que el veneno de estos animales es simplemente la herramienta que les permite obtener su alimento y/o defenderse y por lo tanto, es el mecanismo que les garantiza su supervivencia. Ante su inminente presencia, el camino que debemos tomar para controlar sus efectos sobre la población humana no es el de exterminarlos, sino el de aprender a convivir con ellos, previniendo los accidentes y optimizando la implementación de tratamientos adecuados para contrarrestar sus efectos tóxicos.

Es en este contexto que los animales venenosos cumplen funciones importantes dentro de la dinámica y el equilibrio de los ecosistemas. Dentro de este grupo se encuentran depredadores como las serpientes, que regulan el tamaño poblacional de otras especies; los corales, que sirven como fuente de alimento y refugio para numerosas especies marinas; los insectos, quienes favorecen importantes procesos ecológicos como la polinización, etc.

## ESCOLOPENDRAS

Los animales del género Scolopendra son artrópodos que poseen varios pares de patas por lo que, vulgarmente, son conocidos con el nombre de ciempiés o escolopendras. Los ciempiés, escolopendras o centípedos como también se les conoce, son animales invertebrados del Filo Artropoda, Clase Chilopoda. Los ciempiés se distribuyen por el mundo entero en regiones tropicales y templadas. Son animales terrestres que viven en el suelo, o entre las hojas secas, se encuentran tanto en bosques como entre rocas y en lugares despejados, donde se esconden debajo de

piedras, cortezas y leños. A pesar de su tegumento duro, que forma una especie de coraza alrededor de su cuerpo, las escolopendras resisten muy mal la deshidratación y mueren enseguida cuando les falta humedad. Las 3,000 especies descritas aproximadamente, se distribuyen en cuatro órdenes principales.

El Orden Scolopendromorpha contiene ciempiés que son planos, con una cabeza definida, p oseen un par de antenas y muchos segmentos corporales bastante similares; la cabeza plana, con las antenas situadas en la parte frontal, las mandíbulas se encuentran bajo la superficie v entrolateral d e l a cabeza, dientes potentes y agudos, y una glándula donde se localiza su veneno. Por contracción del músculo abductor, el veneno es empujado de la glándula a través del canal y liberado en el cuerpo de la víctima que ha sido mordida. Por detrás del primer segmento del tronco, posee de 15 a 23 segmentos con un par de patas cada uno. Al igual que los insectos, presentan tráquea y en su mayoría son terrestres. A pesar del gran número de apéndices locomotores, los ciempiés caminan rápidamente. Las escolopendras son carnívoras, se alimentan principalmente de insectos, de pequeños gusanos, y de otros artrópodos, los cuales mueren rápidamente cuando las mandíbulas de un ciempiés los atrapan, pues se sujeta con todas sus patas sobre la víctima, y les inyecta el veneno. Después de la captura, sujetan la presa con las segundas maxilas y las forcípulas, mientras que las mandíbulas y primeras maxilas la manipulan para ingerirla (Barnes, 1989). Se citan 37 especies, que agrupa a las especies más grandes del orden, habitan en las áreas tropicales y subtropicales. El Género Scolopendra se encuentra dentro de este Orden

Entre las especies más conocidas del género Scolopendra figuran l a S colopendra m orsitans, que vive en el sur de Europa, norte de África y Asia menor, la Scolopendra lucasi, que se encuentra en islas del Océano Índico, la Scolopendra cingulata, que se halla en países mediterráneo, la Scolopendra subpinipes dehaani Brandt, se encuentra comúnmente al Oriente de la India. En la República Mexicana encontramos la Scolopendra pomacca Koch, la *Scolopendra viridis* (Say, 1821) y la *Scolopendra polymorpha* que se hallan en el valle de México y en la llanura Morelense (figura 1).

## CARACTERÍSTICAS DEL VENENO

La investigación con venenos animales se ha desarrollado con especial énfasis en los últimos años En lo referente organismos del género *Scolopendra*, pocos estudios químicos, bioquímicos, fisiológicos y toxicológicos han sido reportados acerca de la constitución y efecto de su veneno. De estos estudios, se han podido establecer algunos de los componentes del veneno de varias escolopendras. En *S. viridicornis* y *S. morsitans* se reportó la presencia de serotonina, histamina y de varias actividades enzimáticas como carboxipeptidasas, esterasas, y aminopeptidasas (Welsh y Batty, 1963; Freyvogel, 1972; Mohamed *et al*., 1980). Sin embargo, una caracterización más detallada del veneno no ha sido reportada.

Además de los componentes mencionados anteriormente, han sido reportadas proteínas con actividad cardiotóxica (Gomes *et al*., 1983) y neurotóxinas (Stankiewicz *et al*., 1999; Gutiérrez *et al*., 2003). Es de particular interés la presencia de neurotoxinas, ya que éstas presentan, en general, alta acción específica s obre c anales y /o receptores; además de selectividad por insectos, lo que permitiría visualizar su posible uso en el control biológico de plagas. De igual manera, las propiedades farmacológicas de las toxinas permitiria coadyuvar en el conocimiento para discriminar entre diferentes clases y subtipos de canales. Asimismo, el uso de toxinas como sondas moleculares permitirá identificar s itios d e permeabilidad y selectividad iónica de algunos canales y así se podrá evaluar la importancia fisiológica de un determinado canal.

## DIVERSIDAD DE ESPECIES EN LA REPÚBLICA MEXICANA

En México se han registrado 69 especies de ciempiés del Orden Geophilomorpha (Foddai *et al*., 2000; 2002), 15 especies de escolopendras de la familia Scolopendridae (Shelley, 2006) y seis especies del orden Scutigeromorpha (Edgecombe y Cupul-Magaña, 2008); con lo que se tiene una lista de 90 especies.



**Figura 2.** Cabeza Con Glándula Venenosa y la ordeña del veneno de ambas escolopendras (Tomadas de: Laboratorio de Neurofarmacología, CEIB-UAEM).

A partir de la revisión de la base de datos electrónica en línea de los ciempiés (Chilopoda) del mundo, Chilobase, se generó la primera lista completa de las especies presentes en México. Esta clase está representada en México por 175 especies pertenecientes a los cuatro órdenes.

De este total de especies, 136 son endémicas. En cuanto a los géneros, de los 74 catalogados 26 son endémicos. Este resultado es interesante, ya que pone al descubierto la posibilidad de adentrarse en el conocimiento de la diversidad de los ciempiés en la nación, pues se ha documentado que este grupo de artrópodos depredadores generalistas es sensible a la deforestación (Grgic y Kos, 2005), ya que la pérdida de cobertura vegetal afecta la humedad y temperatura del suelo; su hábitat por excelencia.

Las especies más peligrosas pertenecen al género *Scolopendra*, con los miembros más grandes (*Scolopendra gigantea*), (figura 3a), que alcanzan longitudes de hasta 30 cm. La mayoría de las especies son más pequeñas y relativamente inocuas (Yildiz *et al*., 2006). En México hay dos especies que se consideran de alto riesgo: *Scolopendra heros* y *Scolopendra viridis* (Say, 1821) (figura 3b).

En el territorio nacional, *Scolopendra viridis* (Say, 1821) se le ha encontrado en los estados de Baja California Sur, Chihuahua, Coahuila, Colima, Distrito Federal, Durango, Estado de México, Guanajuato, Guerrero, Hidalgo, Jalisco, Michoacán, MORELOS, Nayarit, Nuevo León, Oaxaca, Puebla, Querétaro, San Luis Potosí, Sinaloa, Sonora, Tamaulipas, Veracruz y Zacatecas (figura 4), (Cupul-Magaña, 2007).

De las especies que habitan el territorio mexicano, después de la mordedura del ciempiés, se han reportado síntomas generales como angustia, vómito, pulso irregular, mareos y cefalea, estos son frecuentemente cortos y rara vez persisten más de 48 horas. Las reacciones son de acuerdo a la mordedura de cada especie de *Scolopendra*, y esas varían de acuerdo a las diferencias individuales de cada paciente. Debido a que los ciempiés son esencialmente nocturnos, las mordeduras son raras. Por otro lado, algunas especies Norteamericanas proyectan una secreción altamente irritante capaz de producir reacciones graves.

## USOS EN MEDICINA TRADICIONAL DEL VENENO DE CIEMPIÉS

Nuestros antepasados del centro del país conocían y reconocían a los ciempiés; tanto así, que llegó a formar parte de sus representaciones fantásticas y religiosas al aparecer entrelazado con una serpiente

y la diosa Tlazoltéotl para formar una trilogía que simbolizaba la lujuria. Así también, los naturalistas del Viejo Mundo, como el protomédico Francisco Hernández (1515-1587), observaron las semejanzas en forma y las diferencias en tamaño entre los ciempiés de las nuevas tierras conquistadas y los de sus naciones de ultramar.

En particular, el uso que se le ha dado al veneno del ciempiés en la medicina tradicional es variado, por ejemplo: En la medicina tradicional Coreana se utiliza principalmente como producto farmacológico en el tratamiento de la artritis, ataques y para problemas de los pies, en la medicina tradicional China, el veneno es usado como anti-inflamatorio, analgésico y antineoplásico.

En México se ha documentado que los ciempiés, además de ser parte importante de la fauna del suelo y de la dieta de aves y mamíferos terrestres, también están presentes en el ámbito cultural (Leopold y McCabe, 1957). Por ejemplo en la tradición mexicana, estos artrópodos de imagen impresionante y rapidez de movimiento estaban relacionados con la tierra, la noche y sus poderes. Los hechiceros lo utilizaban en sus ritos y prácticas, y le "ordenaban" a quién habían de picar, aunque la picadura de las especies mexicanas rara vez es mortal. En el Popol Vuh se menciona el baile del ciempiés, al cual los antiguos mayas lo veneraban como un Dios llamado (Ah) uuk, chapat (Abarca *et al*., 2001). A fin de que la picadura del ciempiés no fuera a supurar, el hechicero chupaba la herida y luego la picaba y raspaba con una punta de flecha obsidiana (Abarca *et al*., 2001).

Por otro lado, en Tlacuilotepec, Puebla e Hidalgo, el ciempiés es de importancia etnobiológica, ya que se prepara un antídoto, para todo tipo de animal ponzoñoso, en el que el ciempiés vivo es introducido en alcohol y este es frotado sobre la parte afectada por la picadura.

Debido a la importancia que el veneno del ciempiés tiene, en sus diferentes usos y aplicaciones en la medicina tradicional en varios lugares del mundo, resulta primordial y de gran trascendencia cuidar y estudiar las diferentes especies de escolopendras.

## ESTUDIOS REALIZADOS CON EL VENENO DEL CIEMPIÉS EN EL LABORATORIO DE NEUROFARMACOLOGÍA

Actualmente, ha habido un progreso considerable en el estudio de toxinas contenidas en venenos de varias especies de artrópodos; sin embargo, los venenos de especies del Género Scolopendra, como hemos mencionado, han sido poco estudiados, por lo que el conocimiento de ellos es muy escaso.

En el laboratorio de Neurofarmacología del CEIB-UAEM, nos hemos abocado al estudio de los diferentes componentes del veneno de 2 diferentes especies de escolopendras pertenecientes al género Scolopendra: *S. viridis* (Say, 1821) y S. *polymorpha*., cuyo hábitat es el estado de Morelos. Cabe hacer mención que la identificación y clasificación taxonómica de las especies que se están estudiando ha sido complicada debido al poco conocimiento de este género en México. Scolopendra *viridis* (Say, 1821), tiene un cuerpo formado por 15 a 172 segmentos, con un par de antenas laterales. En el primer segmento del cuerpo (junto a la cabeza), se localizan dos apéndices o ganchos conocidos como forcípulas, que en su interior tiene dos diminutos conductos unidos o glándulas productoras de veneno con características neurotóxicas. Este material tóxico es utilizado por el artrópodo para defensa y para paralizar a las presas que le sirven de alimento, como algunos insectos, pequeños gusanos, e incluso otros artrópodos (Tay-Zavala *et al*., 1998, Abarca *et al*., 2001). En el laboratorio de farmacología, para llevar a cabo los estudios neurofarmacológicos, el veneno se obtiene por estimulación eléctrica (figura 2) del veneno de ambas Scolopendras.

La administración de ambos venenos a diferentes artrópodos: acociles, grillos y larvas de tenebrios, les causó una parálisis inicial y posteriormente la muerte, dependiendo de la dosis administrada. Sin embargo, ninguna de las dosis administrada intraperitonealmente a ratones (de hasta 10 veces mayor a la dosis letal para acociles), tuvo algún efecto aparente.

La parálisis observada en acociles está relacionada a un efecto neurotóxico, ya que estudios *in vitro* nos

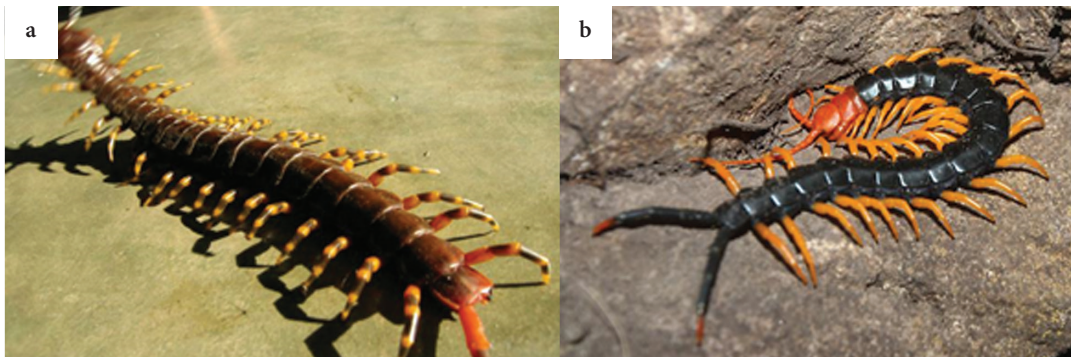



Figura 3. a) *Scolopendra gigantea*, y b*) Scolopendra heros* (Tomadas de: Sandefer, 1998).



Figura 4. Distribución de *Scolopendra viridis* Say en la República Mexicana.Se muestran los puntos (en negro) donde se ha reportado la presencia de *Scolopendra viridis* Say en el país. El círculo abierto, resaltado con una flecha, indica el primer registro de la especie en la localidad de Puerto Vallarta, Jalisco (Cupul-Magaña, 2007).

indican que el componente proteico contenido en el veneno de *S. viridis* responsable de esta actividad estimula la liberación de los neurotransmisores ácido glutámico y ácido gamma aminobutírico (GABA) endógenos en el cordón ganglionar del acocil (Gutiérrez *et al*., 2003). Actualmente se está caracterizando dicho compuesto tanto química como fisiológicamente.

Además de ese componente, se está llevando a cabo la purificación y caracterización química de otros diferentes componentes de naturaleza proteica contenidos en los venenos de ambas escolopendras. La caracterización química y farmacológica de los componentes de ambas escolopendras resulta interesante para ayudar a la determinación de los componentes blanco del veneno, dilucidar su mecanismo de acción, contribuir a futuro, con posibles herramientas nuevas en el estudio de enfermedades y puede además contribuir en el conocimiento para la elaboración de productos con actividad insecticida.

## CONCLUSIÓN Y PERSPECTIVAS

Los péptidos activos encontrados en venenos animales tienen un alto potencial para poder ser usados como agentes terapéuticos y de diagnóstico; Aprovechando la gran biodiversidad mexicana, todavía no estudiada y no explorada de forma adecuada en el país, y tomando en cuenta los efectos fisiológicos altamente específicos de estos péptidos encontrados hasta el momento, nos permite vislumbrar el hallazgo de nuevos tipos de moléculas con gran especificidad y con una obvia aplicación médica.

Hasta ahora, el control de insectos depende grandemente de la síntesis química de compuestos tóxicos a ellos (insecticidas y plaguicidas), y que como característica definitoria no son degradables; esto ha originado en la actualidad, la búsqueda de nuevas alternativas para su control. Considerando que, el uso de productos químicos en el control de plagas ha perdido efectividad al aumentar la resistencia de los insectos a estos compuestos, así como la contaminación ambiental que producen, el obtener información precisa sobre el mecanismo de acción de toxinas contenidas en diversos venenos, nos permitiría explorar la posibilidad de desarrollar un bioinsecticida selectivo, lo que pudiera estimular la investigación futura (Maeda *et al*., 1991).

Es importante mencionar que el problema al que nos enfrentamos al estudiar los diversos componentes del veneno de escolopendras es la escasa disponibilidad de éstos lo que dificulta los estudios encaminados a dilucidar su mecanismo de acción. Para poder establecerlo, es necesario contar con grandes cantidades de toxina, problema por el cual no se han desarrollado muchas investigaciones en este género. Por lo tanto caracterizar químicamente los componentes del veneno nos brinda las bases para en un futuro, realizar la clonación y caracterización del(los) gen(es) que codifica(n) para las toxinas contenidas en el veneno del ciempiés; expresarlo(s) en un vector y obtener grandes cantidades de las toxinas en forma pura y de esta manera realizar los respectivos ensayos para así determinar el mecanismo de acción.

Actualmente, el uso de diferentes técnicas de biología molecular hace posible desarrollar nuevas toxinas sintéticas, por medio de las cuales, nuevas perspectivas aparecen en el estudio y tratamiento de diferentes enfermedades neurológicas. Por lo que se ha incrementado el interés en el aislamiento y estudio de neurotoxinas con alta acción específica como herramientas farmacológicas (Martos *et al*., 1998).

Finalmente, todos estos resultados son interesantes, pues ponen al descubierto la posibilidad de adentrarse en el conocimiento de la diversidad de los ciempiés en el país, en vista de que ésta es una indicadora fundamental de las condiciones ambientales y de las fases de desarrollo o "salud" de un hábitat o ecosistema.

Por lo tanto: "Cuidemos al Ciempiés, Cuidemos la Biodiversidad de Morelos".

## LITERATURA CITADA

Abarca, C. C, Balbás, P. y Gutiérrez-Villafuerte, M. C. (2001). ¿Saber el uso en la medicina tradicional de la escolopendra? En: Hojas de la comunidad 2000. Unidad Central de Estudios para el

Desarrollo Social. Universidad Autónoma del Estado de Morelos. Pp. 367-371.

Adams, M. E. and Olivera, B. M. (1994). Neurotoxins: overview of an emerging research technology. Elsevier Sccience. 17(4).

Barnes, P. (1989). Zoología de invertebrados. Tercera edición. Ed. Interamericana, México.

Bücherl, W. (1971). Venomous chilopods or centipedes. In: Venomous animals and their venoms. (Wücherl y Buchley, E. Eds.) Academic Press, New York. 3:169-196.

Cupul-Magaña, F. (2007). Scolopendra viridis Say, 1821 (Cienpatas, Ciempiés, Cientopiés, Escolopendra ) Chilopoda: Scolopendromorpha: Scolopendridae. Dugesiana. 14(2): 53-57.

Edgecombe, G. D., y F. G., Cupul-Magaña. (2008). Primer registro de Scutigera linceci (Woo, 1867) para Jalisco y anotaciones sobre los escutigeromorfos de México (Chilopoda: Scutigeromorpha: Scutigeridae). Dugesiana. 15(1): 17-19.

Freyvogel, T. A. (1972). Poisonous and venomous animals in east Africa. Acta trop. 29: 401.

Fry, B. J., Roelants, K, Champagne, D. E., Scheib, H., Tyndall, J. D. A., King, G. F., Nevalainen, T. J., Norman, J. A., Lewis, R. J., Norton, R. S., Renjifo, C., Vega, R. C. R. (2009).The toxicogenomic multiverse: convergent recruitment of proteins into animal venoms. Annual Review of Genomics and Human Genetics 10:483-511.

Foddai, D., L. A., Pereira y A., Minelli. 2000. A Catalogue of the geophilomorpha (Chilopoda) from Central and South America including Mexico. Amazoniana, 16(1/2):59-185.

Foddai, D., L. A., Pereira y A., Minelli. 2002. Geophilomorpha. In: J. Llorente-Bousquest y J. J. Morrones (eds.), Biodiversidad, taxonomía y biogeografía de artrópodos de México: hacia una síntesis de su conocimiento. 3: 417-427. CONABIO-UNAM, México, D.F.

Gomes, A., Datta, A.,Sarangi, B., Kar, P. K., y Lahiri, S. C. (1983). Isolation, purification and pharmacodynamics of a toxin from the venom of the centipede Scolopendra subspinipes dehaani Brandt. Indian J. Exp. Biol. 21: 203-207.

Gutiérrez, M. C., Abarca, C. y Possani, L. D. (2003). A toxic fraction from Scolopendra venom increases the basal release of neurotransmitters in the ventral ganglia of crustaceans. Comparative Biochemistry and Physiology Part C. 135:205-214.

Grgic, T., e I., Kos. (2005). Influence of forest development phase on centipede diversity in management beech forest in Slovenia. Biodiversity and Conservation. 14: 1841-1862.

Leopold, A. S. y McCabe, R. A. (1957). Natural history of the Montezuma quail in México. The Condor, 59 (1): 3-26.

Lewis, R. J. y García, M. L. (2003). Therapeutic potential of venom peptides. Nature Reviews Drug Discovery 2: 790-802.

Martos, M., Expósito, R., Ibabe, I. y Herreros, P., (1998). Natural neurotoxins as pharmacological tools for the study of the central nervous system. Neurol. 26: 152584-152591.

Maeda , S., Volrath, S., Hanzlik, T., Andrew, S., Majima, K., Maddox, D., Hammock, B. y Fowler, E., (1991). Insecticidal effects of an insect-specific neurotoxin expressed by a recombinant baculovirus. Virology. 184: 777-780.

Mohamed, A. H., Zaid, E., El-Beih, N.M., y Abd El-Aal, A. (1980). Effects of an extract from the centipede Scolopendra morsitans on intestine, uterus and heart contractions and on blood glucose and liver and muscle glycogen levels. Toxicon 18: 581-589.

Stankiewicz, M., Hamon, A., Benkhalifa, R., Kadziela, W., Hue, B., Lucas, S., Mebs, D. y Pelhate, M., (1999). Effects of a centipede venom fraction on insect nervous system, a native Xenopus oocyte receptor and on an expressed Drosophila muscarinic receptor. Toxicon. 37: 101431-101445.

Sandefer, C. (1998). The Giant Centipedes of the Genus Scolopendra: their captive care and husbandry.

21.- Shelley, R. M. (2006). A chronological catalog on the new world species of Scolopendra L., 1758 (Chilopoda: Scolopendromorpha: Scolopendridae)", en Zootaxa 1253: 1-50.

Tay-Zavala, J., Castillo-Alarcón, L., Sánchez-Vega, J. T. y Romero-cabello, R. (1998). Insectos venenosos de importancia médica. Rev Fac Med. UNAM 41(6):241-246.

Welsh, J. H., y Batty, C. S. (1963). 5-Hydroxytryptamine content of some arthropod venoms and venom-containing parts. Toxicon 1:165-170.

Yildiz, A., Biceroglu, S., Yakut, N., Bilir, C., Akdemir, R. y Akilli, A. (2006). Acute myocardial infarction in a young man caused by centipedes sting. Emerg Med J 23:30.

IV



# LOS ÁCAROS (ARACHNIDA: ACARI)

## MITES (ARACHNIDA: ACARI)



Edith Guadalupe Estrada-Venegas
Jesús Alberto Acuña-Soto
Marta Patricia Chaires-Grijalva
Armando Equihua-Martínez

EL grupo de los ácaros es uno de los más diversos entre los artrópodos, ya que han aprovechado todos los hábitats conocidos; sin embargo, han sido poco estudiados en México. Mediante la revisión de literatura, colecciones científicas y material colectado y determinado por los autores se obtuvo una lista de estos organismos presentes en el estado de Morelos. El total de especies encontradas fue de 282 incluidas en 192 géneros y 92 familias, representando a los Ordenes Ixodida, Mesostigmata, Prostigmata y Oribatida, por su parte no se tiene ningun registro de Opiliocarida y Holothrydida en el estado. Con lo que respecta a la distribución, los municipios con mayores registros son: Ayala, Cuautla, Cuernavaca, Jiutepec, Tepoztlán, Tlanepantla y Yautepec, aunque cabe mencionar que la mayor parte de las especies no cuenta con los datos precisos del lugar de colecta. Existen aún muchos organismos que no han sido determinados a nivel específico; así mismo muchos de los municipios no cuentan con registros, se espera que el número de especies para este estado incrementará al paso del tiempo. Es necesario poder realizar inventarios faunisticos en Morelos para incrementar la diversidad aquí registrada.

MITES, as arthropods, is one of the most diverse group and have utilized all known habitats but have been poorly studied in Mexico. Through literature review, acarological collections revision and collected material determined by the authors provided a list of these organisms in the state of Morelos. The total was 282 species found included in 192 genera and 92 families, representing Orders Ixodida, Mesostigmata, Prostigmata and Oribatida. No register of Holothyrida and Opiliocarida were found in the state. With regard to distribution, the municipalities with higher collections are Ayala, Cuautla, Cuernavaca, Jiutepec, Tepoztlán, Tlalnepantla and Yautepec, although it is noteworthy that many species do not have the data collection site. There are many specimens that have not been determined to specific level, likewise many of the municipalities do not have records, in which the number of species for this State will increase over time. It is necessary to make faunistic inventories in Morelos to increase the diversity registered here.

## INTRODUCCIÓN

Pocos animales alcanzan la diversidad de formas, hábitos y comportamiento como el grupo de los ácaros, un grupo muy grande, complejo y diverso que por su tamaño pequeño pasaron desapercibidos por el hombre durante mucho tiempo (Hoffmann y López-Campos, 2000[22]; Iraola, 2001[23]). El grupo es uno de los más diversos que existen en el planeta, rivaliza con los insectos en el número de especies (se considera que existe alrededor de un millón de especies en el mundo, aunque día a día se conocen más), pero tiene como ventaja que, gracias a su gran plasticidad biológica, se pueden adaptar a las condiciones que los rodean además de que viven en el ecosistema marino a diferencia de los insectos (López-Campos y Vázquez-Rojas, 2012[29]).

Se les encuentra en una gran diversidad de hábitats, ya sea sobre las plantas, animales, en el polvo que se acumula en las casas, en el suelo, en la hojarasca, asociados a musgos y líquenes, etc. Tienen gran importancia desde varios puntos de vista, por ejemplo, en el reciclaje de nutrientes en el suelo, en las cadenas alimenticias, en diferentes ecosistemas del mundo y en los suelos agrícolas han mostrado ser un grupo relevante (Prieto-Trueba y Estrada-Venegas, 2013[39]).

En el control biológico de otros animales, juegan un papel muy importante en los cultivos, ya que controlan plagas difíciles de combatir con otros medios, son de gran importancia médica como ectoparásitos y transmisores de enfermedades, como vectores de microorganismos patógenos al hombre, son importantes también desde el punto de vista médico veterinario, así como económico, ya que afectan la producción de alimentos y otros productos generados por los humanos; están asociados a una gran cantidad de seres vivos. Están presentes en todo el mundo y se han adaptado a una infinidad de ambientes; en los terrestres se hallan a diversas altitudes; los acuáticos viven tanto en agua dulce como salada, los dulceacuícolas se encuentran en ríos, lagos, lagunas, presas, manantiales, aguas termales, riachuelos temporales, aguas salobres, pantanos, cuerpos de agua dentro de cuevas, entre otras. Los marinos se localizan desde la zona de mareas hasta profundidades de más de 5,000 m (Hoffmann, 1988[21]).

## SISTEMÁTICA

El conocimiento de los ácaros ha incrementado su diversidad rápidamente en las últimas tres décadas; el descubrimiento de nuevas familias, géneros y especies ha resultado en el cambio del ordenamiento artificial del grupo, para lo cual se han generalizado el uso de claves actualizadas para su determinación. Se asume provisionalmente que los ácaros son un grupo monofilético; primero debido a la distribución primitiva de una variedad de caracteres posiblemente apomórficos por sus dos linajes compuestos, los Parasitiformes y los Acariformes, y segundo porque no hay evidencias convincentes hasta ahora que estos dos principales linajes (Superórdenes) se encuentren estrechamente relacionados con otro grupo de Arachnida (Lindquist, 1984[25]; Norton *et al*., 1993[31]; Alberti, 2005[4]).

La problemática sobre la perspectiva de la filogenia de algunos grupos se utiliza una categoría superior, (nivel de cohorte) que se coloca a menudo entre los niveles de clase y orden (como en mamíferos). Sin embargo, con pocas excepciones la cohorte ha sido utilizada como una categoría entre los niveles de orden y familia en las clasificaciones de los ácaros desde 1923 por Oudemans[35]. Hoffmann y López-Campos (2000[22]) proponen que debido a las adaptaciones morfológicas que este grupo ha desarrollado puede ser propuesto como una Clase aparte de los arácnidos; sin embargo, se utiliza en este trabajo la clasificación propuesta por Lindquist *et al*. (2009a[26]) donde se clasifica como una Subclase de la clase Arachnida y reúne a las siguientes categorías superiores: Subclase Acari Superorden PARASITIFORMES. Orden Opilioacarida con 1 superfamilia. Orden Holothyrida con 1 superfamilia. Orden Ixodida con 1 superfamilia. Orden Mesostigmata con 3 subórdenes, 7 Cohortes, 6 subcohortes y 25 superfamilias. Superorden ACARIFORMES. Orden Trombidiformes con 2 subórdenes, 4 supercohortes, 4 cohortes y 40 superfamilias. Orden Sarcoptiformes con 2 subórdenes, 5 supercohortes, 7 cohortes y 56 superfamilias.

## CARACTERÍSTICAS GENERALES

Los ácaros son artrópodos de pequeño tamaño, el rango puede oscilar entre las 80 µm en Eriophyidae, hasta los 3 cm este último en el grupo de las garrapatas, su cuerpo está dividido en dos regiones el prosoma y el opistosoma, aunque esta división no es clara y sólo en algunos grupos se puede evidenciar que esta división se corresponde con una interna. El gnatosoma es único en el grupo, la respiración es cutánea o traqueal, su reproducción es de dos tipos indirecta a través de la deposición de espermatóforos por parte del macho y directa cuando éstos presentan un órgano intromitente y depositan directamente los espermatozoides en el interior del cuerpo de la hembra, tienen un patrón básico de desarrollo post embrionario (huevo) que en algunos grupos incluye una prelarva quiescente, una larva activa ambas hexápodas y por lo general tres estadios ninfales octópodos (protoninfa, deutoninfa y tritoninfa) y por último el estado adulto; sin embargo existen múltiples variaciones de desarrollo que dependen en muchos casos de los hábitats donde se encuentran y el tipo de alimentación que presentan (Iraola, 2001[23]).

Estos organismos han sido capaces de aprovechar todos los hábitats posibles y es por ello que han desarrollado diversos tipos de alimentación, como son: *Depredadores*. Los cuales se alimentan de otros artrópodos y nematodos. *Fitófagos*. Estos utilizan a las plantas como fuente de nutrientes, pueden alimentarse cortando pequeños trozos de hojas, flores, frutos raíces etc., o pueden alimentarse del contenido celular que absorben con los quelíceros modificados como estiletes, dentro de este grupo se encuentran muchas especies de importancia agrícola. *Micófagos*. Aquellos que se alimentan de hongos, tanto del cuerpo fructífero como del micelio. *Saprófagos*. Estos organismos se alimentan de la materia vegetal en descomposición. *Coprófagos y Necrófagos*. Se nutren de los cadáveres y materia fecal de otros organismos, que al igual que los saprófagos desempeñan un papel muy importante en el reciclaje de nutrientes. *Foréticos*. Aunque estas especies utilizan a otros animales para su transporte, en algunos casos esta relación es tan estrecha que han desarrollado interacciones de comensalismo o incluso parasitismo. *Ectoparásitos* y *Endoparásitos*. Estos grupos viven de sus huéspedes de los cuales se alimentan, es el grupo de las garrapatas el más conocido, otros viven dentro de las cavidades (pulmones, orificios nasales, tráqueas, etc.) dentro de este grupo se encuentran los ácaros de importancia médica y veterinaria (Vázquez-Rojas y López-Campos, 2012[45]).

## DESCRIPCIÓN DE LOS PRINCIPALES GRUPOS DE ÁCAROS

### Orden Opiliocarida

Es considerado el grupo más primitivo, poseen en el opistosoma una serie de suturas trasversales que lo divide en 12 segmentos con cuatro pares de estigmas que se abren en el dorso de este, con una uña en la parte final de los pedipalpos, son omnivoros o depredadores viven en la hojarasca de los bosques y en suelos semidesérticos (Iraola, 2001[23]; Walter y Harvey, 2009[48]).

### Orden Holothyrida

Ácaros relativamente grandes (2-7mm) de forma oval y con las patas largas, no presentan segmentación, presentan una placa dorsal completa con dos estigmas en los laterales de la placa que se abren en dos sacos de aire, son depredadores y se les encuentra en la hojarasca de los suelos de bosques (Iraola, 2001[23]; Walter, 2009[47]).

### Orden Ixodida

Conocidos como garrapatas, son un grupo pequeño de cierta forma, son parásitos de mamíferos, aves y reptiles, ya que necesitan de la sangre para producir sus huevos, son organismos muy grandes (2-30 mm). Poseen un par de estigmas que se abren en dos pequeños escudos en la parte ventral cerca de las coxas de las cuatro patas. El gnatosoma está diseñado para cortar la piel de sus huéspedes. Algunos están dotados de ojos y su ciclo biológico puede estar compuesto de hasta 30 estadios ninfales (Iraola, 2001[23]; Keirans, 2009[24]).

### Orden Mesostigmata

Dentro de los Parasitiformes los Mesostigmata presentan una diversidad ecológica alta, ya que se han adaptado a vivir en muchos hábitats y alimentarse de polen, sangre, etc.; aunque la

mayoría son depredadores, los ácaros de este orden pueden medir de 0.2-2 mm y protegen su cuerpo con una serie de placas que pueden subdividirse y estar ornamentadas. Tienen los estigmas respiratorios en la parte lateral del cuerpo, asociadas con estructuras esclerotizadas llamadas peritremas, por lo general el primer par de patas se modifica y se alarga para funcionar como órganos sensoriales. El desarrollo pasa por los estadios de huevo, larva, ninfa y adulto. Estos ácaros se encuentran, en el suelo, en la hojarasca, en las plantas y algunos parasitando animales (Iraola, 2001[23]; Lindquist *et al*., 2009b[27]).

**Suborden Prostigmata**

Éste es, sin duda, el grupo que más adaptaciones ha desarrollado, ya que se ha diversificado en casi todos los habitats conocidos (Iraola, 2001[23]; Walter *et al*., 2009[49]). Su tamaño varía entre los 0.1 a 10 mm. Su cuerpo puede presentar placas, en el dorso hay unas sedas llamadas tricobotrias, los estigmas se presentan en la base de los queliceros aunque en algunos grupos no existen estructuras respiratorias. Los queliceros se modifican de diversas formas, las coxas se fusionan para formar escudos uno en la parte anterior y el otro en la posterior de cuerpo. El desarrollo embrionario es complejo ya que los ciclos se modifican bastante desde la presencia de prelarva hasta no presentar ninguno y pasar directamente al adulto.

**Suborden Oribatida**

Comunmente llamados "Oribatidos" es un grupo amplio con muchas especies, la mayoria de éstos están presentes en el suelo, pero existen algunas que viven en las plantas. En su mayoría presentan habitos fungívoros, pero existen especies con otros hábitos alimenticios. Su tamaño varía de los 0.2 a los 1.3 mm, son de movimientos lentos y están fuertemente esclerotizados, las estructuras respiratorias (capilares traqueales) se encuentran en acetábulos coxales entre las patas II y III y en otros existen unas estructuras llamadas braquitráqueas, que se abren al exterior en la base de las sedas sensoriales (en el botridio), pueden presentar tricobrotrias en las patas. Su desarrollo consiste en una prelarva, larva, tres estadios ninfales y el adulto (Iraola, 2001[23]; Norton y Behan-Pelletier, 2009[32]).

**Cohorte Astigmatina**

Este grupo es de hábitos exclusivamente terrestres su tamaño varía de 0.2 a 1.8 mm, hay especies saprófagas, fungívoras o granivoras y algunas parásitas, de movimientos lentos y poseen poca esclerotizacion en el cuerpo, no poseen estigmas respiratorios y la respiración la llevan a cabo mediante el tegumento, no presentan tricobotrias, los quelíceros generalmente quelados pero en algunas especies se modifican dependiendo del tipo de alimento (Iraola, 2001[23]; OConnor, 2009[33]). Este grupo ha mostrado su adaptación en agroecosistemas edáficos bajo condiciones de estrés (Prieto-Trueba y Estrada-Venegas, 2013[39]).

## BIODIVERSIDAD

Han desarrollando diversas modificaciones morfológicas por lo que se han descrito y reconocido en el mundo alrededor de 55,000 especies (Walter y Proctor, 1999[50]). Sin embargo, las estimaciones del número actual de especies de ácaros que podrían existir varía desde los 500,000 hasta el millón con lo cual sobrepasaría las estimaciones que se han generado para los insectos (Ganston, 1991[19]).

Para México el registro más reciente es de unas 2,625 especies, esto equivale sólo al 4.8% del total de especies conocidas 54,617 (Pérez *et al*., 2014[38]), una cifra insignificante si vemos que la diversidad de hábitas en nuestro pais es enorme y existen todavia lugares donde no se han muestreado estos organismos. La mayor parte de los ácaros estudiados en nuestro país son de hábitos parásitos, pero se conocen también muchos fitófagos, comensales y de vida libre; estos últimos, tanto terrestres como acuáticos, son de hábitos depredadores y foréticos, habiendo también saprófagos, micófagos, etc. Se ha calculado que unas 4,500 especies de ácaros existen en territorio nacional, sin embargo, podrían ser muchos más (Hoffman y López-Campos, 2000[22]).

## ANTECEDENTES HISTORICOS

En nuestro país el primer grupo de ácaros que se estudió fue el de las garrapatas (Ixodida). El primer investigador en realizar trabajos con estos organismos fue Alfredo Dugés a fines del siglo XIX, el cual describió a *Ornithodoros turicata* y

otras especies. Por su parte Oudemans estudió al tlalzahuate, un ácaro que era conocido desde épocas precolombinas, cuya larva es parasita de vertebrados incluyendo al hombre y describe a *Eutrombicula alfredugesi*. Trouesart aportó otra especie conocida como *Trombidium dugesii*, que también tiene un estado larval parásito como varios de la superfamilia Trombidioidea (Vázquez-Rojas y López-Campos, 2012[45]).

Otros investigadores también se dedicaron al estudio del tlalzahuate como Federico Islas, Salvador Rosales y el Dr. Altamirano (Hoffman y López-Campos, 2000[22]). Estudios realizados ya en el siglo XX, donde las garrapatas siguen siendo el tema principal, son los de Francisco J. Clavijero, Samuel Macías y Carlos C. Hoffmann, este último elabora el primer trabajo científico completo acerca de los "Argásidos de México", incluyendo datos de distribución, patógenos, biología, taxonomía, así como claves para su determinación. De todos estos investigadores la que destaca por su trabajo es la Dra. Anita Hoffmann, quien es considerada como la pionera de la Acarología en nuestro país, ya que comenzó su carrera con un trabajo de tesis titulado "Ectoparásitos de Murciélagos" publicado en 1944. Luego de este trabajo siguieron una serie de publicaciones en las que abarcó varios temas relacionados con la biología, taxonomía e importancia de los ácaros. Recientemente, la ciencia de la Acarología en nuestro país ha tenido un gran avance y el número de especialistas y participantes en trabajos acarológicos ha aumentado, gracias a los esfuerzos iniciales de la Dra. Anita Hoffmann y a la continuidad que le han dado sus alumnos, y otros investigadores de la Universidad Nacional, de la UAM y de la ENCB del IPN en el D. F., en varias instituciones del país, así como La Universidad Autónoma de Chapingo y El Colegio de Postgraduados en Texcoco, México, las Universidades Autónomas de Chiapas, Guerrero, Nuevo León, Sinaloa, Tamaulipas y Yucatán, también la Universidad de Quintana Roo, la Universidad Agraria Antonio Narro en Coahuila y el Centro Interdisciplinario de Investigación para el Desarrollo Integral Regional del Estado de Durango, existen biólogos y agrónomos con especialidad en varias ramas de la Acarología (Vázquez-Rojas y López-Campos, 2012[45]).

En específico para el estado de Morelos son pocos los catálogos que hacen referencia a los ácaros como grupo en este estado de la Republica mexicana, por lo que podemos considerar como primer documento el realizado por Burgos-Solorio, *et al*., 1998[7] en donde cita 24 trabajos que versan sobre ácaros, aunque para la mayoria no se definen las especies reportadas. Posteriormente en el 2000 Hoffman y López-Campos[22] en el Catálogo de Ácaros de México reportan 203 especies para el estado.

Por otra parte, el estado de Morelos por sus condiciones naturales como la ubicación geografica, gradiente altitudinal, su mosaico de climas, así como su diversidad florística y de cultivos, lo hacen propicio para el desarrollo de estos y otros artrópodos (Burgos-Solorio, *et al*., 1998[7]) con estas características encuentran en él una amplia variedad de nichos ecológicos que pueden explotar en su beneficio y por ende, la diversidad biológica del grupo no ha tomado la relevancia que merece, ya que muchos ácaros juegan papeles importantes en los ecosistemas y ni qué decir de aquéllos que se han convertido en plagas de importancia económica.

Por lo tanto, el objetivo principal del presente trabajo fue el de recopilar la información de las especies de ácaros y obtener el número aproximado de la biodiversidad presente en el estado de Morelos. Para ello se siguió la clasificación más reciente realizada por Lindquist *et al*., (2009[26]) y se proporciona una lista de las especies presentes arregladas con este sistema de clasificación (ver apéndice 1) seguidas del autor y año de descripción, cada una de ellas con un subíndice que indica la referencia donde está citado y/o en su caso, el acrónimo de la colección donde está depositado; así mismo en la medida de lo posible, se da información de su hábitat, así como el lugar específico de colecta. Este número de especies se incrementará, ya que se tiene material sin identificar del estado en diversas colecciones.

Toda la información se obtuvo de tres fuentes: (1) Literatura de trabajos realizados para el estado (2) Revisión de las principales colecciones acarológicas del país. CAENCB: Colección de ácaros de la Escuela Nacional de Ciencias Biológicas del

Instituto Politécnico Nacional. CAPVCH: Colección Acarológica del Departamento de Parasitología Vegetal de la Universidad Autónoma de Chapingo. CAUAMX: Colección Acarológica del Departamento de Producción Agrícola y Animal de la Universidad Autónoma Metropolitana Unidad Xochimilco. CNAC: Colección Nacional de Ácaros, Instituto de Biología, Universidad Nacional Autónoma de México. CAIFIT: Colección Acarológica del Área de Acarología del Instituto de Fitosanidad del Colegio de Postgraduados, Campus Montecillo. CNRF: Colección de Referencia Fitosanitaria, de la Dirección General de Sanidad Vegetal del SENASICA y (3) Material colectado y determinado por los autores, el cual se encuentra en la colección personal de la primera autora (CAEV).

**AGRADECIMIENTOS**

De Manera especial le damos las gracias a los encargados de las colecciones por permitirnos revisar el material depositado, a la Biól. Isabel Sánchez (Escuela Nacional de Ciencias Biológicas, IPN); Dr. Gabriel Otero Colina y Dra. María Teresa Santillán Galicia (Colegio de Postgraduados Campus Montecillo); Dra. Silvia Rodríguez Navarro (Universidad Autónoma Metropolitana Unidad Xochimilco); M. en C. Héctor Enrique Vega Ortiz, Biól. Román Martínez Rosas y al Sr. Vicente Lira (Colección de Referencia Fitosanitaria, SENASICA); Dra. Tila María Pérez y la M. en C. Griselda Montiel Parra (Colección Nacional de Ácaros, IBUNAM); M. en C. María del Carmen Sánchez Gálvez (Universidad Autónoma de Chapingo, Parasitología Agrícola), M. en C. Ana Lilia Muñoz Viveros, Laboratorio de Control de Plagas (Facultad de Estudios Superiores Iztacala, UNAM).

**APÉNDICE 1. LISTA DE LAS ESPECIES DE ÁCAROS REGISTRADOS PARA EL STADO DE MORELOS.**

SUPERORDEN PARASITIFORMES

ORDEN IXODIDA

SUPERFAMILIA IXODOIDEA

FAMILIA IXODIDAE

*Boophilus micropilus* (Canestrini 1887). En *Bos taurus*. Sin localidad, MOR. (7, 8, 9, 11, 15, CNAC)

*Rhipicephalus sanguineus* (Latreille, 1806). En *Canis lupus*. Sin localidad, MOR. (7, 12, CNAC)

ORDEN MESOSTIGMATA

SUBORDEN TRYGYNASPIDAE

COHORTE ANTENNOPHORINAE

SUPERFAMILIA CELAENOPSOIDEA

FAMILIA DIPLOGYNIIDAE

*Tridiplogynium muñizi* (Machado-Allison, 1964). En *Scyphophorus acupunctatus*. Cuernavaca, MOR. (22, 30, CAENCB)

SUBORDEN MONOGYNASPIDAE

COHORTE UROPODINA

SUBCOHORTE UROPODIAE

SUPERFAMILIA UROPODOIDEA

FAMILIA UROPODIDAE

*Uropoda* sp. En musgos. Sin localidad. MOR. (22, CNAC)

Ejemplares sin determinar de esta familia en muestras de suelo. Cuautla, Cuernavaca, Yautepec, Tepoztlán y Tlalnepantla, MOR. (CAEV)

COHORTE GAMASINA

SUBCOHORTE PARASITIAE

SUPERFAMILIA PARASITOIDEA

FAMILIA PARASITIDAE

*Paragamasus* sp. En musgos. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

*Parasitelus* sp. En musgos. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

*Parasitus* sp. En musgos y suelo de cuevas. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

Ejemplares sin determinar de esta familia en muestras de suelo. Cuautla, Cuernavaca, Yautepec, Tepoztlán y Tlalnepantla, MOR. (CAEV)

*Pergamasus* sp. En musgos. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

*Vulgarogamasus* sp. En musgos. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

SUBCOHORTE DERMANNYSSIAE

SUPERFAMILIA RHODACAROIDEA

SUPERFAMILIA VEIGAIODEA

FAMILIA VEIGAIIDAE

*Gamasolaelaps* sp. En *Geastrum* sp., y musgos. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

*Veigaia* sp. En musgos. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

FAMLIA RODACARIDAE

*Rhodacarus* sp. En musgos. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

SUPERFAMILIA EVIPHIDOIDEA

FAMILIA MACROCHELIDAE

*Glyptholaspis americanus* (Berlesse, 1888). En nido (bola de tierra y excremento). En *Phanaeus daphnis*. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

*Glyptholaspis fimicola* (Sellnick, 1931). En suelo. Sin localidad, MOR. (21, CNAC)

*Glyptholaspis* sp. En *Baiomys* sp. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

*Macrocheles boneti* (Méndez, 1968). En *Phanaeus nimrod*. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

*Macrocheles dimidiatus* (Berlesse, 1918). Sin hábitat. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

*Macrocheles halffteri* (Machado-Allison, 1964). En *Phanaeus mexicanus*. Cuernavaca, MOR. (22, 30, CAENCB)

*Macrocheles echti* (Machado-Allison, 1964). En *Phanaeus mexicanus*. Cuernavaca, MOR. (22, 30, CAENCB)

*Macrocheles muscaedomesticae* (Scopoli, 1772). En *Musca domestica*. Sin localidad, MOR. (22, CAIFIT, CNAC)

*Macrocheles* sp. En *Phanaeus mexicanus* y suelo de cuevas. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

Ejemplares sin determinar de esta familia en muestras de suelo. Cuautla, Cuernavaca, Yautepec, Tepoztlán y Tlalnepantla, MOR. (CAEV)

FAMILIA PARHOLASPIDAE

*Calholaspis* sp. En suelo de cuevas. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

SUPERFAMILIA ASCOIDEA

FAMILIA AMEROSEIIDAE

*Kleemania* sp. En suelo de cuevas. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

FAMILIA ASCIDAE

*Arctoseius multidentatus* (Thor, 1930). En nido de ave no determinada. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

*Arctoseius* sp. En *Tillandsia multicaulis* flores. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

*Asca* sp. En musgos. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

*Blattisocius* sp. En *Pinus* sp. Tepoztlán MOR. (17, CAEV)

*Blattisocius keegani* (Fox, 1947). En *Rosa* spp. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

*Cheiroseius* sp. En musgos. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

*Platyseius* sp. En musgos. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

*Proctolaelaps belemensis* (Fain, Hyland y Aitken, 1977). En *Phaethornis superciliosus*. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

FAMILIA PHYTOSEIIDAE

*Amblyseius* sp. En musgo y suelo de cuevas. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

*Euseius* sp. En *Persea americana* en hojas. Yautepec, MOR. (CAEV)

*Typlhodromus* sp. En *Quercus rugosa* follaje Tepoztlán, MOR. (17, CAEV)

*Typlhodromus pinnatus*. En *Pinus* sp., follaje Km 49, Carr. Xochimilco-Oaxtepec, MOR. (17, CAEV)

*Typlhodromus pini*. En *Pinus* sp., follaje Km 49, Carr. Xochimilco-Oaxtepec, MOR. (17, CAEV)

FAMILIA PODOCINIDAE

*Podocinum pacificum* (Berlese 1896). En Suelo y

hojarasca. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

SUPERFAMILIA DERMANYSSOIDEA

FAMILIA DERMANYSSIDAE

*Dermanyssus gallinae* (De Geer, 1778).

En *Gallus gallus*. Sin localidad, MOR. (22, CAENCB, CNAC)

FAMILIA HIRSTIONYSSIDAE

*Hirstionyssus galindoi* (Ramirez, 1980). En *Peromyscus difficilis* Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

FAMILIA LAELAPIDAE

*Androlaelaps martini* (Jameson, 1951). En *Baiomys musculus* y *Neotomodon alstoni*. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

*A. fahrenholzi* (Berlesse, 1911). En *Baiomys musculus* y *Rattus rattus*. Sin Localidad, MOR. (22, CNAC)

*Androlaelaps glasgobi* (Ewing, 1925). En *Baiomys musculus*. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

*Androlaelaps* sp. En suelo de cuevas, Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

*Gaeolaelaps* sp. En musgos. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

*Hypoaspis* sp. En suelo de cuevas. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

Ejemplares sin determinar de esta familia en muestras de suelo. Cuautla, Cuernavaca, Yautepec, Tepoztlán y Tlalnepantla, MOR. (CAEV)

FAMILIA MACRONISSIDAE

*Macronyssus crosbyi* (Ewing y Stover, 1915). En *Myotis velifer*. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

*Parichoronyssus sclerus* (Radovsky, 1966). En *Anoura geoffroyi lasiopyga*. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

*Radfordiella desmodi* (Radovsky, 1967). En *Desmodus rotundus*. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

*Chiroptonyssus robustipes* (Ewing, 1925). En *Tadarida brasiliensis mexicana* y *Natalus stramineus*. Sin localidad, MOR. (21, CNAC)

*Ornithonyssus bacoti* (Hirst, 1913). En *Rattus rattus* y *Mus musculus*. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

*Ornithonyssus sylviarum* (Canestrini y Fanzago, 1877). En *Phencticus melanocephalus* en nidos y *Catharas occidentalis*. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

*Pellonyssus nidiculos* (Baker, Delfinado y Abatiello, 1976). En *Columbia inca*, *Columbia passerina* y *Leptotila verreauxi* en nidos. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

FAMILIA SPELAEORHYNCHIDAE

*Spelaeorhynchus chilonycteris* (Fain y Alex, 1967). En *Pteronotus parnelli*. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

FAMILIA SPINTURNICIDAE

*Cameronieta elongatus* (Furman, 1966). En *Pteronotus parnelli* y *Pteronotus. mexicanus*. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

*Cameronieta thomasi* (Machado-Allison, 1965). En *Pteronotus psilotis*. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

*Periglischrus caligus* (Kolenati, 1857). En *Pteronotus parnelli*. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

*Pteronotus herrarai* (Machado-Allison, 1965). En *Desmodus rotundus murinus*. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

*Pteronotus iheringi* (Oudemans, 1902). En *Artibeus jamaicensis*. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

*Pteronotus ojastii* (Machado-Allison, 1965). En *Sturnira lilium*. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

*Pteronotus vargasi* (Hoffmann, 1944). En *Leptonycteris nivalis* y *Anoura geoffroyi lasiopyga*. Sin localidad, MOR. (21, CNAC)

*Spinturnix americanus* (Banks, 1902). En *Myotis velifer velifer*. Sin Localidad, MOR. (22, CNAC)

SUPERORDEN ACARIFORMES

ORDEN TROMBIDIFORMES

SUBORDEN PROSTIGMATA

SUPERCOHORTE EUPODIDES

SUPERFAMILA BDELLOIDEA

FAMILIA BDELLIDAE

*Bdella* sp. En *Pinus montezumae*. Tepoztlán. MOR. (17, CAEV)

*Bdella longicornis* (Linnaeus, 1758). En suelo, hojarasca, musgos y hojas de pino. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

*Bdella longistriata* (Atyeo, 1960). En hojarasca, musgos, piñas y orquídeas. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

*Bdella mexicana* (Baker y Balock, 1944). En hojarasca, musgos y suelo. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

*Bdella* sp. En musgos. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

*Bdellodes communis* (Atyeo, 1960). En hojarasca, musgos, líquenes y bajo piedras, Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

*Bdellodes hurdi* (Atyeo, 1960). En *Tillandsia* sp., y en cuevas. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

*Bdellodes truncata* (Atyeo, 1960). En hojarasca y bajo rocas. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

*Cyta latirostris* (Hermann, 1804). En suelo y hojarasca. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

*Monotrichobdella maxosburni* (Baker y Balock, 1944). En líquenes y musgos. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

*Odontoscirus alpinus* (Atyeo, 1960). En *Tillandsia* sp., en suelo, musgos y hojarasca. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

*Spinibdella cronini* (Baker y Balock, 1944). En *Arenaria tryoides*. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

*Spinibdella depressa* (Ewing, 1909). En *Tillandsia* sp. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

*Spinibdella tenuirostris* (Ewing, 1914). En *Tillandsia* sp. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

*Spinibdella thori* (Meyer y Ryke, 1959). En *Tillandsia* sp. y hojarsaca. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

FAMILIA CUNAXIDAE

*Armascirus taurus* (Kramer, 1881). En orquídeas. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

*Coleoscirus simplex* (Ewing, 1917). En hojarasca. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

*Cunaxa* sp. En musgos. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

*Cunaxoides biscutum* (Nesbitt, 1946). Ex. *Tardus migratorius* en nido. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

*Pseudobonzia delfinadobakerae* (Smiley, 1992). En hojarasca. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

*Pulaeus patzcuarensis* (Baker y Hoffmann, 1948). En hojarasca y madera podrida. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

*Pulaeus pectinatus* (Ewing, 1909). En suelo de cuevas. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

*Pulaeus* sp. En suelo de cuevas y musgo. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

Ejemplares sin determinar de esta familia en muestras de suelo y plantas. Cuautla, Cuernavaca, Yautepec, Tepoztlán y Tlalnepantla, MOR. (CAEV)

SUPERFAMILA EUPODOIDEA

FAMILIA EUPODIDAE

*Cocceupodes* sp. En musgos. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

*Eupodes* sp. En musgos. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

*Linopodes* sp. En suelo de cuevas, suelo y troncos. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

*Protereunetes* sp. En musgos. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

Ejemplares sin determinar de esta familia en muestras de suelo. Cuautla, Cuernavaca, Yautepec, Tepoztlán y Tlalnepantla, MOR. (CAEV)

FAMILIA PENTHALEIDAE

*Penthaleus* sp. En *Pipilo erythrophthalmus* en nido. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

FAMILIA PENTHALODIDAE

*Penthalodes boneti* (Baker, 1946). En musgos. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

*Penthalodes* sp. En musgos y madera podrida. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

*Stereotydeus mexicanus* (Baker, 1946). En musgos. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

FAMILIA RHAGIDIIDAE

*Coccorhagidia clavifrons* (Canestrini, 1886). En suelo, hojarasca de bosque, musgos. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

*Paecilophysis pratensis* (Koch, 1835). En *Quercus* sp., en hojas, en suelo y musgos. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

*Paecilophysis weyerensis* (Packard, 1888). En suelo y hojarasca. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

*Paecilophysis* sp. En musgos. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

*Robustocheles hilli* (Strandtmann, 1971). En *Tillandsia* spp. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

*Robustocheles mucronata* (Willmann, 1936). En suelo hojarasca y musgos. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

Ejemplares sin determinar de esta familia en muestras de suelo. Cuautla, Cuernavaca, Yautepec, Tepoztlán y Tlalnepantla, MOR. (CAEV)

SUPERFAMILA TYDEOIDEA

FAMILIA TYDEIDAE

*Buddleia verticillata* en hojas. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

*Coccotydeus tenuiclaviger* (Thor, 1931). En musgo. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

*Lorryia boycei* (Baker 1968). En musgo. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

*Mycrotydeus beltrani* (Baker, 1944). En musgo. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

*Paralorrya* sp. En *Quercus rugosa*, Km 49, Carr. Xochimilco-Oaxtepec, MOR. (17, CAEV)

*Pronematus* sp. En *Quercus rugosa*, Km 49, Carr. Xochimilco-Oaxtepec, MOR. (17, CAEV)

*Pronematus anconai* (Baker, 1943). En

*Pronematus sextoni* (Baker, 1968). Ex *Mangifera indica* en hojas. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

*Pronematus ubiquitous* (McGregor, 1932). En musgo. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

*Tidaeolus tenuiclaviger* (Thor, 1931). En musgo. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

*Tridilatydeus hirsutus* (Baker, 1944). En musgo. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

*Triophtydeus* sp. En *Pinus* sp. Km 49, Carr. Xochimilco-Oaxtepec, MOR. (17, CAEV)

*Tydeus shawi* (Baker, 1943). En musgo, liquen y hongos. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

*Tydeus* spp. En *Capsicum* sp. *Psidum guajava*

y *Sechium edule*. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

Ejemplares sin determinar de esta familia en muestras de plantas. Cuautla, Cuernavaca, Yautepec, Tepoztlán y Tlalnepantla, MOR. (CAEV)

SUPERFAMILA ERIOPHYOIDEA

FAMILIA PHYTOPTIDAE

*Trisetacus ehmanni* (Keifer, 1963). En *Pinus montezumae* en acículas. Tlalnepantla, MOR. (1, CAEV)

FAMILIA DIPTILOMIOPIDAE

*Diptacus gigantorhynchus* (Nalepa, 1892). En *Crataegus mexicana* y *Rubus* sp., en hojas. Cuautla, Cuernavaca. Tlalnepantla, Yautepec, MOR. (1, 22, 42, 43, CAEV, CAPVCH, CAUAMX)

*Rhynacus abronius* (Keifer, 1939). En *Rubus* sp. Tlalnepantla, MOR. (1, CAEV, CAPVCH)

*Rhyncaphytoptus ficifoliae* (Keifer, 1939). En *Ficus carica* en hojas. Cuautla, Cuernavaca, Tlalnepantla, Yautepec, MOR. (46, CAEV, CAPVCH, CAUAMX)

FAMILIA ERIOPHYIDAE

*Abacarus sacchari* (Channabasavanna, 1966). En *Saccharum officinarum*. Cuautla, Yautepec, MOR. (2, CAEV)

*Abacarus uruetae* (Keifer, 1972). En *Psidium guajava* en hojas. Cuautla, Cuernavaca, MOR. (2, CAEV)

*Abacarus* sp. En *Psidium guajave* en hojas. Cuautla, MOR. (22, 43, CAUAMX)

*Acalitus santibanezi* (García-Valencia y Hoffmann, 1997). En *Ipomoea murocoides* en agallas. Tepoztlán, MOR. (1,20, 22, CAENCB, CNAC)

*Acaricalus segundus* (Keifer, 1940). En *Quercus obtusata* en hojas. Tlalnepantla, MOR. (3, CAEV)

*Aceria fica* (Cotte, 1920), En *Ficus carica* en hojas. Cuautla, Cuernavaca, Tepoztlán, Tlalnepantla, Yautepec, MOR. (1, 22, 46, CAEV)

*Aceria fraxiniflora* (Felt, 1906). En *Fraxinus udhei* en agallas florales. Cuernavaca, MOR. (CAEV)

*Aceria granati* (Canestrini y Massalongo, 1894). Ex. *Punica granatum* en hojas. Cuautla, Cuernavaca, Oaxtepec. Tlalnepantla, Yautepec, Tepoztlán, MOR. (1, 22, 42, 43, CAEV, CAPVCH, CAUAMX)

*Aceria lycopersici* (Wolffenstein, 1879). En *Lycopersicum sculentum* en hojas. Cuautla, Cuernavaca, Yautepec, MOR. (1, 22, 42, 43, CAEV, CAIFIT, CAPVCH, CAUAMX, CNRF)

*Aceria mangifera* (Sayed, 1946). En *Mangifera indica* en hojas. Cuautla, Cuernavaca, MOR. (16, 21, 42, 43, CAUAMX)

*Aculops lycopersici* (Massee, 1937). En *Lycopersicum sculentum* en hojas. Cuautla, Cuernavaca, Tlalnepantla Yautepec, MOR. (1, 10, 42, 43, CAEV, CAIFIT, CAPVCH, CAUAMX, CNAC, CNRF)

*Calepitrimerus muesebecki* (Keifer, 1940). En *Persea americana* en hojas. Tlalnepantla, MOR. (1, CAEV, CAIFIT)

Ejemplares sin determinar de esta familia en muestras de plantas. Cuautla, Cuernavaca, Yautepec, Tepoztlán y Tlalnepantla, MOR. (CAEV)

*Eriophyes* sp. En follaje *Juniperus deppeana*. Tlalnepantla, MOR. (17, CAEV)

SUPERCOHORTE ANYSTIDES

COHORTE ANYSTINA

SUPERFAMILIA ANYSTOIDEA

FAMILIA ANYSTIDAE

*Anystis salinus* (Linnaeus, 1758). En troncos. Sin localidad, MOR (22, CNAC)

*Anystis* sp. En musgos. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

*Anystis* sp. En *Pinus* montezumae en acículas. Yautepec, MOR. (17, CAEV)

*Tarsolarkus* sp. En piedras. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

Ejemplares sin determinar de esta familia en muestras de plantas. Cuautla, Cuernavaca, Yautepec, Tepoztlán y Tlalnepantla, MOR. (CAEV)

SUPERFAMILIA POMERANTZIOIDEA

FAMILIA POMERANTZIIDAE

*Pomerantzia* sp. En suelo de cuevas. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

COHORTE PARASITENGONINA

SUBCOHORTE ERYTHRAIAE

SUPERFAMILIA ERYTHRAEOIDEA

FAMILIA SMARIDIDAE

*Calorema* sp. En musgos. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

*Smaris* sp. En musgos. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

FAMILIA ERYTHRAEIDAE

*Augustsonella southcotti* (Hoffmann y Méndez, 1973). En piedras y tierra. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

*Balustium* sp. En musgos. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

*Leptus* sp. En *Vejovis spinigerus*, *Centruroides limpidus*, *Leiobunum* sp. *Oplomus* sp y *Taeniopoda auricornis*. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

*Tepoztlana sandovali* (Hoffmann y Méndez, 1973). Caminando sobre muro. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

SUBCOHORTE TROMBIDIDIAE

SUPERFAMILIA TROMBIDIOIDEA

FAMILIA TROMBIDIIDAE

*Caenothrombidum* sp. En musgos. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

*Dinothrombium dugesii* (Trouessart, 1894). En suelo. Sin localidad, MOR. (22, CAENCB, CNAC)

*Microthrombidum* sp. En musgos. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

SUPERFAMILIA TROMBICULOIDEA

FAMILIA LEEUWENHOEKIIDAE

*Hannemania hylae* (Ewing, 1925). En *Rana berlandieri* y *Eleutherodactylus* sp. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

*Hannemania palaezi* (Hoffmann, 1965). En *Rana berlandieri*. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

*Walchioides intrinseca* (Brennan, 1960). En *Sorex saussurei*. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

*Whartonia carpenteri* (Brennan, 1962). En *Lasiurus borealis* y *Balantiopteryx plicata*. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

*Whartonia glenni* (Brennan, 1962). En *Balantiopteryx plicata*. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

FAMILIA TROMBICULIDAE

*Eiuschoengastia zapoteca* (Hoffmann, 1965). En *Peromyscus difficilis*. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

*Eutrombicula alfreddugesi* (Oudemans, 1910). En *Sceloporus aeneus*, *S. grammicus microlepidotus*, *Sceloporus palaciosi*, *Sceloporus* sp., y *Geococcyx* sp. Sin localidad, MOR. (18, 22, CNAC)

*Eutrombicula batatas* (Linnaeus, 1758). En *Hommo sapiens*. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

*Hexidionis biagii* (Hoffmann, 1965). En *Sceloporus aeneus aeneus*. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

*Hoffmannina suriana* (Hoffmann, 1954). En *Sorex saussurei*. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

*Hoffamannina*. *vesperuginus* (Brennan y Jones, 1960). En *Anoura geoffroyi lasiopyga*. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

*Microtrombicula boneti* (Hoffmann, 1952). En *Leptonycteris nivalis*. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

*Morelacarus morelensis* (Hoffmann, 1960). En *Microtus* sp. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

*Neoschoengastia americana* (Hirst, 1921). En *Icterus cucullatus*. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

*Neotrombicula azteca* (Hoffmann, 1952). En *Sorex saussurei*. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

*Parasecia bulbocalcar* (Goff, 1992). En *Sturnira ludovici*. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

*Pseudoschoengastia audyi* (Brennan y Jones, 1959). En *Orizomys palustris*. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

*Pseudoschoengastia guatemalensis* (Brennan, 1952). En *Orizomys palustris*. Sin localidad, MOR. (21, CNAC)

*Pseudoschoengastia pedregalensis* (Hoffmann, 1951). En *Neotoma mexicana torquata*. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

*Tecomatlana sandovali* (Hoffmann, 1947). En *Balantiopteryx plicata*. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

SUBCOHORTE HRYDACHNIDIAE

SUPERFAMILIA ARRENUROIDEA

FAMILIA MIDEOPSIDAE

*Mideopsis mangna* (Cook, 1980). En ríos. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

FAMILIA KRENDOWSKIIDAE

*Geayia amacuzaca* (Cook, 1980). En ríos. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

SUPERFAMILA HYGROBATOIDEA

FAMILIA ATURIDAE

*Axonopsis mesoamericana* (Cook, 1980). En ríos. Sin localidad. MOR. (22, CNAC)

FAMILIA HYGROBATIDAE

*Atractides tucabus* (Cook, 1980). En arroyos y ríos. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

*Hydrobates ampliatus* (Viets, 1936). En presas, arroyos y ríos. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

*Hydrobates boettgeri* (Viets, 1975). En ríos. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

*Hydrobates plabejus* (Lundblad, 1930). En ríos. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

FAMILIA LIMNESIIDAE

*Limnesia mesoamericana* (Cook, 1980). En ríos. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

SUPERCOHORTE ELEUTHERENGONIDES

COHORTE RAPHIGNATHINA

SUPERFAMILIA RAPHIGNATHOIDEA

FAMILIA CAMEROBIIDAE

*Neophyllobius* sp. En *Pinus montezumae* en acículas. Yautepec, MOR. (17, CAEV)

FAMILIA STIGMAEIDAE

*Agistemus* sp. En *Quercus laurina, Quercus rugosa* follaje. Yautepec, MOR. (17, CAEV)

*Agistemus simplex* (Gonzalez, 1965). En *Eupatorium glabratum* en hojas. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

*Eustigmaeus* sp. En musgos. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

*Ledermuelleria* sp. En musgos. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

*Stigmaeus* sp. En suelo. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

*Zetzellia* sp. En *Quercus laurinea*, *Quercus* sp. *Quercus rugosa,* Tlalnepantla, MOR. (17, CAEV)

Ejemplares sin determinar de esta familia en muestras de plantas. Cuautla, Cuernavaca, Yautepec, Tepoztlán y Tlalnepantla, MOR. (CAEV)

SUPERFAMILIA PTERYGOSOMATOIDEA

FAMILIA PTERYGOSOMIDAE

*Geckobiella texana* (Banks, 1904). En *Sceloporus grammicus* e *Iguana* sp. Tepoztlán, MOR. (18, 22, CNAC)

*Hirstiella pelaezi* (Cunliffe, 1949). En *Sceloporus torquata torquata*, *Sceloporus grammicus microlepidotus*, *S. palaciosi* y *Crotaphytus collaris*. Tepoztlán, MOR. (19, 22, CNAC)

*Pimeliaphilus podapolipophagus* (Trägardh, 1904). En Cucarachas. Sin localidad, MOR, (22, CNAC)

SUPERFAMILIA TETRANYCHOIDEA

FAMILIA TETRANYCHIDAE

*Eutetranychus anitae* (Estebanes y Baker, 1968). En *Quercus* sp., y *Ficus* sp., en hojas. Cuernavaca, MOR. (22, 44)

*Eotetranychus ecclisis* (Pritchard y Baker, 1955). En *Artermisia luloviciana mexicana*. Cuernavaca, MOR. (22, 44)

*Eotetranychus lewisi* (Mc Gregor 1943). En *Prunus* sp. Cuernavaca, MOR. (42, 43, CAUAMX)

*Oligonychus cunliffei* (Pritchard y Baker, 1955). En *Pinus montezumae* en acículas. Yautepec, MOR. (17, CAEV)

*Oligonychus* (*Oligonychus)* sp. Ex. *Quercus rugosa* en follaje. Yautepec, MOR. (17, CAEV)

*Oligonychus perseae* (Tuttle, Baker y Abbatiello, 1976). En *Persea americana* en hojas. Cuernavaca, Tlalnepantla, MOR. (22, 42, 43, 44, CAEV, CAUAMX)

*Oligonychus pini* (Pritchard y Baker, 1955). En *Pinus montezumae* en acículas. Yautepec, MOR. (17, CAEV)

*Oligonychus punicae* (Hirst, 1926). En *Persea americana* en hojas. Cuernavaca, Tlalnepantla, MOR. (22, 42, 43, 44, CAEV, CAUAMX)

*Oligonychus. pratensis* (Banks, 1912). En *Zea mays* en hojas. Sin localidad, MOR. (22)

*Oligonychus stickneyi* (McGregor, 1919). En *Zea mays* y pastos en hojas. Cuernavaca y Ayala, MOR. (22, 34, 44)

*Oligonychus ununguis* (Jacobi, 1905). En *Pinus montezumae* en acículas. Cuernavaca, Yautepec, MOR. (17, 44, CAEV)

*Petrobia latens* (Müller, 1776). En *Allium cepa* en hojas. Tepalcingo, MOR. (14)

*Sonotetranychus albiflora* (Tuttle & Baker, 1968). En *Quercus laurina*. Yautepec, MOR. (17, CAEV)

*Tetranychus* (*Armenychus*) sp. En *Quercus rugosa* en follaje. Yautepec, MOR. (17, CAEV)

*Tetranychus cinnabarinus* (Dufour, 1832). En *Gossypium hirsutum*, *Lycopersum sculentum*, *Manguifera indica*, *Morus rubra* y *Rosa dilecta*, en hojas. Cuautla, Cuernavaca, MOR. (10, 22, 44)

*Tetranychus desertorum* (Banks, 1900). En *Lycopersum sculentum* en hojas. Cuautla, MOR. (22, 42, 43, CAUAMX)

*Tetranychus hydrangea* (Pritchard y Baker, 1955). En *Hydrangea macrophylla* en hojas. Sin localidad, MOR. (22)

*Tetranychus merganser* (Boudreaux, 1954). En *Arachis hypogaea*, *Opuntia* sp., *Tagetes erecta*, en hojas y cladodios. Cuernavaca, Tlalnepantla, MOR. (22, 28, 42, 43, CAIFIT, CAUAMX)

*Tetranychus urticae* (Koch, 1836). En *Euphorbia pulcherrima* en hojas. Cuautla, Cuernavaca, MOR. (22)

*Tetranychus* sp. En *Citrus paradisi* En hojas. Sin localidad, MOR. (22)

FAMILIA TENUIPALPIDAE

*Brevipalpus* sp. En *Pinus* sp, en aciculas. Yautepec, MOR. (17, CAEV)

*Brevipalpus edwinae* (Baker, 1949). En *Eupatorium glabratum* en hojas. Sin localidad, MOR. (22)

*Tenuipalpus* sp. En *Citrus aurantifolia* en hojas. Sin localidad, MOR. (22)

Ejemplares sin determinar de esta familia en muestras de plantas. Cuautla, Cuernavaca, Yautepec, Tepoztlán y Tlalnepantla, MOR. (CAEV)

SUPERFAMILIA CHEYLETOIDEA

FAMILIA CHEYLETIDAE

*Cheyletus cacahuamilpensis* (Baker, 1949). En guano de gruta. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

*Cheyletus eruditus* (Schrank, 1781). En polvo casero. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

Ejemplares sin determinar de esta familia en muestras de suelo y plantas. Cuautla, Cuernavaca, Yautepec, Tepoztlán y Tlalnepantla, MOR. (CAEV)

FAMILIA MYOBIIDAE

*Eudusbabekia arganoi* (Vomero, 1972). En *Desmodus rotundus murinus*. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

*Eudusbabekia lepidosdela* (Jameson, 1971). En *Sturnira lilium*. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

*Eudusbabekia* sp. En *Leptonycteris* sp. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

*Expletobia* sp. En *Balantiopteryx plicata*. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

*Phillostomyobia leptonycteris* (Fain, 1973). En *Leptonycteris* sp. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

*Ugandobia* sp. En *Balantiopteryx plicata plicata*. Sin localidad, MOR. (21, CNAC)

COHORTE HETEROSTIGMATINA

SUPERFAMILIA PYGMEPHOROIDEA

FAMILIA MICRODISPIDAE

*Brennandania* sp. En muestra de suelo. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

Ejemplares sin determinar de esta familia en muestras de suelo. Cuautla, Cuernavaca, Yautepec, Tepoztlán y Tlalnepantla, MOR. (CAEV)

SUPERFAMILIA PYEMOTOIDEA

FAMILIA PYEMOTIDAE

*Pyemotes ventricosus* (Newport, 1850). En *Anagasta (Ephestia) kuehniella*. Sin localidad, MOR. (6, 7, 22)

*Pyemotes* sp. En Larva de lepidóptero. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

SUPERFAMILIA TARSONEMOIDEA

FAMILIA TARSONEMIDAE

*Acarapis woodi* (Rennie, 1921). En *Apis mellifera* parásitos en las tráqueas. Juitepec, MOR. (7, 5, 22)

*Tarsonemus bilobatus* (Suski, 1965). En *Cucumis sativum* en hojas y frutos. Cuautla, MOR. (13, CAPVCH)

*Tarsonemus* spp. En *Mangifera indica* y *Psidium guajava* en hojas. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

*Tarsonemus* sp. En *Pinus* sp. , *Quercus rugosa* en follaje. Yautepec, MOR. (17, CAEV)

Ejemplares sin determinar de esta familia en muestras de plantas. Cuautla, Cuernavaca, Yautepec, Tepoztlán y Tlalnepantla, MOR. (CAEV)

FAMILIA PODOPOLIPIDAE

*Chrysamelobia labidomearae* (Eickwort, 1975). En *Leptinotarsa decemlineata*, *Leptinotarsa. cacica*, *Leptinotarsa undecemlineata*, *Leptinotarsa signaticollis* y *Leptinotarsa haldemani*. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

*Podapolipus* sp. En chapulines. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

ORDEN SARCOPTIFORMES

SUBORDEN ORIBATIDA

Ejemplares sin determinar de este Suborden en muestras de suelo y plantas de Cuautla, Cuernavaca, Yautepec, Tepoztlán y Tlalnepantla, MOR. (CAEV)

SUPERCOHORTE PALAEOSOMATIDAE

SUPERFAMILIA CTENACAROIDEA

FAMILIA CTENACAROIDAE

*Aphelacarus* sp. En muestras de suelo, guano de murcielago en cuevas. Sin localidad, MOR. (22, 37, CNAC)

SUPERCOHORTE ENARTHRONOTIDES

SUPERFAMILIA BRACHYCHTHONIOIDEA

FAMILIA BRACHYCHTHONIIDAE

*Brachychthonius* sp. Sin hábitat Sin localidad, MOR. (22, 37, CNAC)

SUPERFAMILIA ATOPOCHTONIOIDEA

FAMILIA PTEROCHTHONIIDAE

*Pterochthonius angelus*. Sin hábitat Sin localidad, MOR. (22, 37, CNAC)

SUPERFAMILIA PROTOPLOPHOROIEA

FAMILIA SPHAEROCHTHONIIDAE

*Spaerochthonius* sp. En muestras de suelo, Sin localidad. MOR. (22, 37, CNAC)

SUPERCOHORTE MIXONOMATIDES

SUPERFAMILIA PERLOHMANNIOIDEA

FAMILIA PERLOHMANNIDAE

*Perlohmannia* sp. En muestras de suelo. Sin localidad, MOR. (22, 37, CNAC)

SUPERFAMILIA EUPHTHIRACAROIDEA

FAMILIA EUPHTHIRACARIDAE

*Rhysotritia ardua* (Koch, 1841). Sin hábitat. Sin localidad. MOR. (37)

*Rhysotritia* sp. Sin hábitat. Sin localidad, MOR. (22, 37, CNAC)

FAMILIA ORIBOTRITIIDAE

*Mesotritia grangjeani* (Feider y Suciu, 1957). Sin hábitat. Sin localidad, MOR. (22, 37, CNAC)

SUPERFAMILIA PHTHIRACAROIDEA

FAMILIA PHTHIRACARIDAE

*Haplophorella* sp. Sin hábitat. Sin localidad, MOR. (22, 37, CNAC)

COHORTE NOTHRINA

SUPERFAMILIA CROTONIDAE

FAMILIA CAMISIIDAE

*Camisia* sp. Sin hábitat. Sin localidad, MOR. (22, 37, CNAC)

*Nothrus* sp. Sin hábitat. Sin localidad, MOR. (22, 37, CNAC)

FAMILIA TRHYPOCHTONIIDAE

*Thrypochthonius tepoztecuz* (Palacios- Vargas e Iglesias, 1997). Sin hábitat. Sin localidad, MOR. (36)

*Trhypochthonius* sp. En hojarasca. Sin localidad, MOR. (22, 37, CNAC)

COHORTE BRACHYPYLINA

SUPERFAMILIA PLATEREMAEOIDEA

FAMILIA GYMNODAMAEIDAE

*Joshuella* sp. Sin hábitat. Sin localidad, MOR. (22, 37, CNAC)

SUPERFAMILIA CEPHEOIDEA

*Microtegeus* sp. Sin hábitat. Sin localidad, MOR. (22, 37, CNAC)

SUPERFAMILIA AMEROIDEA

FAMILIA EREMOBELBIDAE

*Eremobelba* sp. Sin hábitat. Sin localidad, MOR. (22, 37, CNAC)

SUPERFAMILIA EREMAEOIDEA

FAMILIA EREMAEIDAE

*Eremaeus* sp. En hojarasca. Sin localidad, MOR. (22, 37, CNAC)

SUPERFAMILIA CARABODOIDEA

FAMILIA CARABODIDAE

*Carabodes* sp. Sin hábitat. Sin localidad, MOR. [22, 37, CNAC]

SUPERFAMILIA OPPIOIDEA

FAMILIA DAMPFIELLIDAE

*Dampfiella procera* (Sellnick, 1931). Sin hábitat. Sin localidad, MOR. [22, 36, 37]

FAMILIA OPIIDAE

*Microppia minus* (Paoli, 1908). Sin hábitat. Sin localidad, MOR. [22, 36, 37]

*Oppia* sp. En muestras de suelo fuera y dentro de cuevas. Sin localidad, MOR. [22, 37, CNAC]

SUPERFAMILIA TECTOCEPHEIOIDEA

FAMILIA TECTOCEPHEIDAE

*Tectocepheus* sp. Sin hábitat. Sin localidad, MOR. [22, 37, CNAC]

SUPERFAMILIA AMERONOTHROIDEA

FAMILIA SUCTOBELBIDAE

*Suctobelbella* sp. En suelo. Sin localidad, MOR. [22, 37, CNAC]

SUPERFAMILIA CYMBAEREMAEOIDEA

FAMILIA CYMBAEREMAEIDAE

*Cymbaeremaeus* sp. En muestras de suelo. Sin localidad, MOR. [22, 37, CNAC]

*Scapheremaeus simplex* (Ríos y Palacios-Vargas, 1998). Sin hábitat. Sin localidad, MOR. [36, 37]

*Scapheremaeus tillandsiophilus* (Ríos y Palacios-Vargas, 1998). Sin hábitat. Sin localidad, MOR. [36, 37, 41]

*Scapheremaeus* sp. En *Tillandsia* sp., en musgos y hojarasca. Sin localidad, MOR. [22, 37, CNAC]

SUPERFAMILIA ORIBATELLOIDEA

FAMILIA ORIBATELLIDAE

*Cultrobates* sp. Sin hábitat. Sin localidad, MOR. [22, 37, CNAC]

*Lamellobates* sp. En suelo. Sin localidad, MOR. [22, 37, CNAC]

SUPERFAMILIA ORIPODOIDEA

FAMILIA HAPLOZETIDAE

*Hoplozotes* sp. Sin hábitat. Sin localidad, MOR. [22, 37, CNAC]

FAMILIA SCHELORIBATIDAE

*Monoscheloribates* sp. En suelo de cuevas. Sin localidad, MOR. [22, 37, CNAC]

*Scheloribates* sp. En suelo. Sin localidad, MOR. [22, 37, CNAC]

SUPERFAMILIA CERATOZETOIDEA

FAMILIA CERATOZATIDAE

*Ceratozetes* sp. En suelo. Sin localidad, MOR. [22, 37, CNAC]

*Trichoribates* spp. Sin hábitat. Sin localidad, MOR. [22, 37, CNAC]

SUPERFAMILIA GALUMNOIDEA

FAMILIA GALUMNIDAE

*Galumna* sp. Sin hábitat. Sin localidad, MOR. [22, 37, CNAC]

COHORTE ASTIGMATINA

SUPERFAMILIA HISTIOSTOMATOIDEA

FAMILIA HISTIOSTOMATIDAE

*Histiostoma* sp. En musgos. Sin localidad, MOR. [22, CNAC]

Ejemplares sin determinar de esta familia en muestras de suelo en Cuautla, Cuernavaca, Yautepec, Tepoztlán y Tlalnepantla, MOR. [CAEV]

FAMILIA GUANOLICHIDAE

*Neoguanolichus* sp. En suelo con guano de cuevas. Sin localidad, MOR. [22, CNAC]

FAMILIA PYROGLYPHIDAE

*Dermatophagoides pteronyssinus* (Trouessart, 1897). En *Hirundo rustica* en nidos y polvo de casas. Sin localidad, MOR. [22, CNAC]

SUPERFAMILIA CANESTRINIOIDEA

FAMILIA CANESTRINIIDAE

*Acrotacarus mirabilis* (Banks, 1915). En *Physonata alutacea*. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

SUPERFAMILIA HEMISARCOPTOIDEA

FAMILIA CARPOGLYPHIDAE

*Carpoglyphus lactis* (Linnaeus, 1758). En tepache. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

SUPERFAMILIA GLYCYPHAGOIDEA

FAMILIA CHORTOGLYPHIDAE

*Nycteriglyphus* sp. Tanto de guano como en *Leptonycteris* sp., *Artibeus jamaicensis* y *Myotis velifer velifer*. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

FAMILIA GLYCYPHAGIDAE

*Glycyphagus ornatus* (Kramer, 1881). En *Hirundo rustica* en nido. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

SUPERFAMILIA ACAROIDEA

FAMILIA ACARIDAE

*Acarus siro* (Linnaeus, 1758). En muestras del suelo y granos almacenados. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

*Caloglyphus mycophagus* (Megnin 1874). En *Allium sativum* suelo de cultivo. Cuautla, MOR. (42, CAUAMX)

*Histiogaster carpio* (Kramer, 1882). En tepache. Sin localidad. (22, CNAC)

*Rhizoglyphus robini* (Claparédè, 1869). En *Allium sativum* y *Allium cepa*, suelo de cultivo. Cuautla, MOR. (14, 42, CAUAMX, CAPVCH)

*Sancassania berlesei* (Michael, 1903). En suelo de pastoreo. Sin localidad, MOR. (40)

*Sancassania mycophagus* (Megnin, 1874). En *Cucumis sativum*. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

*Sancassania* sp. En suelo de cuevas. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

*Thyrophagus neiswanderi* (Johnston y Bruce, 1965). En *Psaltriparus minimus* en nido. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

*T. putrescentiae* (Schrank, 1781). En suelo de pastoreo. Sin localidad, MOR. (40)

*Tyrophagus* sp. En guano de cuevas. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

Ejemplares sin determinar de esta familia en muestras de suelo y plantas de Cuautla, Cuernavaca, Yautepec, Tepoztlán y Tlalnepantla, MOR. (CAEV)

SUPERFAMILIA ANALGOIDEA

FAMILIA PROCTOPHYLLODIDAE

*Proctophyllodes tanagrae* (Atyeo y Braasch, 1966). En *Tanagra musica*. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

SUPERFAMILIA SARCOPTIDAE

FAMILIA CHIRODISCIDAE

*Lawrenceocarpus puertoricensis* (Cruz y Tamsitt, 1974). En *Pteronotus parnelli mexicanus*. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

*Paralabicarpus trachops* (Fain, 1972). En *Macrotus waterhousii*. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

FAMILIA CHIRORHYNCHOBIIDAE

*Chirorhynchobia matsoni* (Yunker, 1970). En *Anoura geoffroyi lasiopyga*. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

FAMILIA SARCOPTIDAE

*Notoedres myotis* (Hedeen, 1953). En *Myotis velifer velifer*. Sin localidad, MOR. (22, CNAC)

## LITERATURA CITADA


Edgecombe, G. D., y F. G., Cupul-Magaña. (2008). Primer registro de Scutigera linceci (Woo, 1867)

Acuña-Soto, J. A. y Estrada-Venegas. E. G. 2009. Actualización al conocimiento de la Superfamilia Eriophyoidea (Acari: Prostigmata) en México. En: Estrada-Venegas, E. G., Equihua-Martínez, A., Chaires-Grijalva, M. P., Acuña-Soto, J. A., Padilla-Ramírez, J. R. y A. Mendoza-Estrada. (Eds.). *Entomología Mexicana Vol. 8*. pp. 119 - 124. Colegio de Postgraduados y Sociedad Mexicana de Entomología. Texcoco, Estado de México.

Acuña-Soto, J. A., Estrada-Venegas, E. G., y Equihua-Martínez, A. 2012. Los ácaros eriófidos (Acari: Eriophyoidea) asociados a los cultivos de interés económico en México. En: Estrada-Venegas, E. G., Equihua-Martínez, A., Acuña-Soto, J. A. y Chaires-Grijlava, M. P. (Eds.). pp. 30 - 37. *Acarología Latinoamericana*. Colegio

de Postgraduados y Sociedad Mexicana de Entomología. Texcoco, Estado de México.

Acuña-Soto, J. A., Estrada-Venegas, E. G. y Equihua-Martínez, A. 2012. Ácaros eriófidos (Acari: Eriophyoidea) asociados a encinos *Quercus* spp., en México. En: Estrada-Venegas, E. G., Equihua-Martínez, A., Acuña-Soto, J. A. y Chaires-Grijlava, M. P. (Eds.). pp. 38 - 44. *Acarología Latinoamericana*. Colegio de Postgraduados y Sociedad Mexicana de Entomología. Texcoco, Estado de México.

Alberti, G. 2005. On some fundamental characteristics in acarine morphology. In: Nuzzaci, A. (Coord). *Morphology funzionale degli Acari*. pp. 315 - 360. Atti Accad. Naz. Ital. Entomol.

Arriola G, M, T, 1993. Fluctuación poblacional de la infestación de *Acarapis woodi* (Acari: Tarsonemidae) en *Apis mellifera* (Hymenoptera: Apidae) en dos apiarios de Juitepec, Morelos, México. Tesis de Licenciatura. Escuela Nacional de Ciencias Biológicas, Universidad Autónoma del Estado de Morelos. 32 p.

Barona, A. M. A. 1981. Erradicación del ácaro Pyemotes (*Pediculoides ventricosus*) Newport. Tesis de Licenciatura. Escuela Nacional de Ciencias Biológicas, Universidad Autónoma del Estado de Morelos. 54 p.

Burgos-Solorio, A., Trejo-Loyo, A. G., Sandoval-Manrique, J, C., Peña-Chora, G. y Anaya-Calvo, I. 1998. *Catalogo Bibliográfico sobre artrópodos (Arachnida, Acarida e Insecta) del estado de Morelos, México*. Laboratorio de Parasitología Vegetal, Universidad Autónoma de Morelos.

Camino, L. M. 1979. Creación de la tecnología intermedia para el control de *Boophilus micropilus* (Can.) en el estado de Morelos. *Fol. Entomol. Mex*. **42**: 42 - 43.

Castañeda-Arreola, R. O., Rojas-Martínez, C., Figueroa-Millán, J. V., Martínez-Ibáñez, F. y Álvarez-Martínez, J. A. 2012. Uso de PCR anidada para la determinación de infección por *Babesia* spp., en garrapatas *Boophilus* (*Rhipicephalus*) *microplus*. En: Estrada-Venegas, E. G., Equihua-Martínez, A., Acuña-Soto, J. A. y Chaires-Grijlava, M. P. (Eds.). *Acarología Latinoamericana*. pp. 176 - 180. Colegio de Postgraduados y Sociedad Mexicana de Entomología. Texcoco, Estado de México.

Carapia-Ruíz, V. E., Romero-Portillo, J. F., Castillo-Gutiérrez, A. y Nuñez-Valdes. M. 2012 Ácaros fitófagos y depredadores asociados al tomatero y su posible manejo en sistema protegido en Morelos, México. En: Estrada-Venegas, E. G., Equihua-Martínez, A., Acuña-Soto, J. A. y Chaires-Grijlava, M. P. (Eds.). pp. 279 - 283. *Acarología Latinoamericana*. Colegio de Postgraduados y Sociedad Mexicana de Entomología. Texcoco, Estado de México.

Cossío-Bayugar, R., Miranda-Miranda. E. y Martínez-Ibáñez, F. 2012 Identificación de marcadores moleculares para el diagnóstico de la resistencia de acaricidas de la garrapata del ganado. En: Estrada-Venegas, E. G., Equihua-Martínez, A., Acuña-Soto, J. A. y Chaires-Grijlava, M. P. (Eds.). Acarología Latinoamericana. pp. 181 - 186. Colegio de Postgraduados y Sociedad Mexicana de Entomología.

Cruz, C. R. y Morales, M. 1992. Monitoreo en Morelos de fluctuaciones poblacionales de *Rhipicephalus sanguineus* (Acari: Ixodidae) garrapata parásita de perros. *Memorias del X Congreso Nacional de Parasitología*. Cuernavaca, Morelos. Trabajo 61.

Cruz-Zuñiga, J. L. 2011. Identificación del ácaro en pepino (*Cucumis sativum* L.) en Cuautla, Morelos. Tesis de Licenciatura. Depto de Parasitología, Universidad Autónoma Chapingo. 67 p.

Damián-García, J. 1996. Identificación de ácaros asociados a la cebolla (*Allium cepa* L.), en Tepalcingo, Morelos. Tesis de Licenciatura. Depto. de Parasitología, Universidad Autónoma Chapingo. 84 p.

Domínguez-García, D. I., Rosario-Cruz, R., Almazán-García, C., Saltijeral-Oaxaca, J. A., Zeferino-García, V. y Martínez-Ibañez, F. 2009. Clonación y análisis de los polimorfismos del gen de una nueva esterasa de una cepa de

*Boophilus microplus* resistentes a acaricidas organofosforados. En: Estrada-Venegas, E. G., Equihua-Martínez, A., Chaires-Grijalva, M. P., Acuña-Soto, J. A., Padilla-Ramírez, J. R. y Mendoza-Estrada, A. (Eds.) *Entomología Mexicana Vol. 8*. pp. 113 - 118. Colegio de Postgraduados y Sociedad Mexicana de Entomología. Estado de México.

Díaz, B. V. y Romero, C. S. 1980. Etiología de la deformación o escoba de bruja del mango en el estado de Morelos. *Agrociencia*. **39**: 35 - 40.

Estrada V. E. G. 1990. Estudio preliminar sobre los ácaros asociados a árboles de interés forestal en la parte Central de México. Pp. 73-74. XXV Congreso Nacional de Entomología. Oaxaca. México

Gadsden, E. H. 1998. Comparación altitudinal de ectoparásitos de lagartijas del complejo *Sceloporus grammicus* (Reptilia, Iguanidae) en la Sierra de Tepoztlán, Morelos, México. *Acta Zool. Mex. (n.s.).* **30**: 21 - 31.

Ganston, K, J. 1991. The magnitude of global richness. *Conserv. Biol.* **5**: 283 - 296.

García-Valencia, A. S. y Hoffmann, A. 1997. Un nuevo acaro eriófido de México (Prostigmata: Eriophyidae). **Anales** *Inst. Biol. Univ. Nac. Autón. México. Ser. Zool.* **68(2)**: 253 - 260.

Hoffmann, A. 1988. *Animales Desconocidos. Relatos Acarológicos.* La Ciencia desde México. SEP. Fondo de Cultura Económica. CONACyT.

Hoffman, A. y López-Campos M. G., 2000. *Biodiversidad de ácaros de México.* UNAM. CONABIO. D. F.

Iraola, V. 2001. Introducción a los ácaros (II): Hábitats e importancia para el hombre. *Bol. S. E. A.* **28**: 141 - 146.

Keirans, J. E. 2009. Order Ixodida. In: Krantz, G. W. and Walter, D. E. Eds. *A manual of acarology*. pp. 111 - 123. 3ra. Ed. Texas Tech University Press.

Lindquist, E. E. 1984. Current theories on the evolution of major groups of Arachnida, with consequent implications for their classification. *Griffiths an Bowman*. **1**: 1 - 62.

Lindquist, E. E., Krants, G. W. and Walter, D. E. 2009a. Classification. In: Krantz, G. W. and Walter, D. E. Eds. *A manual of acarology*. pp. 97 - 103. 3ra. Ed. Texas Tech University Press.

Lindquist, E. E., Krantz, G. W. and Walter, D. E. 2009b. Order Mesostigmata. In: Krantz, G. W. and Walter, D. E. Eds. *A manual of acarology*. pp. 124 - 232. 3ra. Ed. Texas Tech University Press.

Lomelí-Flores, J. R., Rodríguez-Leyva, E., Otero-Colina, G., Mora-Aguilera, G. y Esquivel-Chávez, F. 2008. Primer reporte de *Tetranychus merganser* (Acari: Tetranychidae) sobre *Opuntia ficus indica* L. En Tlalnepantla, Morelos. En: Estrada-Venegas, E. G., Equihua-Martínez, Padilla-Ramirez, J. R. y Mendoza-Estrada, A. (Eds.). *Entomología Mexicana Vol. 7.* pp. 21 - 25. Colegio de Postgraduados y Sociedad Mexicana de Entomología. Texcoco, Estado de México.

López-Campos, M. G y Vázquez-Rojas, I. M. 2012. Generalidades de los ácaros. En: Estrada-Venegas, E. G., Chaires-Grijlava, M. P., Acuña-Soto, J. A. y Equihua-Martínez, A. Eds. Acaros de Importancia en el suelo. pp. 12 - 28. Colegio de Postgraduados, Texcoco, Edo. De México.

Machado-Allison, C. E. 1964. Tres nuevos ácaros (Mesostigmata) entomófilos de México (Diplogyniidae y Macrochelidae). *Ciencia (Mex.).* **23(4)**: 152 - 158.

Norton, R. A., Kethley, J. B., Johnston, D. E., and Oconnor, B. M. 1993. Phylogenetic perspectives on genetic systems and reproductive modes in mites. *Wrensch and Ebbert*. 8 - 99.

Norton, R. A. and Behan-Pelletier, V. M. 2009. Suborder Oribatida. In: Krantz, G. W. and Walter, D. E. Eds. *A manual of acarology*. pp. 430 - 564. 3ra. Ed. Texas Tech University Press.

Oconnor, B. M. 2009. Cohorte Astigmatina. In: Krantz, G. W. and Walter, D. E. Eds. *A manual of acarology*. pp. 565 - 658. 3ra. Ed. Texas Tech University Press.

Ortega, C. A., Mallory, B. G. y Douglas, B. 1957. La araña roja del maíz *Paratetranychus stickneryi* un estudio de su biología y combate en Jalostoc Morelos. *Boletín Técnico.* **21**: 1 - 28. Ofna. De estudios especiales, SAG.

Oudemans, A. C. 1923. Studie over de sedert 1877 ontworpen systemen der acari; Nieuwe Classificatie; Phylogenetische Beschouwigen. *Tijdschr. Entomol.* **66**: 49 - 85.

Palacios-Vargas, J. G. y Iglesias, R. 1997. Especies nuevas de Crotoniodea (Acari: Oribatei: Notrhoidea) de México. *An. Inst. Biol. Univ. Nac. Autón. México. (Ser. Zool.)*, **68(1)**: 35 - 52.

Palacios-Vargas, J. G. y Iglesias, R. 2004. Oribatei (Acari). En: Llorente-Bousquets, J. E., Morrone, J. J., Ordoñez-Yáñez, O. y Vargas-Fernández, I. (Eds.) *Biodiversidad, Taxonomía, y Biogeografía de artrópodos de México. Hacia una Síntesis de su conocimiento*. pp. 431 - 468. CONABIO, UNAM. México, D. F.

Pérez, T. M., Guzmán-Cornejo, C., Montiel-Parra, G., Paredes-León, R. y G. Rivas. 2014. Biodiversidad de ácaros en México. *Rev. Mex. Biodiv.* 85: 399 - 407.

Prieto-Trueba D. y E.G. Estrada-Venegas. 2013. Los ácaros en el agroecosistema edáfico. Pp. 5-83. En: Fauna del suelo II, micro, meso y macrofauna. Eds E.G. Estrada-Venegas, M.P. Chaires-Grijalva, J.A. Acuña-Soto y E. Equihua-Martínez. Colegio de postgraduados y Sociedad Mexicana de Entomología.

Quintero-Martínez, M. T., Otero-Negrete, J., Juárez-Vega, G., Iglesias-Mendoza, G. y Sosa-Gutiérrez, C. 2012. Ácaros del suelo en tres zonas de pastoreo de ganado caprino en Tetecalita, Morelos, México. En: Estrada-Venegas, E. G., Equihua-Martínez, A., Acuña-Soto, J. A. y. Chaires-Grijlava, M. P. (Eds.). *Acarología Latinoamericana*. pp. 142 - 146. Colegio de Postgraduados y Sociedad Mexicana de Entomología. Estado de México.

Ríos, G. A. y Palacios-Vargas, J. G. 1998. Especies nuevas de *Scapheremaus* (Acari: Oribatei: Cymbaeremaeidae) de México. *An. Inst. Biol. Univ. Nac. Autón. México. (Ser. Zool.)*, **69(2)**: 181 - 215.

Rodríguez-Navarro. S. 1999. Ácaros. **En**: Cuauhtémoc, D. L. A. y Valenzuela, G. J. (Eds.). *Catálogo de Insectos y Ácaros Plaga de los Cultivos Agrícolas de México*. pp. 56 - 74. Sociedad Mexicana de Entomología. Publicación Especial 1.

Rodríguez-Navarro. S. y Estebánes, M. L. S. 1998. *Ácarofauna asociada a vegetales de importancia agrícola y económica en México*. UAM. Xochimilco. 103 pp.

Tuttle. D. M., Baker, E. W. and Abattiello, M. J. 1976. Spider mites of Mexico (Acari: Tetranychidae). *Intl. J. Acar.* **2(2)**: 1 - 108.

Vázquez-Rojas, I. M. y López-Campos, M. G. 2012. Introducción a la acarología. En: Estrada-Venegas, E. G., Chaires-Grijlava, M. P., Acuña-Soto, J. A. y Equihua-Martínez, A. Eds. Acaros de Importancia en el suelo. pp. 2 - 11. Colegio de Postgraduados, Texcoco, Edo. De México.

Villalobos-Santana, G. 1989. Identificación de ácaros (Prostigmata Eriophyoidea) asociados al higo (*Ficus carica* L.) en el municipio de Ocuituco, Morelos, Méx. Tesis de Licenciatura. Depto de Parasitología, Universidad Autónoma Chapingo. 69 p.

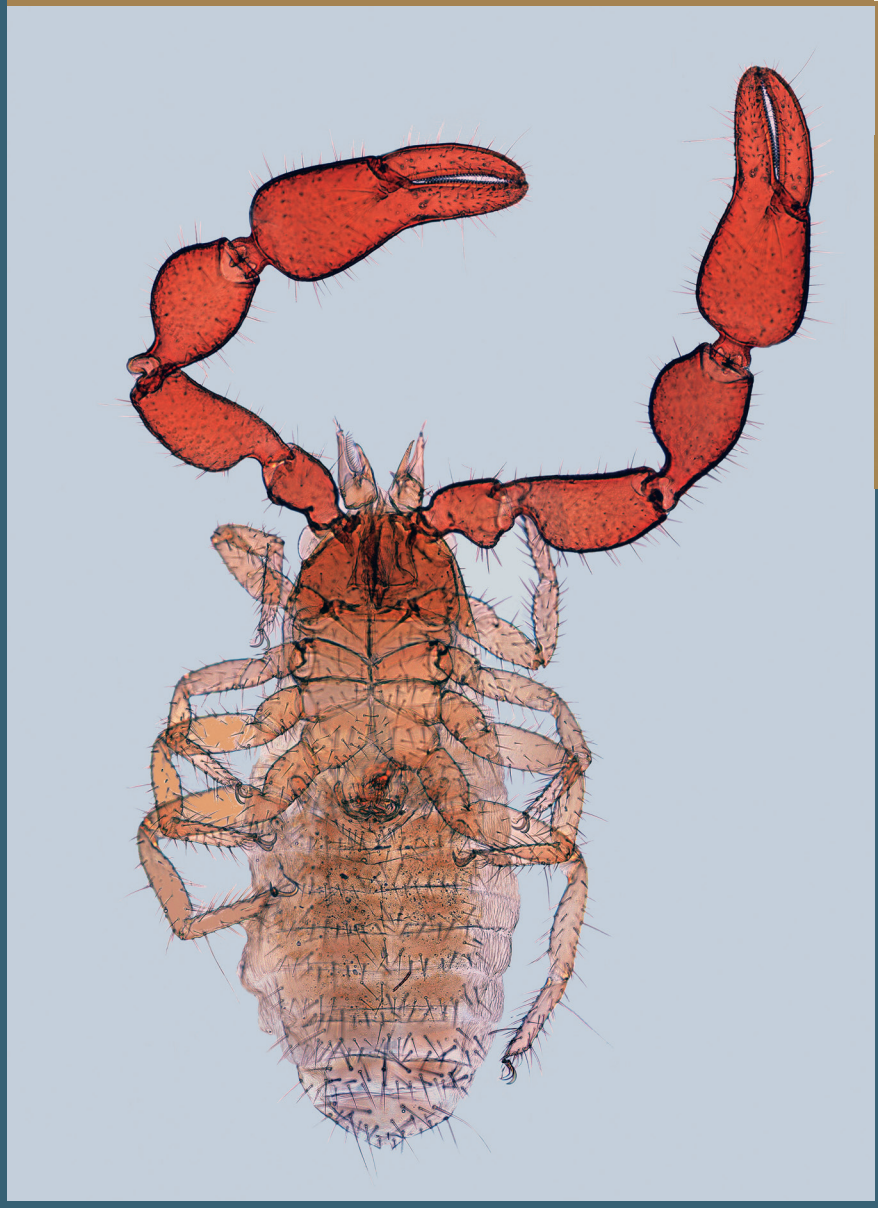
47. Walter, D. E, 2009. Order Holothryida. In: Krantz, G. W. and Walter, D. E. Eds. *A manual of acarology*. pp. 107 - 110. 3ra. Ed. Texas Tech University Press.

Walter, D. E. and Harvey, M. S 2009. Order Opiliocarida. In: Krantz, G. W. and Walter, D. E. Eds. *A manual of acarology*. pp. 104 - 106. 3ra. Ed. Texas Tech University Press.

Walter, D. E., Lindquist, E. E., Smith, I. M., Cook, D. R. and Krantz, G. W. 2009. Order Trombidiformes. In: Krantz, G. W. and Walter, D. E. Eds. *A manual of acarology*. pp. 233 - 420. 3ra. Ed. Texas Tech University Press.

Walter, D. E. and Proctor, H. C. 1999. *Mites: Ecology evolution and behaviour*. Wallingford, Oxon, UK: CAB International.

V



# ARÁCNIDOS DE MORELOS, ACTUALIZACIÓN DE LOS REGISTROS PARA EL ESTADO

## ARACHNIDS OF MORELOS, UPDATING THE STATE'S RECORDS



Francisco José Medina-Soriano
Ignacio Vázquez-Rojas
Mercedes Guadalupe López-Campos

Se presenta la lista de especies de arácnidos para el estado de Morelos, compuesta por 106 especies, 52 géneros y 19 familias del Orden Araneae; 12 especies, 3 géneros y 3 familias de Scorpiones; 8 especies, 7 géneros y 3 familias de Pseudoscorpiones; 11 especies, 2 géneros y 2 familias de Opiliones; 3 especies, 1 género y 1 familia de Solifugae; 2 especies, 2 géneros y una familia de Palpigradi 2 especies, 1 género y una familia de Amblipygi y 5 órdenes, 59 familias y más de 200 especies de ácaros (subclase Acarina). Se consultaron fuentes bibliográficas, complementadas con los ejemplares de la colección del Laboratorio de Acarología "Anita Hoffmann" de la Facultad de Ciencias, UNAM, en la que están representadas 16 localidades de Morelos (Yautepec y San Juan, Tepoztlán, las más abundantes), en un período de 1969 a 2010. Se registran especies de interés médico como las arañas *Loxosceles boneti* ("violinista") y *Latrodectus mactans* ("capulina"), alacranes "güeros" *Centruroides limpidus* y garrapatas de las familias Ixodidae y Argasidae. Se encontraron también tarántulas protegidas por el acuerdo internacional CITES: *Brachypelma albiceps* y una especie cercana a *Brachypelma vagans*. Se agrega una especie del género *Bonnetina* recientemente descrita del municipio de Tepoztlán y los palpígrados *Eukoenenia mexicana* y *Abiectus* sp.

The arachnid species list for Morelos State is presented, it consists of 95 species, 52 genera and 19 families on the Order Araneae; 12 species, 3 genera and 3 families of Scorpiones; 8 species, 7 genera and 3 families of Pseudoscorpiones; 11 species, 2 genera and 2 families of Opiliones; 3 species, 1 genus and 1 family of Solifugae; 2 species, 2 genera and 1 family of Palpigradi; 2 species, 1 genus and 1 family of Amblipygi; and 5 Orders, 59 families and over 200 species of mites. (Subclase Acarina). Bibliographic information was complemented with the specimens from the collection of Laboratorio de Acarología "Anita Hoffmann", Facultad de Ciencias, UNAM, from 16 localities in Morelos (Yautepec and Tepoztlan the most abundant) and ranges from 1969 to 2010. Medically interesting species recorded here include the Violin Spider *Loxosceles boneti*, the black widow *Latrodectus mactans*, the "güero" scorpion *Centruroides limpidus* and ticks from the families Ixodidae and Argasidae. Tarantulas under international protection by CITES like *Brachypelma albiceps* and a species close to *B. vagans* are also recorded. A recently described *Bonnetina* species from Tepoztlán and palpigrads *Eukoenenia mexicana* and *Abiectus* sp are also listed.

## INTRODUCCIÓN

Los arácnidos pertenecen al género Phylum Arthropoda Latreille, 1829, Subphylum Chelicerata Heymons, 1901, que incluye a las clases Merostomata Woodward, 1866 [Xiphosura + Eurypterida] y Arachnida Lamarck, 1801 (Hammen, 1989). Su cuerpo está compuesto por dos tagmas: el prosoma y el opistosoma. Hay seis pares de apéndices en el prosoma: un par de quelíceros, un par de pedipalpos y cuatro pares de patas. De acuerdo con Hammen (*op. cit*.), hay 11 grupos de arácnidos: Palpigradi, Ácaros actinotriquidos (Acariformes), Solifugae, Pseudoscorpiones, Ácaros anactinotriquidos (Parasitiformes), Ricinulei, Uropygi, Amblypygi, Araneae, Opiliones y Scorpiones..

Los registros de arácnidos en México, según Franke (2013) son: Amblypygi Thorell, 1883, 1 familia, 3 generos y 27 especies; Araneae Clerck,1757, 66 familias, 534 géneros y 2295 especies; Opiliones Sundevall, 1833, 4 subórdenes, 12 familias y 283 especies; Palpigradi Thorell, 1888, 1 familia, 5 géneros y 20 especies; Pseudoscorpiones Latreille, 1825, 18 familias, 62 géneros y 159 especies; Ricinulei Thorell, 1887, 1 género y 14 especies;

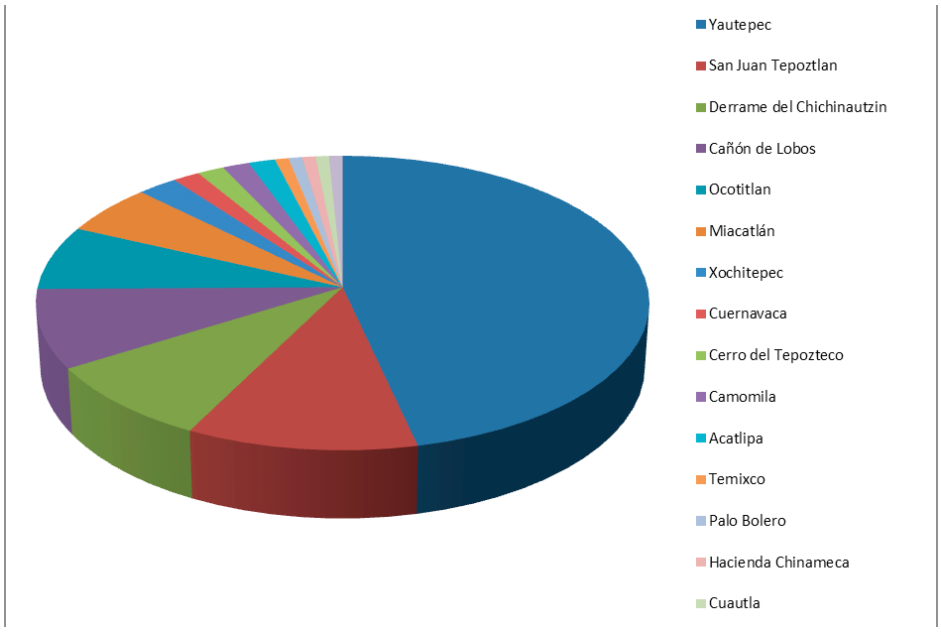
Schizomida Petrunkevich, 1945, 2 familias, 4 géneros y 35 especies; Scorpiones C. L. Koch, 1850, con, 6 familias, 26 géneros y 258 especies; Solifugae Sundevall, 1833, 2 familias, 12 géneros y 79 especies; Uropygi Thorell, 1882, 1 familia, 2 géneros y 4 especies.

El orden de arácnidos más diverso a nivel mundial es Araneae, y es comúnmente conocido como "arañas" y "tarántulas", las cuales pueden ocupar todo tipo de hábitat terrestre y en un caso, el agua. El segundo grupo de mayor diversidad es Acari, conocidos como ácaros y garrapatas. Su abundancia es el resultado de múltiples adaptaciones e interacciones con otros animales. Los escorpiones se encuentran en muchos tipos de hábitats, desde bosques hasta desiertos, la diversidad de este orden en México es grande y en el centro del país se encuentran algunas de las especies de mayor importancia médica. En cuanto a los grupos menos conocidos: los Opiliones del suborden Cyphophthalmi son raros, se distribuyen en el trópico o subtrópico; los Palpatores (Eupnoi y Dyspnoi) se encuentran en todo el mundo y son los más comunes, con un cuerpo redondo y patas muy largas; los Laniatores son los más diversos y se hallan principalmente en el hemisferio sur. Los solífugos son arácnidos poco conocidos de aspecto intimidante, se encuentran en ambientes de aridez, aunque en México se extienden hasta los hábitats templados. Los Pseudoscorpiones son arácnidos muy pequeños que habitan comúnmente la hojarasca, corteza de árbol y hendiduras del suelo y plantas, además de ser famosos por practicar la *foresia*, fenómeno en que se sujetan a animales más grandes para transportarse. Los palpígrados son muy pequeños e incoloros, por lo que son difíciles de observar, se encuentran en la hojarasca húmeda y en el suelo de las cuevas. Los amblipígidos no son muy conocidos, a pesar de que en México se encuentra la especie más grande: *Acanthophrynus coronatus*; son nocturnos y presentan hábitos troglófilos, es decir, prefieren la proximidad de cuevas, para lo que les es útil su anatomía que incluye apéndices muy largos y cuerpo dorsoventralmente aplanado.

Todos los arácnidos son depredadores, principalmente de insectos, con excepción de algunos opiliones, por lo que son muy útiles para controlar poblaciones de plagas potenciales. Son vistos con temor por el poco conocimiento que hay de la mayoría de ellos, y su diversidad es mayor a la que se conoce, ya que muy pocos de ellos son reconocidos fácilmente. La diversidad de este grupo en el estado de Morelos es grande, llegando a 345 especies en el presente listado, por lo que su conocimiento es muy importante, debido a la rápida modificación de los hábitats por la gran cantidad de asentamientos humanos.

## LOCALIDADES

El estado de Morelos es objeto de frecuentes recolectas debido a su accesibilidad y ambientes variados. La colección del Laboratorio de Acarología "Anita Hoffmann" de la Facultad de Ciencias (LAAHFC) cuenta con 242 ejemplares del Orden Araneae, 183 de Scorpiones y 8 de Amblipygi del Estado; en un período de 1969 a 2010, de 16 localidades, de las que Yautepec y San Juan Tepoztlán son las más visitadas (gráfica 1).




**Gráfica 1.** Abundancia de registros de arácnidos

Además de los registros de hábitats asociados al suelo y vegetación, se cuenta con recolectas del contenido de la planta epífita *Bromelia haemispherica*, realizadas en San Isidro, municipio de Yautepec entre 1987 y 1988 (apéndice 1). Los datos de esta colección fueron complementados con los registros del catálogo de la Colección Nacional de Arácnidos (CNAN) del Instituto de Biología de la UNAM y con diferentes fuentes bibliográficas.

## ESPECIES DE INTERÉS

En cuanto a especies consideradas de importancia médica, *Loxosceles boneti* es una araña cuyo veneno necrótico se considera peligroso y se encuentra con abundancia, tanto en la colección LAAHFC, como en el catálogo de la CNAN y en la bibliografía consultada para el estado de Morelos. Se han registrado casos de envenenamiento por su gran abundancia, sobre todo en los municipios de Yautepec, Tepoztlán y Cuernavaca, presentando variaciones morfológicas a nivel de estructuras genitales y coloración del cuerpo (Gertsch, y Ennik, 1983). Es prudente mencionar que se desconoce el efecto de las más de 30 especies de *Loxosceles* en México, mientras que en Estados Unidos, la mayoría de los casos atribuidos a la mordedura de esta araña pertenecen a otro tipo de afecciones (Sandlin, 2002). La "araña capulina" o "viuda negra", *Latrodectus mactans* también es abundante en Morelos, aunque no tanto como las especies del género *Steatoda* las cuales son semejantes. El veneno de *Latrodectus* es neurotóxico, provoca calambres y parálisis muscular, aunque sus efectos no suelen poner en peligro la vida humana, además se trata de una araña tímida que inyecta poca cantidad de veneno en caso de que muerda, lo que hace improbable que su efecto sea fatal.



**Figura 1.** *Centruroides limpidus*, alacrán "güero", de Oaxtepec y Xochitepec, Morelos.

Los "alacranes güeros" *Centruroides limpidus* (figura 1), son los arácnidos más peligrosos en Morelos, muy abundantes y fáciles de encontrar, como se pudo comprobar en una expedición reciente al municipio de Xochitepec (Medina, comunicación personal), donde los habitantes señalan que tienden a habitar zonas alejadas de los humanos, aunque durante la elaboración de este trabajo se recibió un alacrán de esta especie de la localidad de Oaxtepec, cuyo colector señaló abundante presencia en su vivienda. Morelos fue el tercer estado con mayor número de casos de envenenamiento por picadura de alacrán de 2008 a 2011 (CONAVE, 2012), el veneno es peligroso para el ser humano, de tipo neurotóxico, provoca espasmos musculares y reacciones alérgicas generalizadas. A pesar de contar en México con un antiveneno de calidad reconocida (Bioclon, 2011). Recientemente, los habitantes de la zona de Chiconcuac y Xochitepec, señalaron que su uso es prácticamente desconocido y reservado sólo a casos muy graves. La mayoría de las personas recurren a remedios caseros o a confiar únicamente en que el efecto pase por sí mismo.

Es importante señalar también la presencia del género *Brachypelma*, que incluye tarántulas protegidas por CITES (Convention on International Trade in Endangered Species), consideradas amenazadas. La presencia de *B. albiceps*, especie codiciada por coleccionistas, es bien conocida en Morelos, también se encontró una especie primero identificada como *B. vagans*, cuya distribución ocurre más frecuentemente en las zonas costeras, por lo que es probable que se trate de otra especie



**Figura 2**. *Bonnetina alagoni*, macho.

cercanamente relacionada. Recientemente se describió una nueva especie de tarántula del género *Bonnetina* de la zona de Tepoztlán (Locht y Medina, 2008) (figuras 2 y 3) (apéndice 1).

Entre los ácaros también se encuentran especies de interés médico y comercial, sobre todo en el orden Ixodida, las conocidas "garrapatas" (Familias Ixodidae y Argasidae), responsables de transmitir enfermedades a los seres humanos y más frecuentemente al ganado, entre las que se cuentan: encefalitis, enfermedad de Lyme, tuleremia y una serie de "fiebres" restringidas a ciertas zonas geográficas (Sonenshine, 2005). Los ácaros también son importantes depredadores y parte esencial de la comunidad del suelo (Prostigmata, Oribatida), lo que ha motivado gran cantidad de estudios al respecto. Una lista de ácaros para México fue elaborada con anterioridad (Hoffmann y López-Campos, 2000), con material de la colección LAAHFC. De esta lista se toman los registros para el estado de Morelos (apéndice 2).

## ÓRDENES MENORES DE ARÁCNIDOS EN MORELOS

Comparados con arañas, ácaros y alacranes, el resto de los órdenes de arácnidos son muy poco conocidos, debido a sus hábitos que tienden a eludir el ser observado o a su tamaño muy pequeño. Los Opiliones y Pseudoscorpiones son muy comunes en las colecciones de artrópodos de suelo, aunque no siempre se les otorga suficiente interés, lo que explica el limitado conocimiento de su diversidad, a pesar de su abundancia. Los Palpígrados son muy



Figura 3. *Bonnetina alagoni*, hembra.

difíciles de observar dado su tamaño muy pequeño (menos de 10 mm) y su ausencia de coloración. Gracias a una tesis (Montaño, 2009) se cuenta con un par de registros para Morelos. Los Solífugos son arácnidos conspicuos pero de hábitos nocturnos y son fácilmente confundidos con arañas, lo que explica que la población en general no los conozca. En Morelos sólo se encontraron representantes de la familia Ammotrechidae, que se distribuye hasta el cono sur del continente y es abundante en México. Igualmente, los Amblipígidos suelen pasar desapercibidos a pesar de su apariencia y tamaño por sus hábitos troglófilos, lo que explica su presencia, dada la abundancia de cuevas en las localidades donde se encontraron. La especie más grande: *Acantophrynus coronatus*, es registrada por primera vez en Morelos, en el municipio de Ayotla.

## CONCLUSIONES

La actualización de los registros de arácnidos para el estado de Morelos por medio de revisión de colecciones y de bibliografía, reveló datos interesantes sobre taxones cuya distribución se ha extendido. A pesar de la frecuencia con que Morelos es visitado por estudiantes e investigadores locales y de otros estados, es necesario profundizar en el conocimiento de grupos poco representados, como Opiliones, Pseudoscorpiones, Solifugae, Amblipygi, Palpigradi y algunas familias de los órdenes Araneae y Scorpiones de las que se cuenta con muy pocos ejemplares. Muchas especies de tarántulas (Familia Theraphosidae) de Morelos no están identificadas, lo que indica que pueden existir más especies sin describir. La gran variedad de hábitats, tanto húmedos como áridos,

incluyendo cuevas, aunada a la rápida expansión de los asentamientos humanos, hace que la necesidad de conocimiento de un grupo tan variado como la Clase Arachnida sea más importante conforme pasa el tiempo.

**LITERATURA CITADA**


BIOCLON. 2011. Otorga la FDA primera autorización para la venta en EU de un medicamento desarrollado y fabricado en México. Boletín de Prensa. Laboratorios Silanés, México. http://www.bioclon.com.mx/bioclon/pdf/boletin_anascorp_2011.pdf

Bond, J.E. y B.D. Opell. 1997. Systematics of the spider genera Mallos and Mexitlia (Araneae, Dictynidae). Zool. J. Linn. Soc. 119: 389-445.

Brady, A. R. 1962. The spider genus Sosippus in North America, Mexico, and Central America (Araneae, Lycosidae). Psyche, Camb. 69: 129-164.

Cambridge, O. P. (1898a). Arachnida. Araneida. In Biologia Centrali-Americana, Zoology. London, 1: 233-288.

Cambridge, F. O. P. (1902a). Arachnida - Araneida and Opiliones. In: Biologia Centrali - Americana, Zoology. London, 2: 313-424.

Comité Nacional de Vigilancia Epidemiológica (CONAVE). 2012. Manual de Procedimientos Estandarizados para la Vigilancia Epidemiológica de la Intoxicación por Picadura de Alacrán. Secretaría de Salud, México. 56 pp.

Coyle, F. A. 1988. A revision of the American funnel-web mygalomorph spider genus Euagrus (Araneae, Dipluridae). Bull. Am. Mus. nat. Hist. 187: 203-292.

Exline, H. y H. W. Levi. 1962. American spiders of the Genus Argyrodes (Araneae, Theridiidae). Bull. Mus. comp. Zool. Harv. 127: 75-204

Franke, B. O. F. 2013. Biodiversidad de Artrópoda (Chelicerata: Arachnida ex Acari) en México. Revista Mexicana de Biodiversidad. 85: 408 -418 pp

Gertsch, W. J. 1946. Notes on American spiders of the family Dictynidae. Am. Mus. Novit. 1319: 1 -21.

Gertsch, W. J. 1953. The spider Genera Xysticus, Coriarachne and Oxyptila (Thomisidae, Misumeninae) in North America. Bull. Am. Mus. Nat. Hist. 102: 415-482.

Gertsch, W. J. 1960. The fulva group of the spider genus Steatoda (Araneae, Theridiidae). Am. Mus. Novit. 1982: 1-48.

Gertsch, W. J. y F. Ennik. 1983. The spider genus Loxosceles in North America, Central America, and the West Indies (Araneae, Loxoscelidae). Bull. Am. Mus. nat. Hist. 175: 264-360.

Gertsch, W. J. y L. I. Davis. 1937. Report on a collection of spiders from Mexico. I. Amer. Mus. Novit. 961: 1-29.

Gertsch, W. J. y L. I. Davis. 1940. Report on a collection of spiders from Mexico. II. Amer. Mus. Novit. 1059: 1-18.

Gertsch, W. J. y L. I. Davis. 1946. Report on a collection of spiders from Mexico. V. Am. Mus. Novit. 1313: 1-11.

Goodnight, J. y M. Goodnight. 1942. Phalangida from Mexico. Am. Mus. Nov. 1211. 1-20.

Hammen, L. 1989. An Introduction to Comparative Arachnology. SPB Publishing bv, The Hague. 576pp.

Hoffmann, A. y M. G. López-Campos. 2000. Biodiversidad de los Ácaros en México. CONABIO-UNAM. México, D.F. 230 p.

Hoffmann, A., M.G. López-Campos e I.M. Vázquez. 2004. Los artrópodos de las cavernas de México. En: Biodiversidad, taxonomía y biogeografía de artrópodos de México: Hacia una síntesis de su conocimiento Vol. IV. E. Llorente Bousquets, J.J., Morrone,O. Yañez Ordoñez e I.Vargas (eds.) Universidad Nacional Autónoma de México y CONABIO, México, D.F. 229 – 326 pp.

Kury A.B. y J. C. Cokendolpher, 2000. Opiliones. En. Biodiversidad, taxonomía y biogeografía de artrópodos de México: Hacia una síntesis de su conocimiento. Vol. II Llorente Bousquets, J, González Soriano E, y Papavero N. Eds.

Universidad Nacional Autónoma de México. 115- 135 pp

Levi, H. W. 1957. The spider genera Crustulina and Steatoda in North America, Central America, and the West Indies (Araneae, Theridiidae). Bull. Mus. comp. Zool. Harv. 117: 367-424.

Levi, H. W. 1957b. The spider genera Enoplognatha, Theridion, and Paidisca in America north of Mexico (Araneae, Theridiidae). Bull. Am. Mus. nat. Hist.112: 1-124

Levi, H. W. 1986. The Neotropical orb-weaver genera Chrysometa and

Homalometa (Araneae:Tetragnathidae) Bull. Mus. comp. Zool. Harv. 151: 91-215.

Locht, A. y F. Medina. 2008. Una Nueva Especie de Tarántula del Género Bonnetina Vol 2000 (Araneae, Theraphosidae, Theraphosinae), De México. Boletín Sociedad Entomológica Aragonesa, 43,45–48.

Maddison, W. P. 1996. Pelegrina Franganillo and other jumping spiders formerly placed in the genus Metaphidippus (Araneae: Salticidae). Bull. Mus. comp. Zool. Harv. 154: 215-368.

Millidge, A. F. 1987. The erigonine spiders of North America. Part 8. The genus Eperigone Crosby and Bishop (Araneae, Linyphiidae). Am. Mus. Novit. 2885: 1-75.

Montaño, M. H. 2009. Revisión Taxonómica de los Palpígrados (Arachnida: Palpigradi) de México. Tesis de Maestría. Instituto de Biología. UNAM. 178 pp.

Muma, M. H. 1953. A study of the spider family Selenopidae in North and Central America and the West Indies. Am. Mus. Novit. 1619: 1-55.

Platnick, N. I. y M. U. Shadab. 1974. A revision of the tranquillus and speciosus groups of the spider genus Trachelas (Araneae, Clubionidae) in North and Central America. Am. Mus. Novit. 2553: 1-34.

Platnick, N. I. y M. U. Shadab. 1980. A revision of the spider genus Cesonia (Araneae, Gnaphosidae). Bull. Am. Mus. nat. Hist. 165: 335-386.

Platnick, N. I. y M. U. Shadab. 1983. A revision of the American spiders of the genus Zelotes (Araneae, Gnaphosidae). Bull. Am. Mus. nat. Hist. 174: 97-192.

Platnick, N. I. y D. Ubick. 2007. A revision of the spider genus Zorocrates Simon (Araneae, Zorocratidae). Am. Mus. Novit. 3579: 1-44.

Reiskind, J. 1969. The spider subfamily Castianeirinae of North and Central America (Araneae, Clubionidae). Bull. Mus. comp. Zool. Harv. 138: 163-325.

Roth, V. D. 1968. The spider genus Tegenaria in the Western Hemisphere (Agelenidae). Am. Mus. Novit. 2323: 1-33.

Sandlin, N. 2002. Convenient Culprit: Myths Surround the brown recluse spider. American Medical News. 45:29. 1-4.

Sonenshine, Daniel E. 2005. "The biology of tick vectors of human disease". In Jesse L. Goodman et al. Tick-borne Diseases of Humans. ASM Press. pp. 12–36.

Shear, W. A. 1970. The spider family Oecobiidae in North America, Mexico, and the West Indies. Bull. Mus. comp. Zool. Harv. 140: 129-164.

**APÉNDICE** 1. Lista de especies de arácnidos del estado de Morelos. ( *= Extraído de *Bromelia*). En la columna de la derecha se encuentra la fuente de información. Para el caso de las colecciones se cita el acrónimo: LAAHFC, Laboratorio de Acarología "Anita Hoffmann", Facultad de Ciencias; CNAN, Colección Nacional de Arácnidos, Instituto de Biología, ambos en la UNAM. Se resaltan con un asterisco los ejemplares extraídos de bromelias depositados en LAAHFC.

| CLASE ARACHNIDA CUVIER, 1812 | LOCALIDAD | FUENTE |
|---|---|---|
| **Orden Opiliones** Sundevall, 1833 | | |
| **Suborden Laniatores** Thorell, 1876 | | |
| Familia Stygnopsidae Sørensen, 1932, 1833 | | |
| *Hoplobunus barretti* Banks, 1900 | Tepoztlán<br>Cueva de San Juan, Derrame del Chichinautzin | LAAHFC |
| Familia Cosmetidae Koch, 1839 | | |
| *Cynorta* sp. | Cueva del Diablo o de Ocotitlán | Hoffmann y López-Campos. 2000 |
| *Metavonones hispidus* Cambridge, 1904 | Cuernavaca<br>Tepoztlán | Goodnight y Goodnight, 1942 |
| *Poala granulosa* Goodnight y Goodnight, 1942 | Zempoala | Goodnight y Goodnight, 1942 |
| **Suborden Eupnoi** Hansen y Sørensen, 1904 | | |
| Familia Sclerosomatidae Simon, 1839 | | |
| *Cosmobunus auratus* Goosnight y Goodnight, 1946 | Sin registro de localidad | Kuri y Cokendolpher, 2000 |
| *Leiobunum desertum* Goodnight y Goodnight, 1944 | Cueva del Diablo o de Ocotitlán | Hoffmann, et al. 2000 |
| *Metopilio multispinulatus* Goodnight y Goodnight, 1940 | Yautepec | CNAN-T0052 |
| *Metopilio albispinulatus* Goodnight y Goodnight, 1940 | Cuernavaca | CNAN-T0051 |
| *Paranelima albalineata* Goodnight y Goodnight, 1942 | Zempoala | Goodnight y Goodnight, 1942 |
| *Metopilio niger* Goodnight y Goodnight, 1942 | Cuernavaca | Goodnight y Goodnight, 1942 |
| **Suborden Dyspnoi** Hansen y Sørensen, 1904 | | |
| Familia Nemastomatidae Simon, 1892 | | |
| *Ortholasma bolivari* (Goodnight y Goodnight, 1942) | Zempoala | CNAN-T0039 |

| | | |
|---|---|---|
| **Orden Scorpiones** Koch, 1837 | | |
| Familia Buthidae Koch, 1837 | | |
| *Centruroides balsasensis* Ponce y Francke, 2004 | Ocotitlán | LAAHFC |
| | Ixtlilco, El Grande | LAAHFC |
| | Tepoztlán | LAAHFC |
| *Centruroides limpidus* (Karsch, 1879) | Tequesquitengo | LAAHFC |
| | Cañón de Lobos | LAAHFC |
| | Tepoztlán | LAAHFC |
| | Cuernavaca | LAAHFC |
| | Ayala | LAAHFC |
| | Cuernavaca | LAAHFC |
| | Xochitepec | LAAHFC |
| | Miacatlán | CNAN-EME00078 |
| *Centruroides* sp. | Cañón de Lobos | LAAHFC |
| | Tepoztlán | LAAHFC |
| | Carretera Yautepec | LAAHFC |
| | Ixtlilco El Grande | LAAHFC |
| | Cuernavaca | LAAHFC |
| | Ahuatepec | LAAHFC |
| | Chamilpa | LAAHFC |
| | Xochitepec | LAAHFC |
| | Moyotepec | LAAHFC |
| | Cacahuatlán | LAAHFC |
| Familia Diplocentridae Pocock, 1893 | | |
| *Diplocentrus coylei* Fritts y Sissom, 1996 | Las Granadas | CNAN-S00769 |
| Familia Vaejovidae Thorell, 1876 | | |
| *Vaejovis curvidigitus* Sissom, 1991 | Cuautla | CNAN-S01220 |
| *Vaejovis granulatus* Pocock, 1898 | San Juan Tepoztlán | LAAHFC |
| *Vaejovis mexicanus* C. L. Koch, 1836 | San Juan Tepoztlán | LAAHFC |
| | Tepoztlán | CNAN-S00804 |
| *Vaejovis nigrescens* Pocock, 1898 | Chamilpa | LAAHFC |
| *Vaejovis punctatus variegatus* Pocock, 1898 | Cuernavaca | CNAN- S00644 |
| | Temixco | CNAN- S00650 |
| | Cañón de Lobos | CNAN- S00647 |
| | Xiultepec | CNAN- S00653 |
| | Las Granadas | CNAN- S00654 |
| | Palpan | CNAN- S00660 |

| | | |
|---|---|---|
| | Cuautla | CNAN- S00662 |
| *Vaejovis subcristatus* Hoffmann, 1931 | Cuernavaca | LAAHFC |
| *Vaejovis variegatus* Pocock, 1898 | San Juan Tepoztlán | LAAHFC |
| *Vaejovis* sp. | Cañón de Lobos | LAAHFC |
| | Tepoztlán | LAAHFC |
| | Cerro del Guarda, Tepoztlán | LAAHFC |
| | Chinameca | LAAHFC |
| | Chamilpa | LAAHFC |
| | Ocotitlán | LAAHFC |
| | Carretera Xochimilco Oaxtepec | LAAHFC |
| | Carretera México Cuernavaca | LAAHFC |
| | Cueva del Diablo, Ocotitlán | LAAHFC |
| | Derrame del Chichinautzin | LAAHFC |
| | Emiliano Zapata | LAAHFC |
| | Cuernavaca | LAAHFC |
| | Chamomilla | LAAHFC |
| | Chamilpa (LAAFCH), Cerro del Vigía, Tepoztlán, Chinameca, | LAAHFC |
| | Miacatlán | CNAN-EME00077 |
| **Orden Pseudoscorpiones** Latreille, 1825 | | |
| Familia Chernetidae Menge, 1855 | | |
| *Illinichernes distinctus* Hoff, 1849 | Tepoztlán | Ps000270 |
| *Parachernes* sp | Yautepec | Ps000287 |
| *Lamprochernes* sp | Emiliano Zapata | Ps000322 |
| *Chordylochernes* sp | Tepoztlán | Ps000055 |
| *Dinocheirus* sp | Tepoztlán | Ps000044 |
| Familia Chthoniidae Daday, 1888 | | |
| *Tyrannochthonius* sp | Tepoztlán | Ps000194 |
| Familia Syarinidae Chamberlin, 1930 | | |
| *Ideoblothrus* sp. | Cueva del Diablo o de Ocotitlán | Hoffmann, et . 2000 |
| Familia Tridenchthoniidae Balzan, 1892 | | |
| *Tridenchthonius mexicanus* Chamberlin y Chamberlin, 1945 | Xochitepec | Ps000225 |
| **Orden Solifugae** Sundevall, 1833 | | |
| Familia Ammotrechidae Roewer, 1934 | | |

| | | |
|---|---|---|
| *Ammotrechula mulaiki* Muma, 1951 | Xochitepec | CNAN-S00025<br>CNAN-S00027 |
| *Ammotrechula pilosa* Muma, 1951 | Tequesquitengo<br>Derrame del Chichinautzin | CNAN-S00037 |
| *Ammotrechula saltatrix* (Simon, 1879) | Km 79 Carretera Cuautla-Oaxaca | CNAN-S00034 |
| **Orden Palpigradi** Thorell, 1900 | | |
| Familia Eukoeneniidae Petrunkevitch, 1955 | | |
| *Eukoenenia mexicana* Montaño 2009 | Xochitepec | Montaño, 2009 |
| *Abiectus* sp. aff *hanseni* | Tepoztlán | Montaño, 2009 |
| **Orden Araneae** Clerk, 1757 | | |
| **Suborden Opistothelae** Pocock, 1892 | | |
| **Infraorden Mygalomorphae** Pocock, 1892 | | |
| Familia Dipluridae Simon, 1889 | | |
| *Euagrus gus* Coyle, 1988 | Chichinautzin | Coyle, 1988 |
| | Cueva Del Diablo | Coyle, 1988 |
| | El Guarda | Coyle, 1988 |
| | Cuernavaca | Coyle, 1988 |
| | Ocotitlán | Coyle, 1988 |
| | Tepoztlán | Coyle, 1988 |
| | Michapa | Coyle, 1988 |
| *Euagrus mexicanus* Ausserer, 1875 | Tepetlapa | Coyle, 1988 |
| | Cocoyoc | Coyle, 1988 |
| | Amacuzac | Coyle, 1988 |
| *Euagrus* sp. | San Juan Tepoztlán | LAAHFC |
| | Hacienda Chinameca | LAAHFC |
| | Yautepec | LAAHFC |
| | Miacatlán | LAAHFC |
| | Cañón de Lobos | LAAHFC |
| | San Juan Tepoztlán | LAAHFC |
| Familia Ctenizidae Thorell, 1887 | | |
| *Ummidia* sp. | Derrame del Chichinautzin | LAAHFC |
| Familia Theraphosidae Thorell, 1869 | | |
| *Aphonopelma* sp. | Yautepec | LAAHFC |

| | | |
|---|---|---|
| | Cueva de San Juan, Tepoztlán | Hoffmann, et al. 2000 |
| *Bonnetina alagoni* Locht y Medina, 2008 | Tepoztlán | Locht y Medina, 2008 |
| *Brachypelma albiceps* Pocock, 1903 | Cuernavaca | LAAHFC |
| *Brachypelma vagans* (Ausserer, 1875) | Yautepec | LAAHFC |
| *Cyclosternum* sp. | San Juan Tepoztlán | LAAHFC |
| *Schizopelma* sp. | Cañón de Lobos | LAAHFC |
| | Derrame del Chichinautzin | LAAHFC |
| No identificado | Derrame del Chichinautzin | LAAHFC |
| | San Juan Tepoztlán | LAAHFC |
| | Cerro del Tepozteco | LAAHFC |
| | Yautepec | LAAHFC |
| | Cuautla | LAAHFC |
| **Infraorden Araneomorphae** Simon, 1892 | | |
| Familia Filistatidae Ausserer, 1867 | | |
| *Kukulcania hibernalis* (Hentz, 1842) | Acatlipa | LAAHFC |
| | Miacatlán | LAAHFC |
| Familia Sicariidae Keyserling, 1880 | | |
| *Loxosceles boneti* Gertsch, 1958 | Cuernavaca | Gertsch y Ennik, 1983 |
| | Palo Bolero | Gertsch y Ennik, 1983 |
| | Tepoztlán | Gertsch y Ennik, 1983 |
| | Huajimitlán | Gertsch y Ennik, 1983 |
| | Yautepec | LAAHFC |
| *Loxosceles misteca* Gertsch, 1958 | Cuernavaca | LAAHFC |
| *Loxosceles* sp. | Ajuchitán | LAAHFC |
| | Amacuzac | LAAHFC |
| | Cañón de Lobos | LAAHFC |
| | Yautepec | LAAHFC* |
| | Miacatlán | LAAHFC |
| Familia Scytodidae Blackwall, 1864 | | |
| *Scytodes fusca* Walckenaer, 1837 | Yautepec | LAAHFC |
| *Scytodes intrincata* Banks, 1909 | Chamomilla | CNAN 1649 |
| *Scytodes longipes* Lucas, 1844 | Yautepec | LAAHFC |
| *Scytodes* sp. | Yautepec | LAAHFC* |
| Familia Pholcidae Koch, 1850 | | |
| *Psilochorus conjunctus* Gertsch y Davis, 1942 | Cueva 8 de Julio. | |
| *Physocyclus dugesi* Simon, 1893 | Cerro del Guarda | CNAN2061 |

| | | |
|---|---|---|
| | Tepoztlán | CNAN2061 |
| | Amatlán | CNAN2061 |
| | Cuernavaca | CNAN2061 |
| | Cueva 8 de Julio | CNAN2061 |
| | Emiliano Zapata | CNAN2061 |
| *Physocyclus modestus* Gertsch, 1971 | Cuautla | CNAN2044 |
| *Physocyclus* sp. | San Juan Tepoztlán | LAAHFC |
| Familia Diguetidae Cambridge, 1899 | | |
| *Diguetia propinqua* | Derrame del Chichinautzin | LAAHFC |
| Familia Caponiidae Simon, 1890 | | |
| *Nops* sp. | Yautepec | LAAHFC* |
| No identificado | Yautepec | LAAHFC* |
| Familia Oonopidae Simon, 1890 | | |
| No identificado | Yautepec | LAAHFC* |
| Familia Mimetidae Simon, 1881 | | |
| *Mimetus* sp. | Yautepec | LAAHFC* |
| Familia Oecobiidae Blackwall, 1862 | | |
| *Oecobius civitas* Shear, 1970 | Morelos | Shear, 1970 |
| Familia Hersiliidae Thorell, 1870 | | |
| *Neotama* sp. | Xochitepec | LAAHFC |
| Familia Theridiidae Sundevall, 1833 | | |
| *Argyrodes elevatus* Taczanowski, 1873 | Cocoyoc | Exline y Levi, 1962 |
| | Cueva del Diablo | Hoffmann, et al. 2000 |
| *Latrodectus mactans* (Fabricius, 1775) | Ocotitlán | LAAHFC |
| | Derrame del Chichinautzin | LAAHFC |
| *Steatoda autumnlalis* (Banks, 1898) | Oaxtepec | Levi, 1957 |
| | Acatlipa | Levi, 1957 |
| | Cuautla | Levi, 1957 |
| *Steatoda grossa* (C. L. Koch, 1838) | Cuernavaca | Levi, 1957 |
| *Steatoda nahuana* Gertsch, 1960 | Alpuyeca | Gertsch, 1960 |
| | Coajomulco | Gertsch, 1960 |
| | Acatlipa | Gertsch, 1960 |
| | Temixco | Gertsch, 1960 |
| | Cuernavaca | Gertsch, 1960 |
| | Cocoyoc | Gertsch, 1960 |
| | Acatlipa | Levi, 1957 |
| | Cocoyoc | Levi, 1957 |

| | | |
|---|---|---|
| *Steatoda transversa* (Banks, 1898) | Alpuyeca | Levi, 1957 |
| *Steatoda* sp.[23] | Yautepec | LAAHFC* |
| | Ocotitlán | LAAHFC |
| | Miacatlán | LAAHFC |
| | Cañón de Lobos | LAAHFC |
| | Derrame del Chichinautzin | LAAHFC |
| | Chamomilla | LAAHFC |
| | Temixco | LAAHFC |
| *Theridion cynicum* Gertsch y Mulaik, 1936 | Oaxtepec | Levi, 1957b |
| *Theridion transgressum* Petrunkevitch, 1911 | Cuernavaca | Levi, 1957b |
| *Theridion* sp.[23] | Ocotitlán | LAAHFC |
| No identificado[23] | Yautepec | LAAHFC* |
| | Ocotitlán | LAAHFC |
| **Familia Linyphiidae Blackwall, 1859** | | |
| *Florinda coccinea* (Hentz, 1850) | Cuernavaca | Cambridge, 1898 |
| *Frontinella communis* (Hentz, 1850) | Tequesquitengo | Gertsch y Davis, 1946 |
| *Frontinella tibialis* Cambridge, 1902 | Cuernavaca | Gertsch y Davis, 1946 |
| *Jalapyphantes cuernavaca* Gertsch y Davis, 1946 | Cuernavaca | Gertsch y Davis, 1946 |
| *Linyphia limbata* (Cambridge, 1902) | Cuernavaca | Gertsch y Davis, 1946 |
| *Mermessus agressus* (Gertsch y Davis, 1937) | Zempoala Parque | Millidge, 1987 |
| | Tepoztlán | Millidge, 1987 |
| *Mermessus conexus* (Millidge, 1987) | Zempoala Parque | Millidge, 1987 |
| *Mermessus tlaxcalanus* (Gertsch y Davis, 1937) | Cuernavaca | Millidge, 1987 |
| No identificado | Yautepec | LAAHFC* |
| **Familia Tetragnathidae Menge, 1866** | | |
| *Chrysometa brevipes* (Cambridge, 1889) | Coajomulco | Levi, 1986 |
| *Leucauge* sp | Palo Bolero | LAAHFC |
| | San Juan Tepoztlán | LAAHFC |
| **Familia Araneidae Simon, 1895** | | |
| *Argiope argentata* (Fabricius, 1775) | Cruz Pintada, Ceamish | CNAN0756 |
| *Argiope aurantia* Lucas, 1833 | Tepalcingo | CNAN0772 |
| *Edricus productos* Cambridge, 1896 | Cuernavaca | |
| *Eriophora ravilla* (C. L. Koch, 1844) | Palmera | CNAN1816 |
| *Metepeira spinipes* Cambridge, 1903 | Derrame del Chichinautzin | CNAN1853 |
| *Neoscona oaxacensis* (Keyserling, 1864) | Xochitepec | CNAN2004 |
| | Cuernavaca | CNAN2004 |
| | Derrame del Chichinatuzin | CNAN1287 |

| | | |
|---|---|---|
| | Derrame del Chichinatuzin | CNAN1952 |
| *Neoscona* sp. | San Juan Tepoztlán | LAAHFC |
| | Derrame del Chichinautzin | LAAHFC |
| | Yautepec | LAAHFC |
| No identificado | San Juan Tepoztlán | LAAHFC |
| | Derrame del Chichinautzin | LAAHFC |
| | Cerro del Tepozteco | LAAHFC |
| Familia Lycosidae Sundevall, 1833 | | |
| *Allocosa apora* (Gertsch, 1934) | Tepoztlán | CNAN1224 |
| *Allocosa* sp. | Amacuzac | LAAHFC |
| *Arctosa morelosiana* (Gertsch y Davis, 1940) | Cuernavaca | Gertsch y Davis, 1940 |
| *Arctosa littoralis* (Hentz, 1844) | Xochitepec | CNAN1248 |
| *Geolycosa* sp. | Ocotitlán | LAAHFC |
| *Melocosa* sp. | Acatlipa | LAAHFC |
| *Pardosa falcifera* Cambridge, 1902 | Tepoztlán | CNAN1350 |
| *Pardosa flavipalpis* Cambridge, 1902 | Tepoztlán | CNAN1405 |
| *Pardosa hamifera* Cambridge, 1902 | Morelos | CNAN1491 |
| *Pardosa lineata* Cambridge, 1902 | Cuernavaca | Gertsch y Davis, 1940 |
| *Pardosa medialis* Banks, 1898 | Tepoztlán | CNAN1429 |
| *Pardosa guadalajarana* Dondale y Redner, 1984 | Tlalquiltenango | CNAN1472 |
| *Pardosa pauxilla* Montgomery, 1904 | Ocotitlán | CNAN1481 |
| *Pardosa ramulosa* (McCook, 1894) | Huitzilac | CNAN1510 |
| | Lagunas de Zempoala | CNAN1510 |
| *Sossipus agalenoides* Banks, 1909 | Miacatlan | Brady, 1962 |
| *Sossipus michoacanus* Brady, 1962 | Yautepec | LAAHFC |
| Familia Oxyopidae Thorell, 1870 | | |
| *Hamataliwa facilis* (Cambridge, 1894) | Tlalquiltenango | CNAN1740 |
| *Oxyopes ocelot* Brady, 1975 | Alpuyeca | CNAN1775 |
| *Peucetia longipalpis* Cambridge, 1902 | Tlalquiltenango | CNAN1713 |
| *Peucetia viridans* (Hentz, 1832) | Tepoztlán | |
| | Amatlán | CNAN1693 |
| | Ocotitlán | CNAN1707 |
| Familia Zorocratidae Dahl, 1913 | | |
| *Zorocrates bosencheve* Platnick y Ubick, 2007 | Zempoala Parque | Platnick y Ubick, 2007 |
| *Zorocrates fuscus* Simon, 1888 | Cuernavaca | Platnick y Ubick, 2007 |
| | Oaxtepec | Platnick y Ubick, 2007 |
| | Tepoztlán | Platnick y Ubick, 2007 |

| | | |
|---|---|---|
| *Zorocrates guerrerensis* Gertsch y Davis, 1940 | Xochitepec | LAAHFC |
| | Miacatlán | LAAHFC |
| | Cuernavaca | LAAHFC |
| | San Juan Tepoztlán | LAAHFC |
| | Yautepec | LAAHFC |
| *Zorocrates* sp. | Miacatlán | LAAHFC |
| Familia Zoropsidae Bertkau, 1882 | | |
| *Zoropsis* sp. | Ocotitlán | LAAHFC |
| Familia Ctenidae Keyserling, 1877 | | |
| *Ctenus sp.* | Cuernavaca | LAAHFC |
| Familia Agelenidae C. L. Koch, 1837 | | |
| *Melpomene elegans* Cambridge, 1898 | Cuernavaca | Cambridge, 1902a |
| *Tegenaria mexicana* Roth, 1968 | Cuernavaca | Roth, 1968 |
| No identificado | San Juan Tepoztlán | LAAHFC |
| | Yautepec | LAAHFC* |
| | Miacatlán | LAAHFC |
| Familia Dictynidae Cambridge, 1871 | | |
| *Mallos chamberlini* Bond y Opell, 1997 | Cuernavaca | Bond y Opell, 1997 |
| *Mallos dugesi* (Becker, 1886) | Cuernavaca | Bond y Opell, 1997 |
| *Mallos kraussi* Gertsch, 1946 | Cuernavaca | Gertsch, 1946 |
| *Mallos niveus* Cambridge, 1902 | Cuernavaca | Gertsch y Davis, 1937 |
| *Mallos pallidus* (Banks, 1904) | Cuernavaca | Bond y Opell, 1997 |
| No identificado | Yautepec | LAAHFC* |
| Familia Clubionidae Wagner, 1887 | | |
| *Elaver tigrinella* (Roewer, 1951) | Derrame del Chichinautzin | LAAHFC |
| No identificado | Ocotitlán | LAAHFC |
| | Derrame del Chichinautzin | LAAHFC |
| Familia Corinnidae Karsch, 1880 | | |
| *Castianeira dorsata* Reiskind, 1969 | Morelos, sin localidad | Reiskind, 1969 |
| | Ocotitilan | Hoffmann, et al. 2000 |
| *Trachelas* sp. | Yautepec | LAAHFC* |
| *Trachelas depressus* Platnick y Shadab, 1974 | Cuernavaca | Platnick y Shadab, 1974 |
| | Tepoztlán | Platnick y Shadab, 1974 |
| | Oaxtepec | Platnick y Shadab, 1974 |
| No identificado | Ocotitlán | LAAHFC |
| Familia Gnaphosidae Pocock, 1898 | | |

| | | |
|---|---|---|
| *Cesonia cuernavaca* Platnick y Shadab, 1980 | Cuernavaca | Platick y Shadab, 1980 |
| *Cesonia gertschi* Platnick y Shadab, 1980 | Oaxtepec | Platick y Shadab, 1980 |
| *Cesonia lugubris* (Cambridge, 1896) | Alpuyeca, Cocoyoc, Cuernavaca | Platick y Shadab, 1980 |
| *Zelotes moestus* (Cambridge, 1898) | Cuernavaca | Platick y Shadab, 1983 |
| Familia Selenopidae Simon, 1897 | | |
| *Selenops gracilis* Muma, 1953 | Cuernavaca | Muma, 1953 |
| Familia Thomisidae Sundevall, 1833 | | |
| *Synema madidum* Cambridge, 1895 | Cuernavaca | Cambridge, 1898 |
| *Xysticus advectus* Cambridge, 1890 | Cuernavaca | Gertsch, 1953 |
| *Xysticus facetus* Cambridge, 1896 | Cuernavaca | Cambridge, 1898 |
| *Mecaphesa* sp. | San Juan Tepoztlán | LAAHFC |
| | Ocotitlán | LAAHFC |
| | Yautepec | LAAHFC* |
| *Misumenoides* sp. | Yautepec | LAAHFC* |
| No identificado. | Yautepec | LAAHFC* |
| | Xochitepec | LAAHFC |
| | San Juan Tepoztlán | LAAHFC |
| | San Juan Tepoztlán | LAAHFC |
| | Derrame del Chichinautzin | LAAHFC |
| | Cuernavaca | Cambridge, 1902 |
| Familia Salticidae Blackwall, 1841 | | |
| *Chalcocirtus* sp. | Yautepec | LAAHFC* |
| *Marchena* sp. | Yautepec | LAAHFC* |
| No identificado | Yautepec | LAAHFC* |
| *Pelegrina morelos* Maddison, 1996 | Cuernavaca | Maddison, 1996. |
| **Orden Amblipygi** Thorell, 1883 | | |
| Familia Phrynidae Thorell, 1883 | | |
| *Acanthophrynus coronatus* Butler 1873 | Ayotla | LAAHFC |
| *Paraphrynus mexicanus* (Bilimek, 1867) | Puente de Ixtla | LAAHFC |
| | E. Zapata | LAAHFC |
| | Cueva del Ídolo | LAAHFC |

**APÉNDICE 2.** Lista de las especies de ácaros (Arachnida: Acarina) para el estado de Morelos. Todos los datos fueron tomados de Hoffmann y López-Campos, 2000.

Subclase Acarina Leach, 1817

Superorden Parasitiformes Reuter, 1909

Orden Mesostigamata Canestrini, 1891

Familia Zerconidae Berlese, 1892

*Zercon* sp

Familia Arctacaridae Evans, 1955

*Arctacarus* sp

Familia Parasitidae Oudemans, 1901

*Paragamasus* sp

*Parasitellus* sp

*Parasitus* sp

*Pergamasus* sp

*Vulgarogamasus* sp

Familia Rhodacaridae Oudemans, 1902

*Rhodacarus* sp

Familia Veigaiidae Oudemans, 1939

*Gamasolaelaps* sp

*Veigaia* sp

Familia Eviphidae Berlese, 1913

*Glyptholaspis* sp

Familia Macrochelidae Vitzthum, 1930

*Glyptholaspis americanus* (Berlese, 1888)

*Macrocheles boneti* Méndez, 1968

*M. halffteri* Machado-Allison, 1964

*M. hechti* Machado-Allison, 1964

*Macrocheles* sp

Familia Parholaspidae Evans, 1956

*Calholaspis* sp

Familia Ascidae Oudemans, 1905

*Arctoseius* sp

*Arctoseius multidentatus* Evans, 1955

*Asca* sp

*Cheiroseius* sp

*Platyseius* sp

*Proctolaelaps belemensis* Fain, Hyland y Aitken, 1977

Familia Ameroseiidae Evans, 1961

*Kleemania* sp

Familia Phytoseiidae Berlese, 1916

*Amblyseius* sp

Familia Hirstionyssidae Evans y Till, 1966

*Hirstionyssus alvarezi* Bassols, Quintero, Moreno y Vessi, 1991

*Hirstionys subreviseta* Strandtmann y Morlan, 1953

*Hirstionys sugalindoi* Strandtmann y Yunker, 1966

*Hirstionys suneotomae* (Eads y Hightower, 1951).

Familia Laelapidae Berlese, 1892

*Androlaelaps martini* (Jameson, 1951)

*Androlaelaps fahrenholzi* (Berlese, 1911)

*Androlaelaps glasgowi* (Ewing, 1925)

*Androlaelaps.* ca. *proyecta* Furman, 1954

*Gaeolaelaps* sp

*Hypoaspis* sp

Familia Macronyssidae Oudemans, 1936

*Macronyssoides kochi* (Fonseca, 1948)

*Macronyssus crosbyi* (Ewing y Stover, 1915)

*Parichoronyssus euthysternum* Radovsky, 1967

*Parichoronyssus lopezi* Morales-Malacara. 1996

*Parichoronyssus radovskyi* Morales-Malacara, 1992

*Parichoronyssus sclerus* Radovsky, 1966

*Radfordiella anourae* Radovsky, Jones y Phillips, 1971

*Radfordiella desmodi* Radovsky, Jones y Phillips, 1971

*Radfordiella oricola* Radovsky, Jones y Phillips, 1971

*Chiroptonyssus robustipes* (Ewing, 1925)

*Ornithonyssus bacoti* (Hirst, 1913)

*Ornithonyssus sylviarum* (Canestrini y Fanzago, 1878)

*Ornithonyssus sylviarum utrechtensis* Micherdzinski, 1980

*Pellonyssus nidicolus* Baker, Delfinado y Abatiello, 1976

Familia Spelaeorhynchidae Oudemans, 1902

*Spelaeorhynchus chilonycteris* Fain, Anastos, Camin y Johnston, 1967

Familia Spinturnicidae Oudemans, 1902

*Cameronieta elongatus* (Furman, 1966)

*Cameronieta thomasi* Machado-Allison, 1965

*Periglischrus caligus* Kolenati, 1857

*Periglischrus herrerai* Machado-Allison, 1965

*Periglischrus inhering* Oudemans, 1902

*Periglischrus ojastii* Machado-Allison, 1964

*Periglischrus vargasi* Hoffmann, 1944

*Periglischrus* sp

*Spinturnix americanus* (Banks, 1902)

Familia Uropodidae Kramer, 1881

*Uropoda* sp

Familia Diplogyniidae Trägårdh, 1941

*Tridiplogynium munizi* Machado-Allison, 1964

Familia Euzerconidae Trägårdh, 1938

*Euzercon* sp

Orden Ixodida Leach, 1815

Familia Argasidae Koch, 1844

*Ornithodoros* (*Alectorobius*) *azteca* Matheson, 1935

*Ornithodoros knoxjonesi* Jones y Clifford, 1972

*Ornithodoros rossi* Kohls, Sonenshine y Clifford, 1965

*Ornithodoros talaje* (Guérin-Méneville, 1849)

*Ornithodoros nicollei* Mooser, 1932

Familia Ixodidae Koch, 1844

*Amblyomma inornatum* (Banks, 1909)

*Ixodes cuernavacensis* Kohls y Clifford, 1966

*Ixodes neotomae* Cooley, 1944

Superorden Acariformes Zakhvatkin, 1952

Orden Prostigmata Kramer, 1877

Familia Eupodidae Koch, 1842

*Cocceupodes* sp

*Eupodes* sp

*Linopodes* sp

*Protereunetes* sp

Familia Penthalodidae Thor, 1933

*Penthalodes boneti* Baker, 1946

*Penthalodes* sp

*Stereotydeus mexicanus* Baker, 1946

Familia Penthaleidae Oudemans, 1931

*Penthaleus* sp

Familia Rhagidiidae Oudemans, 1922

*Coccorhagidia clavifrons* (Canestrini, 1886)

*Poecilophysis pratensis* (C.L. Koch, 1835)

*Poecilophysis* sp

*Poecilophysis weyerensis* (Packard, 1888)

*Robustocheles hilli* (Strandtmann, 1971)

Familia Tydeidae Kramer, 1877

*Coccotydeus tenuiclaviger* Sig Thor, 1931

*Homotydeus* sp

*Lorryia boycei* (Baker, 1944)

*Microtydeus beltrani* Baker, 1944

*Pronematus anconai* Baker, 1943

*Pronematus sexton* Baker, 1968

*Pronematus ubiquitous* (McGregor, 1932)

*Pronematus* sp

*Tridilatydeus hirsutus* Baker, 1944

*Tydaeolus tenuiclaviger* (Thor, 1931)

*Tydeus bifurcates* Baker, 1944

*Tydeus shawi* Baker, 1943

*Tydeus zempoalensis* Baker, 1943

*Tydeus* sp

Familia Bdellidae Dugès, 1834

*Bdella longicornis* (Linneo, 1758)

*Bdella longistriata* Atyeo, 1960

*Bdella mexicana* Baker y Balock, 1944

*Bdella* sp

*Bdellodes hurdi* (Atyeo, 1960)

*Bdellodes communis* (Atyeo, 1960)

*Bdellodes truncate* (Atyeo, 1960)

*Bdellodes* sp

*Odontoscirus alpinus* Atyeo, 1960

*Cyta latirostris* Hermann, 1804

*Monotrichobdella maxosburni* Baker y Balock, 1944

*Spinibdella cronini* (Baker y Balock, 1944)

*Spinibdella depressa* (Ewing, 1909)

*Spinibdella tenuirostris* (Ewing, 1914)

*Spinibdella thori* (Meyer y Ryke, 1959)

Familia Cunaxidae Thor, 1902

*Coleoscirus simplex* (Ewing, 1917)

*Pseudobonzia delfinadobakerae* Smiley, 1992

*Armascirus taurus* (Kramer, 1881

*Cunaxa* sp

*Cunaxoides biscutum* (Nesbitt, 1946)

*Pulaeus patzcuarensis* (Baker y Hoffmann, 1948)

*Pulaeus* sp

Familia Stigmaeidae Oudemans, 1931

*Agistemus simplex* González-Rodríguez, 1960

*Eustigmaeus* sp

*Ledermuelleria* sp

*Stigmaeus* sp

Familia Cheyletidae Leach, 1815

*Cheletomorpha lepidopterorum* (Shaw, 1794)

*Cheyletus cacahuamilpensis* Baker, 1949

*Cheyletus eruditus* (Schrank, 1781)

Familia Myobiidae Megnin, 1878

*Acanthophthirius lopezi* Morales-Malacara, 1994

*Eudusbabekia arganoi* (Vomero, 1972)

*Eudusbabekia lepidoseta* Jameson, 1971

*Eudusbabekia viguerasi* (Dusbabek) 1967

*Eudusbabekia* sp

*Expletobia* sp

*Phyllostomyobia leptonycteris* Fain, 1973

*Ugandobia* sp

Familia Tetranychidae Donnadieu, 1876

*Eutetranychus anitae* Estebanes y Baker, 1968

*Eutetranychus ecclisis* Pritchard y Baker, 1955

*Oligonychus perseae* Tuttle, Baker y Abbatiello, 1976

*Oligonychus punicae* (Hirst, 1926)

*Oligonychus pratensis* (Banks, 1912)

*Oligonychus stickneyi* (McGregor, 1939)

*Tetranychus cinnabarinus* (Boisduval, 1867)

*Tetranychus desertorum* Banks, 1900

Familia Tenuipalpidae Berlese, 1913

*Brevipalpus edwinae* Baker, 1949

*Tenuipalpus* sp

Familia Eriophyidae Nalepa, 1898

*Abacarus* sp

*Abacarus santibanezi* García-Valencia y Hoffmann, 1997

*Acalitus* sp

*Eriophyes ficus* (Cotte, 1920)

*Eriophyes granati* (Canestrini y Massalongo, 1894)

*Eriophyes lycopersici* (Wolffenstein, 1929)

*Eriophyes mangifera* (Sayed, 1946)

Familia Diptilomiopidae Keiffer, 1944

*Diptacus gigantorhynchus* (Nalepa, 1892)

Familia Pyemotidae Oudemans, 1937

*Pyemotes ventricosus* Newport, 1850

Familia Tarsonemidae Kramer, 1877

*Tarsonemus* sp

Familia Podapolipidae Ewing, 1922

*Chrysomelobia labidomearae* Eickwort, 1975

*Podapolipus* sp

Familia Anystidae Oudemans, 1936

*Anystis salinus* Linnaeus, 1758

*Anystis* sp

*Tarsolarkus* sp

Familia Trombidiidae Leach, 1815

Dinothrombium *dugesii* (Trouessart, 1894)

Microtrombidum sp

Familia Trombiculidae Ewing, 1929

*Eutrombicula batatas* (Linneo, 1758)

*Hexidionis suriana* (Hoffmann, 1954)

*Hooperella vesperuginis* (Brennan y Jones, 1960)

*Microtrombicula boneti* (Hoffmann, 1952)

*Neotrombicula azteca* (Hoffmann, 1952)

*Parasecia bulbocalcar* Goff, 1992

*Tecomatlana sandovali* Hoffmann, 1947

*Euschoengastia zapoteca* Hoffmann, 1965

*Pseudoschoengastia audyi* Brennan y Jones, 1959

*Pseudoschoengastia guatemalensis* Brennan, 1952

*Pseudoschoengastia pedregalensis* (Hoffmann, 1951)

*Walchioides intrinseca* (Brennan, 1960)

*Hannemania hylae* (Ewing, 1925)

*Hannemania pelaezi* Hoffmann, 1965

*Morelacarus morelensis* (Hoffmann, 1960)

*Whartonia* (*Asolentria*) *carpenteri* Brennan, 1962

*Whartonia* (*A.*) *glenni* Brennan, 1962.

Familia Aturidae Thor, 1900

*Axonopsella mesoamericana* Cook, 1980

Orden Astigmata Thor, 1900

Familia Histiostomatidae Berlese, 1897

*Thyrophagus neiswanderi* Johnston y Bruce, 1965

*Thyrophagus* sp

Familia Canestriniidae Berlese, 1884

*Acrotacarus mirabilis* Banks, 1915.

Familia Acaridae Latreille, 1802

*Acarus siro* Linnaeus, 1758

*Histiogaster setosus* Manson, 1972

*Sancassania mycophagus* (Megnin, 1874)

*Thyrophagus neiswanderi* Johnston y Bruce, 1965

*Thyrophagu* sp

Familia Gastronyssidae Fain, 1956

*Rodhainyssus balantiopteryx* Fain, 1967

Orden Oribatida Duges, 1833

Familia Aphelacaridae Grandjean, 1954

*Aphelacarus* sp

Familia Pterochthoniidae Grandjean, 1950

*Pterochthonius angelus* (Berlese, 1910)

Familia Brachychthoniidae Thor, 1934

*Brachychthonius* sp

Familia Euphthiracaridae Thor, 1934

*Rhysotritia ardua* (C.L. Koch, 1841)

*Rhysotritia* sp

Familia Oribotritiidae Grandjean, 1954

*Mesotritia grangjeani* (Feider y Suciu, 1957)

Familia Perlohmannidae Grandjean, 1954

*Perlohmannai* sp

Familia Nothridae Berlese, 1896

*Nothrus* sp

Familia Camisiidae Oudemans, 1900

*Camisia* sp

*Familia* Gymnodamaeidae Grandjean, 1954

*Joshuella* sp

Familia Dampfiellidae Ballogh, 1961

*Dampfiella procera* Sellnick, 1931

Familia Oppiidae Sellnick, 1937

*Microppia minus* (Paoli, 1908)

Familia Ceratozetidae Jacot, 1925

*Ceratozetes* sp

*Trichoribates* sp

Familia Scheloribatidae Jacot, 1935

*Monoscheloribate* sp

*Scheloribates* sp

Familia Oribatellidae Jacot, 1925

*Cultrobates* sp

*Lamellobates* sp

Familia Galu

VI



# EL GÉNERO *BRACHYPELMA* (ARANEAE: THERAPHOSIDAE) EN MÉXICO Y EN EL ESTADO DE MORELOS: COMPONENTES DEL VENENO Y APLICACIONES

## THE GENUS *BRACHYPELMA* (ARANEAE : THERAPHOSIDAE) IN MEXICO AND THE STATE OF MORELOS: COMPONENTS AND APPLICATIONS OF THEIR VENOM



Herlinda Catalina Clement Carretero
Guillermo Barraza Garza
Francia García García
Elia Diego-García
Elba Villegas Villareal
Gerardo Corzo Burguete

Morelos es un estado rico en diversidad biológica. Dentro de esta diversidad se encuentran especies de arañas migalomorfas (orden Araneae) pertenecientes al género Brachypelma, las cuales contienen en sus venenos una gran variedad de biomoléculas que pueden tener beneficios en la agricultura y en la medicina. Especies de este género han sido estudiadas en el Instituto de Biotecnología (UNAM) y en el Centro de Investigación en Biotecnología (UAEM) en Cuernavaca, Morelos, con el fin de detectar componentes con aplicaciones biotecnológicas. En este capítulo se relatan los venenos de tres especies del género Brachypelma, *B. smithi, B. albicebs y B. vagans*, los cuales fueron separados cromatográficamente y sus efectos biológicos fueron analizados en ensayos para probar actividades de tipo antibióticas, insecticidas, analgésicas y de hialuronidasas. En los tres venenos se encontraron moléculas únicas con dichas funciones biológicas. La separación cromatográfica, estructura química y función de estas moléculas son reportadas en este capítulo.

The State of Morelos has a valuable biological diversity of arachnids such the mygalomorph spider species from the genus Brachypelma. They contain in their poisonous venom glands a great variety of biomolecules with potential biotechnological applications. This chapter addresses the advances on the research of some venom components from species of the genus Brachypelma such as *B. smithi*, *B. albicebs*, *B. verdezi* and *B. vagans*, which were chromatographically separated and biochemically analyzed looking for antimicrobial, insecticidal, analgesic and enzymatic activities. Although Brachypelma venoms contain similar type of molecules, their structural differences are important for gains in protein function or stability. For example, the insecticidal peptide Ba1 seems to have also analgesic activities in small mammalians such mice; however, the insecticidal peptide Bs1 did not present analgesic effects in mice. Furthermore, enzymes such hyalurodinases contain intrinsic differences in amino acid residues in their catalytic site, which could be the cause of lower or higher specific activities. The primary structures of some of the molecules found in those four species of Brachypelma are described and reported here.

## INTRODUCCIÓN

El género *Brachypelma* Simon 1891 es un representante de la familia Theraphosidae y las especies de este género son nativas de México y de Centroamérica. Debido a que son especies dóciles y fáciles de mantener en un terrario son buscadas como mascotas, lo cual ha llevado a que muchas especies estén protegidas por las leyes internacionales de la CITES (Convención sobre el Comercio Internacional de Especies Amenazadas). Las especies del género *Brachypelma* también son llamadas comúnmente tarántulas, pero el término tarántula no siempre es aplicado de la manera correcta y en ocasiones se utiliza para designar de manera indistinta a otras arañas con vellosidades, y a algunas arañas lobo de gran tamaño en Europa (*Lycosa* sp., Lycosidae). Sin embargo, este término solo denota a las cerca de 950 especies que forman la familia Theraphosidae, que representan un pequeño número del total de las 45,756 especies de arañas reconocidas a la fecha (World Spider Catalog, 2015). Al igual que otras arañas, las especies del género *Brachypelma* son depredadoras, las cuales además de depender de su fuerza, deben contar con venenos altamente eficientes que les permitan lidiar con sus presas entre las cuales se incluyen algunos vertebrados a los que paralizan, haciendo de estos venenos fuentes interesantes de moléculas para el estudio de receptores celulares y canales iónicos en vertebrados.

En el estado de Morelos la especie más común de *Brachypelma* es *B. albiceps* Pocock 1903 (Locht *et al*., 2005), anteriormente nombrada como *B. ruhnaui* (tarántula dorada de México), la cual tiene en la parte superior del prosoma reflejos dorados, un opistosoma o abdomen negro y patas recubiertas de vellosidades rojizas. La *B. albiceps* es endémica de las zonas altas del centro de México, especialmente en la zona de Morelos (figura 1A). Otras especies más conocidas de este género en México y con las que hemos trabajado son *B. smithi* F.O.P.-Cambridge 1897 (tarántula de rodillas rojas) y *B. vagans* Ausserer 1975 (tarántula de terciopelo negro) las cuales se encuentran distribuidas en el sur y suroeste de la República mexicana (figura 1B).

Las especies del género *Brachypelma* son de crecimiento lento en comparación con otras tarántulas, y a diferencia de los machos que viven hasta 5 años, las hembras tienen largas esperanzas de vida de aproximadamente 20 años. En el Aracnario del Instituto de Biotecnología de la UNAM (MOR-IN-166-0704) se han mantenido especies de *B. albiceps* hasta por 15 años. Estas arañas alcanzan su madurez sexual a la edad de alrededor de los cinco años, pero se puede obtener su veneno en cantidades suficientes a partir de los dos años. Las especies del género *Brachypelma* son de hábitos crepusculares y nocturnos. En su hábitat natural suelen escarbar cuevas o habitar en nidos abandonados. Aunque son arañas voraces no son nada exigentes con la comida. En cautiverio se alimentan con grillos pequeños, pero también pueden ser alimentadas con cucarachas y tenebrios. Las especies de *Brachypelma* en México, en general, se encuentran distribuidas en una gran diversidad de ecosistemas lo cual correlaciona con la gran cantidad de moléculas en sus venenos.

Los venenos tienen como función principal paralizar a sus presas o ahuyentar a sus depredadores. Los venenos del género *Brachypelma* y de otras muchas arañas contienen cuatro tipos de componentes principales, los cuales podemos clasificarlos ordinariamente en moléculas pequeñas (ácidos orgánicos, compuestos nitrogenados pequeños o bioaminas), acilpoliaminas, péptidos y enzimas. Primero, las moléculas pequeñas son generalmente nucleótidos ATP, ADP y AMP, las cuales son muy abundantes en estos venenos, y también el citrato ha sido identificado como un componente mayoritario de venenos del género *Brachypelma* con un contenido del 8 al 12%, el citrato es un quelante de cationes divalentes y tiene acción anticoagulante (Odell *et al*., 1999). Segundo, las acilpoliaminas tienen actividades paralíticas reversibles en insectos, y algunas presentan actividad antibiótica (García, 2010). Tercero, los péptidos son proteínas de bajo peso molecular que van desde un tamaño de 3 a 10 kDa con actividades sobre receptores iónicos, y por último, las enzimas que son proteínas con función catalítica.

Los venenos de las especies del género *Brachypelma* representan pues una gran fuente de nuevos

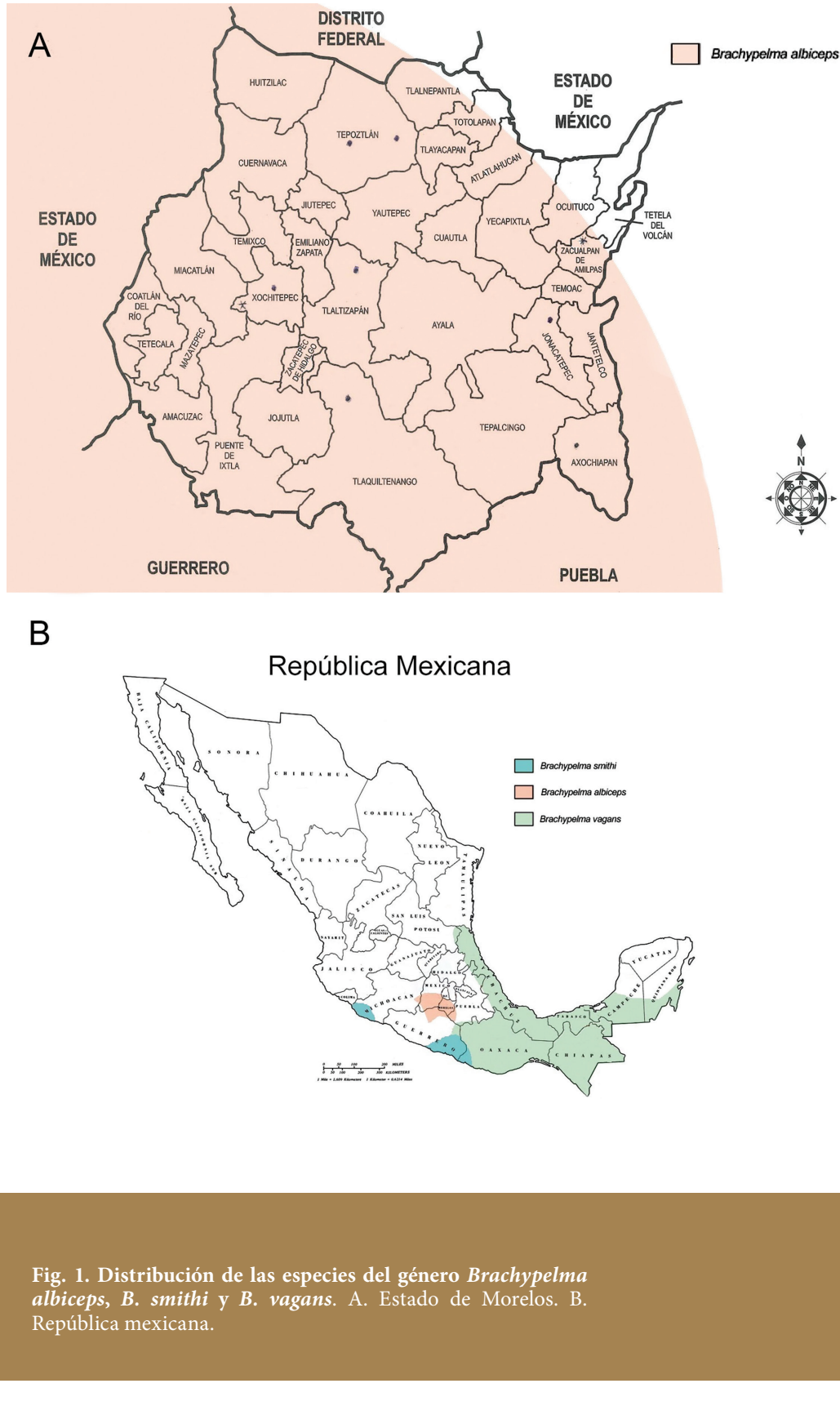



**Fig. 1. Distribución de las especies del género *Brachypelma albiceps, B. smithi* y *B. vagans***. A. Estado de Morelos. B. República mexicana.

ligandos para una variedad de receptores, ya que la diversidad de toxinas peptídicas en estos venenos ha sido vagamente explorada. De las cerca de 860 especies de tarántulas conocidas, solo se han hecho estudios con el veneno de 55 de estas especies (Escoubas y Rash, 2004). En este capítulo abordamos la composición del veneno de tres especies del género *Brachypelma* representadas por *B. albiceps, B. smithi y B. vagans* (figura 2) desde un punto de vista bioquímico y biotecnológico.

## COMPOSICIÓN DEL VENENO DEL GÉNERO *BRACHYPELMA*

Los venenos de tarántula pueden ser recolectados libres de hemolinfa y secreciones gástricas ya que los colmillos se encuentran expuestos durante el proceso de toma de muestras al contrario de otras especies de arañas. En general el veneno de las tarántulas *Brachypelma* tiene un pH de 5.5 y 17% de sólidos de (83% de agua), y varios componentes separables por exclusión molecular como nucleótidos, acilpoliaminas, toxinas peptídicas y hialuronidasas, los cuales conforman grupos de exclusión con características espectrales distintivas (Clement, 2003). Por ejemplo, en la figura 3 se observa la separación del veneno de B. vagans en tres fracciones principales, la primera contiene la actividad de hialuronidasa, la segunda corresponde a péptidos tóxicos y una tercera, con mayor absorbancia a 260 nm, incluye a las acilpoliaminas, adenosina trifosfato (ATP) y citrato.

Sin embargo, la purificación e identificación de los componentes de estos venenos de manera eficiente, no se logró sino hasta el advenimiento de técnicas de separación como el HPLC, donde la separación de los componentes principales del veneno se resuelve en mas fracciones. Una desventaja de estos métodos es que las proteínas de peso molecular alto (>20 kDa) se desnaturalizan o quedan atrapadas en la columna de separación (figura 4). Otras técnicas que han ayudado a la elucidación de los componentes de venenos del género *Brachypelma* son la espectrometría de masas y la secuenciación automatizada de Edman. Estos métodos aunados a las técnicas de biología molecular como el secuenciación de transcritos de proteínas expresadas en el veneno, han permitido identificar la estructura primaria de varias moléculas presentes en dichos venenos.




**Figura 2.** Hembras de tarántulas mexicanas del género *Brachypelma*.
A) ***B. smithi***, B) ***B. albiceps***, y C) ***B. vagans***.

## COMPONENTES DEL VENENO DE ESPECIES DEL GENERO *BRACHYPELMA* Y SUS APLICACIONES BIOTECNOLÓGICAS

### Acilpoliaminas con actividades antibióticas

El veneno de algunas arañas también presentan péptidos con actividad antibacteriana, los cuales además de tener un carácter anfipático, contienen una cantidad significativa de aminoácidos cargados positivamente (Villegas y Corzo, 2005). Un ejemplo son los péptidos de las arañas *Oxyopes kitabensis* y *Lachesana* sp. que por sus características químicas, pueden penetrar membranas celulares, lo que resulta en la formación de poros, los cuales permiten el libre paso de iones, de modo que provocan la despolarización de la membrana celular (Corzo *et al*., 2002; Garcia *et al*., 2013). Si bien muchas de estas moléculas tienen la desventaja de ser hemolíticas, su potencia microbicida podría ser una ventaja para considerarse como antibióticos alternativos de aplicación tópica.

En el caso particular de la tarántula mexicana B. smithi, conocida también como "tarántula de rodillas rojas", se logró determinar la presencia de un componente tipo acilpoliamina (figura 5) con actividad antimicrobiana hacia bacterias Gram negativas. Asimismo se evaluó el efecto en Staphylococcus aureus al elaborar una mezcla entre este mismo componente con otra molécula antimicrobiana, mostrado un efecto potenciador posiblemente de tipo sinérgico, esto resulta interesante si consideramos que la cantidad utilizada de las dos moléculas antimicrobianas fue menor en comparación a la utilizada individualmente. Finalmente podemos considerar que la obtención

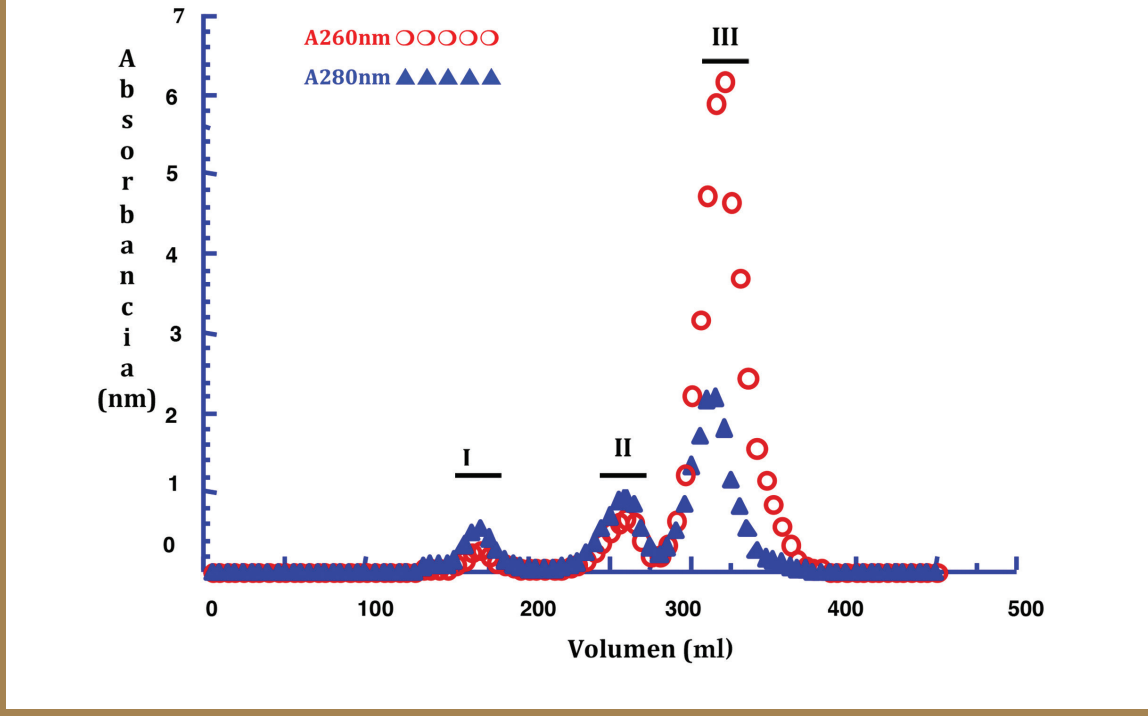



**Figura 3. Perfil cromatográfico por exclusión molecular del veneno de *Brachypelma vagans*.**

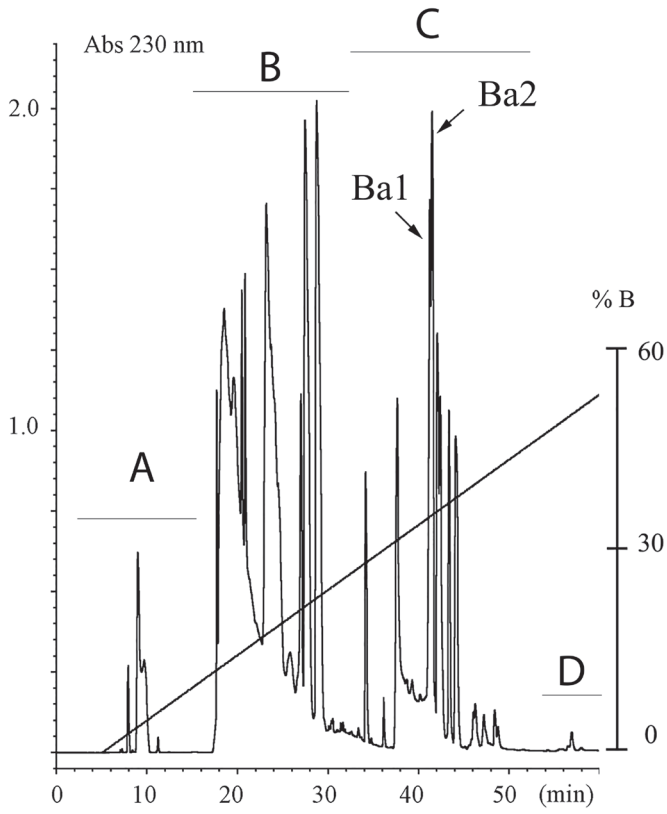



**Figura 4. Perfil cromatográfico por HPLC fase reversa del veneno de *Brachypelma albiceps*.**

de fuentes novedosas de moléculas antibióticas y la elaboración de mezclas que nos ayuden a disminuir las cantidades utilizadas normalmente, pueden ayudarnos a contender con el problema de resistencia de bacterias a los antibióticos que existen en el mercado comercial actualmente.

### Péptidos

Los péptidos tienen como blanco molecular canales iónicos de las membranas, las cuales se encuentran en tejidos celulares de sus presas o depredadores, su función es bloquear o acelerar la liberación de neurotransmisores afectando la exocitosis de vesículas presinápticas, las cuales generalmente provocan parálisis excitatoria o depresiva, inducida por una despolarización excesiva de sus tejidos (Escoubas *et al*., 2000). Debido a la función de estos péptidos se ha demostrado que son tóxicos principalmente para insectos y algunos también para reptiles y ratones. Los componentes del veneno de las tarántulas del género *Brachypelma* no son tóxicos para el humano, porque no están evolutivamente diseñadas para perturbar células excitatorias en el hombre o en otros mamíferos. Sin embargo, los canales iónicos y receptores celulares de las células de insectos tienen un gran

parecido a los de los vertebrados, y es así que ciertos péptidos del veneno de las arañas provocan efectos particulares en mamíferos, entre ellos hablaremos de los péptidos con efectos insecticidas y analgésicos.

**Péptidos con actividades insecticidas**

El descubrimiento de péptidos insecticidas encontrados en el veneno de varias especies de *Brachypelma*, representan un enorme potencial como biopesticidas más seguros y efectivos para la agroindustria, por lo que se buscan posibles receptores en insectos que promuevan aplicaciones en el campo agrícola. Esto es, las especies de insectos dañinas a la agricultura están sujetas a una presión intensa de selección por el uso indiscriminado de insecticidas. Como consecuencia, se produce una resistencia extensa a los insecticidas, amenazando el éxito de algunos programas de control de plagas debido a mecanismos de resistencia a insecticidas, como son las modificaciones de las proteínas blanco de los insecticidas comerciales. Estudios recientes en nuestros laboratorios, utilizando toxinas de araña, han revelado que los péptidos que paralizan y son letales a los insectos, reconocen tejidos que previamente no se habían identificado como blancos de acción de estos. Nuestros primeros resultados han sido con péptidos de arañas de la familia Agelenidae y Amaurobiidae, los cuales son insecticidas para larvas de lepidópteros que representan plagas de cereales y vegetales, e inclusive afectan la industria apícola. Recientemente, se han encontrado péptidos de la familia Theraphosidae y en especial del género *Brachypelma* con actividades insecticidas. La figura 4 muestra la elución de dos moléculas peptídicas denominadas Ba1 y Ba2 provenientes del veneno de *B. albiceps*. De igual forma, siguiendo la misma mecánica de separación de componentes con actividades insecticidas se obtuvo un péptido con estas propiedades en el veneno de *B. smithi* (figura 5). Estos péptidos obtenidos de las especies mexicanas del género *Brachypelma* presentan

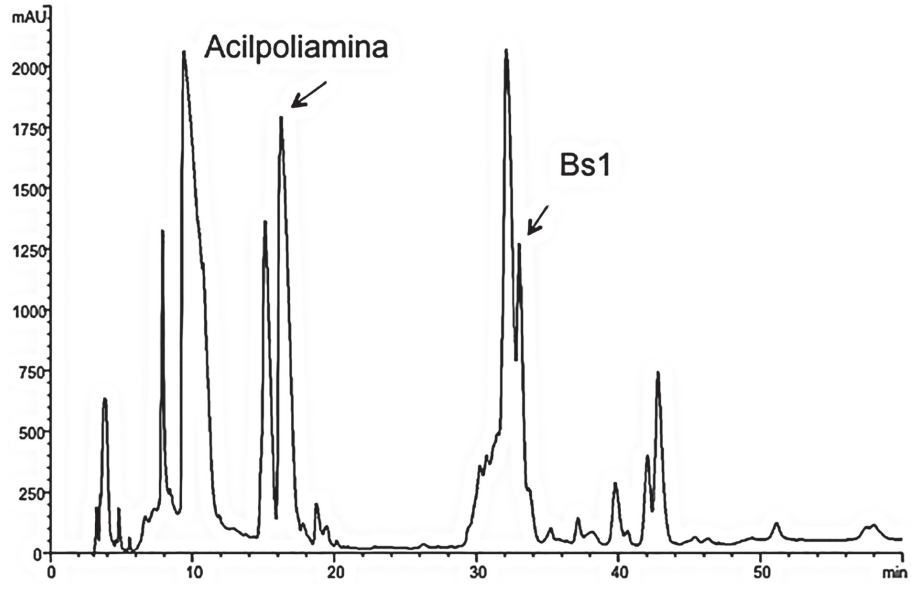



**Figura 5. Perfil cromatográfico por HPLC fase reversa del veneno de *Brachypelma smithi*.**

actividad insecticida para grillos, y probablemente para larvas de lepidópteros. El cuadro 1 compara las estructuras de los péptidos insecticidas de *B. albiceps* y *B. smithi* con las moléculas peptídicas insecticidas provenientes de venenos de arañas de otros géneros.

Varios de estos péptidos de araña reconocen blancos específicos y tienen el potencial de ser utilizados como puntas de lanza para la identificación de nuevos receptores insecticidas, que a su vez podrían utilizarse como blancos de pesticidas comerciales.

**Péptidos con actividades analgésicas**

Las primeras investigaciones con el veneno o toxinas de algún animal se llevaron a cabo como consecuencia de los efectos dañinos de estos sobre el ser humano, pero teniendo como mira el desarrollo de tratamientos. Estos estudios demostraron entre otras cosas, que las toxinas presentes en dichos venenos tienen una gran actividad biológica. Al ser aislados de sus venenos, estas moléculas pueden revelar mucho acerca de los procesos fisiológicos con los cuales interfieren.

Los reportes de toxicidad del veneno de tarántula son aislados y en la mayoría de los casos son hechos anecdóticos, si bien existen reportes médicos sobre mordeduras de terafósidos, la mayoría de ellos se remiten al hecho de que producen dolor de mediano a severo cerca de la zona de la mordida, escozor, edemas, eritemas, dolor articular, y analgesia entre otros (Chan *et al*., 1975; Schanbacher *et al*., 1973).

Un dato interesante del veneno de las arañas es que presentan componentes semejantes a moléculas analgésicas identificadas en el veneno de caracoles marinos, lo cual ha llevado a varios grupos científicos a buscar péptidos analgésicos en el veneno de las arañas y en el nuestro caso, en arañas del género *Brachypelma*. Por lo tanto, se han llevado a cabo varios estudios con el veneno de distintas especies de arañas y hasta el momento se han encontrado varias moléculas con potencial analgésico (cuadro 2), como la psalmotoxina-1 (PcTx1), que es un péptido extraído de la tarántula sudamericana *Psalmopeus cambridgei* Pocock 1895 capaz de contender contra el dolor térmico, mecánico, químico, inflamatorio y neuropático en roedores. Su acción radica en bloquear canales iónicos ácido-sensibles 1a (ASIC1a), este bloqueo resulta en la activación de una vía endógena de encefalinas (Mazzuca *et al*., 2007). Otro ejemplo es el péptido Pro-TXII que actúa de manera selectiva en canales activados por sodio Nav 1.7, que es un contribuidor esencial en la transmisión del dolor, este péptido es altamente selectivo por este subtipo de canales y se encuentra presente en el veneno de la tarántula Thrixopelma pruriens Schmidt 1998 (Schmalhofer *et al*., 2008). Uno mas es la Huwentoxina-1, el cual es un bloqueador de canales de calcio del tipo N proveniente del veneno de la tarántula Ornithoctonus huwena von Wirth 1991, el cual durante su estudio, se comparó con la morfina en ensayos de formalina en ratas conscientes dando muy buenos resultados (Chen *et al*., 2005). La Agatoxina IVA es otro péptido pero que actúa como bloqueador de canales de calcio de tipo P y fue identificada en el veneno de la araña de embudo americana Agelenopsis aperta Gertsch 1934. Se ha observado que la Agatoxina IVA tiene un efecto sinérgico con la morfina y clonidina (Roerig y Howse, 1996). El péptido GsMTx4 proviene del veneno de la tarántula *Grammostola spatulata* Walckenaer 1837 que aunque no se sabe aún cual es su mecanismo de antinocicepción, parece aliviar la hiperalgesia mecánica inducida por inflamación bloqueando canales mecanosensitivos (Park *et al*., 2008). Finalmente, el Phα1β es un péptido que se encuentra en el veneno de la araña *Phoneutria nigriventer* Keyserling 1891 el cual tiene un gran potencial analgésico como bloqueador de canales de calcio pendientes de voltaje (Cav). Después de varios estudios se ha encontrado que su acción analgésica está ligada a la liberación provocada por Ca2+ del neurotransmisor pro-nociceptivo glutamato de los sinaptosomas de la médula espinal de la rata, disminuyendo así su cantidad en el fluido cerebro-espinal (Souza *et al*., 2008).

El mismo péptido insecticida Ba1 de *B. albiceps* ha demostrado tener actividad analgésica en ratones macho CD-1 a concentraciones menores a las utilizadas por analgésicos comerciales (figura 6). Cabe notar que el blanco receptor de Ba1 en insectos es desconocido al igual que el receptor en

ratones, por lo cual se ha sugerido que estos dos receptores deben pertenecer a una misma familia de receptores, la cual podría estar relacionada a los canales iónicos dependientes de voltaje dada la rápida respuesta biológica que el péptido Ba1 origina al ser introducido en estos organismos.

Una característica que comparten todos estos péptidos con actividades analgésicas con la Conotoxina-MVIIA, analgésico peptídico del veneno del caracol marino Conus magus, es un motivo estructural llamado "nudo inhibidor de cisteínas" (ICK), este motivo se encuentra altamente distribuido en la mayoría de los péptidos que se han caracterizado de venenos de arañas y caracoles marinos (Zhu *et al*., 2003).

**Estructuras secundaria y tridimensional característica de los péptidos insecticidas y analgésicos de especies del género** *Brachypelma* **y otras arañas**

Los péptidos con motivos estructurales ICK (nudo inhibidor de cisteínas) y DDH (rizo guiado por disulfuros) se encuentran principalmente en el veneno de las tarántulas, aunque también se encuentran presentes en venenos de algunos otros arácnidos. De manera estricta estos péptidos son todos DDH, ya que el motivo estructural ICK parece ser un plegamiento ligeramente modificado proveniente de un motivo estructural más simple y antiguo como lo es el DDH. La diferencia entre estos dos tipos de motivos es que en el motivo DDH solo se forman dos puentes disulfuros obligatorios, mientras que en los péptidos con motivo estructural ICK, existe un tercer puente disulfuro obligatorio (Shu *et al*., 2001; Wang *et al*., 2000) (figura 7). Por lo tanto se puede decir que todos los péptidos ICK son también péptidos DDH, pero no todos los péptidos DDH son péptidos ICK.

El motivo estructural DDH se encuentra presente en una amplia variedad de eucariontes. Lo cual sugiere que este tipo de estructuras basadas en un alto número de puentes disulfuro evolucionó en un ancestro eucarionte tiempo antes de la divergencia de estos a plantas, animales y hongos (Wang *et al*., 2000). Entre sus características estructurales principales se encuentra la presencia de una Gly o Pro presente en el centro del asa 3, el cual es seguido por un residuo de naturaleza hidrofóbica permitiendo la estabilización del giro presente en esa área.

El motivo estructural ICK se encuentra en péptidos con distintas secuencias y funciones y se distribuyen a través de distintos phyla. Una vez transcrito un péptido ICK, se pliega y adopta una estructura tridimensional característica que es la que le da su nombre, en la cual se puede observar la formación de una especie de nudo gracias a los puentes disulfuro que se forman.

**Enzimas**

La hialuronidasa es la enzima más abundante en el veneno de las especies de *Brachypelma*, aunque no se observan actividades de proteasa, fosfolipasa o nucleotidasa en venenos puros. Las hialuronidasas son enzimas que se encuentran distribuidas ampliamente en la naturaleza, siendo la hialuronidasa testicular y algunas microbianas las que se utilizan en algunos procedimientos quirúrgicos oftalmológicos, además, experimentalmente facilitan la entrada de fármacos en tumores sólidos (Kreil, 1995). Existen hialuronidasas presentes en los venenos de arañas de especies del género *Brachypelma* que son de particular interés, ya que facilitan la rápida penetración de los componentes tóxicos del veneno a través de los tejidos de la presa o depredador, por lo cual se les considera como "factores de dispersión". Su actividad biológica se considera como una endo-N-acetil-D-hexosaminidasa e hidroliza, específicamente la unión glicosídica ß-1,4 del ácido hialurónico (Menzel y Farr, 1998). En el caso particular de *B. vagans* la hialuronidasa se aisló mediante cromatografía de exclusión molecular (ver figura 3), y aunque en el veneno de otras especies del género *Brachypelma* se observa la actividad de hialuronidasa (figura 8). Es de notar que su actividad se limita sólo al uso del hialuronato como substrato, ya que no actúa sobre ningún condroitín sulfato (Clement, 2003). El veneno de *B. verdezi* Schmidt 2003 contiene mas actividad de hialurodinasa y el de *B. albiceps* contiene la menor de esta actividad biológica.

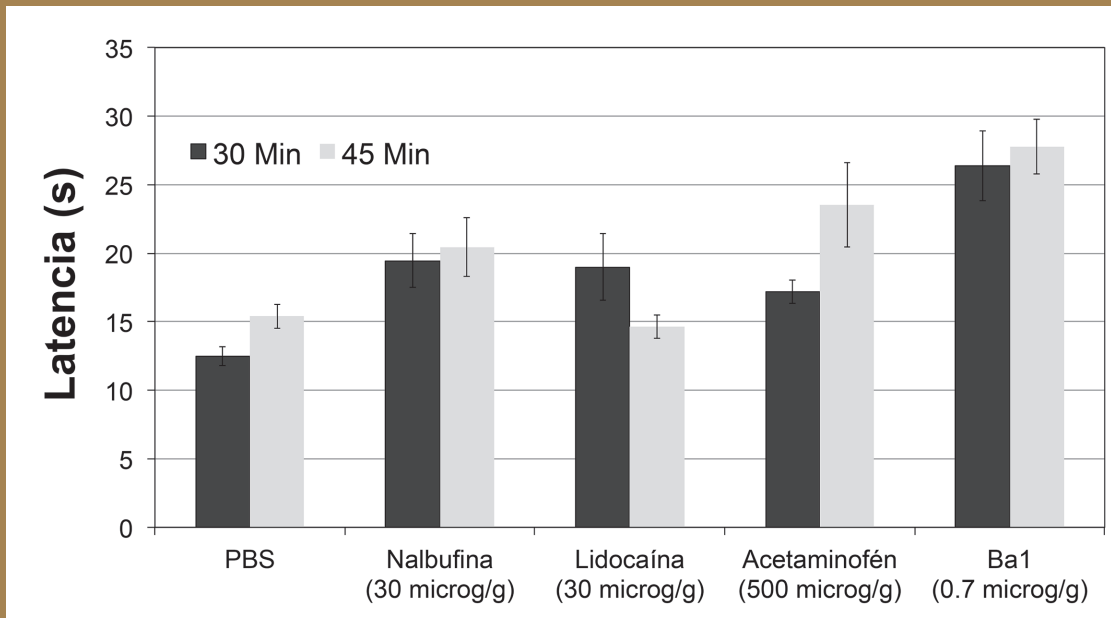



**Figura 6.** Actividad analgésica de Ba1 mediante el método de "placa caliente".

Al ser la hialuronidasa una enzima terapéuticamente importante, se ha expresado de manera recombinante en bacterias. Inicialmente el transcrito que codifica a una hialuronidasa de *B. vagans* se aisló del RNA total de las glándulas venenosas de una especie de *B. vagans,* y mediante la técnica de RT-PCR y utilizando oligonucleótidos degenerados diseñados a partir de la secuencia parcial de la enzima, se obtuvo el cADN de aproximadamente 1200 pb (Clement *et al*., 2012). El análisis de secuencia de aminoácidos indica que el cADN codifica para una hialuronidasa (figura 9). El cADN se insertó en un vector de expresión en E. coli (pQE60), que permite la expresión de proteínas recombinantes con la adición de 6 histidinas en el extremo C-terminal. De este modo se logró la expresión y purificación de una proteína recombinante de aproximadamente 45 kDa, peso que corresponde al de la hialuronidasa presente en el veneno. Actualmente, se están optimizando las condiciones de expresión para, posteriormente, comparar la actividad enzimática de la hialuronidasa aislada del veneno con la proteína recombinante, y evaluar su posible ventaja terapéutica con respecto a las hialurodinasas comerciales.

## CONCLUSIONES

Los venenos de arañas son una fuente única de moléculas con aplicación biotecnológica. El estado de Morelos cuenta con varias especies de estos arácnidos, entre ellas, especies de arañas del género *Brachypelma*, como *B. albiceps*, la cual contiene en su veneno péptidos identificados con actividad insecticida y analgésica. Esta especie es un ejemplo, entre muchas de ellas ya sea de origen animal, vegetal o procariota del estado de Morelos, donde se han obtenido estructuras químicas de gran valor científico, y seguramente en un futuro, de importancia para el bienestar humano. Es mas que entendible que tenemos apreciadas moléculas ocultas en cada especie de tarántulas del género *Brachypelma* de este estado de la República, moléculas o tesoros naturales a los que tenemos que proteger.

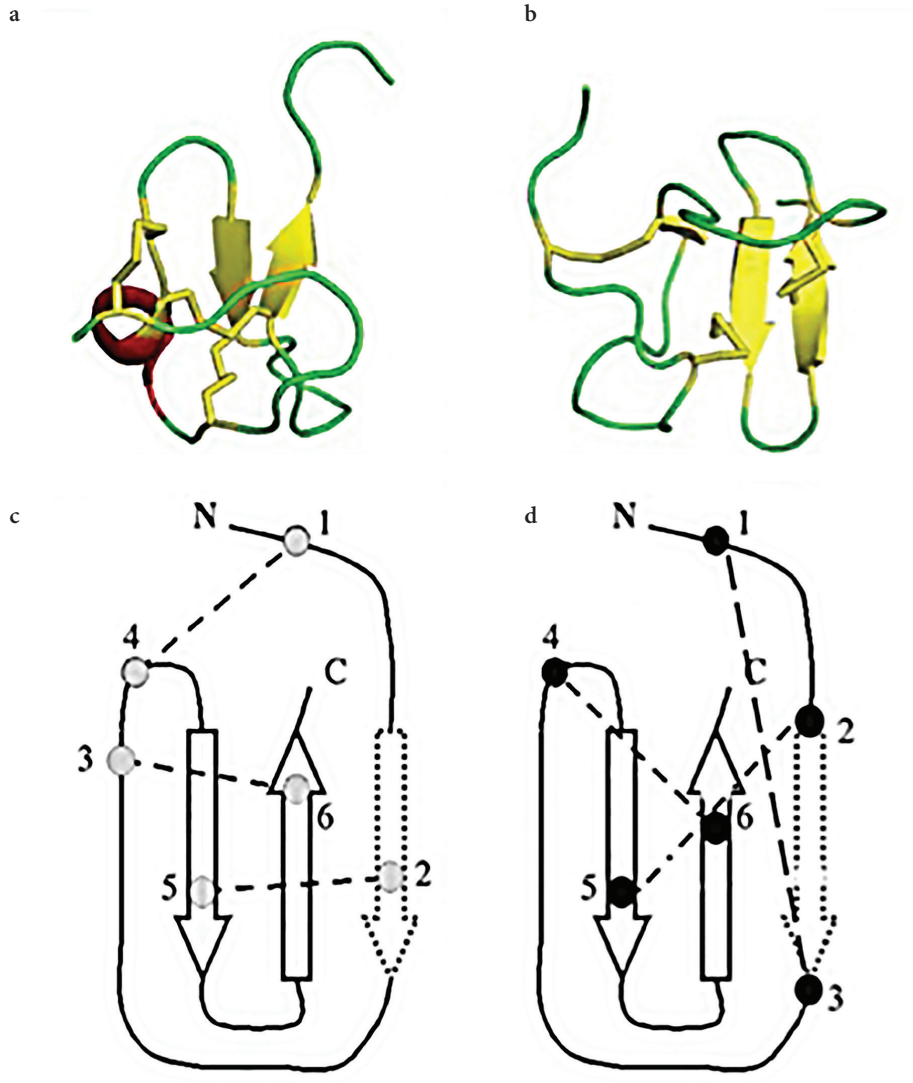



**Figura 7. Estructura secundaria y tridimensional de la péptidos insecticidas y analgésicos de *Brachypelma albiceps*.** a y c. Toxina JzTx IX, tipo ICK (PDB: 2A2V). b y d. Toxina Ba1, tipo DDH (PDB: 2KGH).

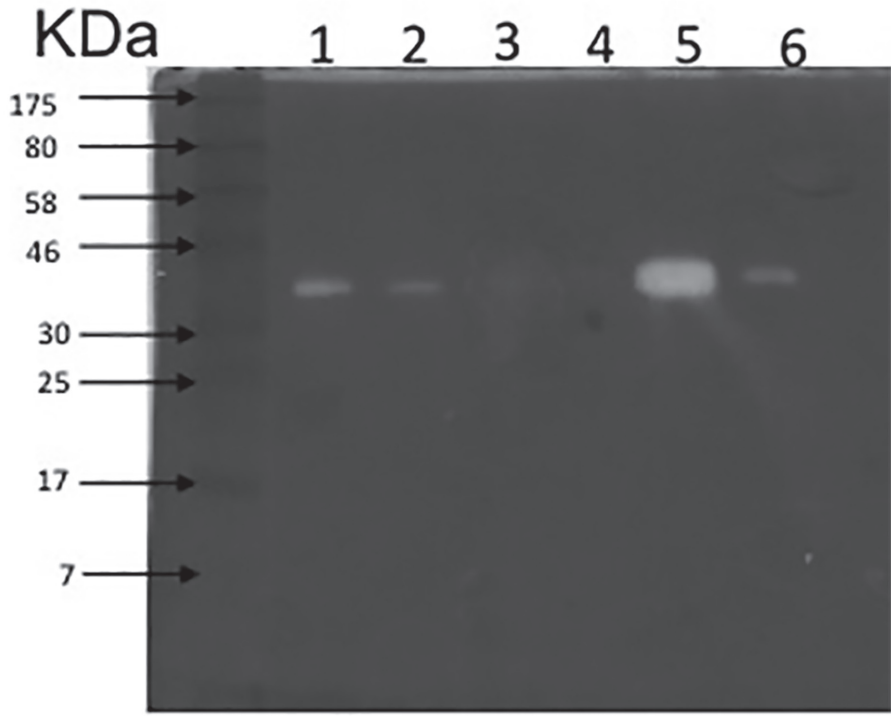



**Figura 8. Actividad de hialurodinasa en varios venenos de tarántulas del género *Brachypelma*.** 1. *B. vagans*; 2. *B. smithi*; 3. *B. albiceps*; 4. *B. auratum;* 5. *B. verdezy;* 6. *Aphonopelma serratum*. El gel se realizó en SDS-PAGE 12.5%.

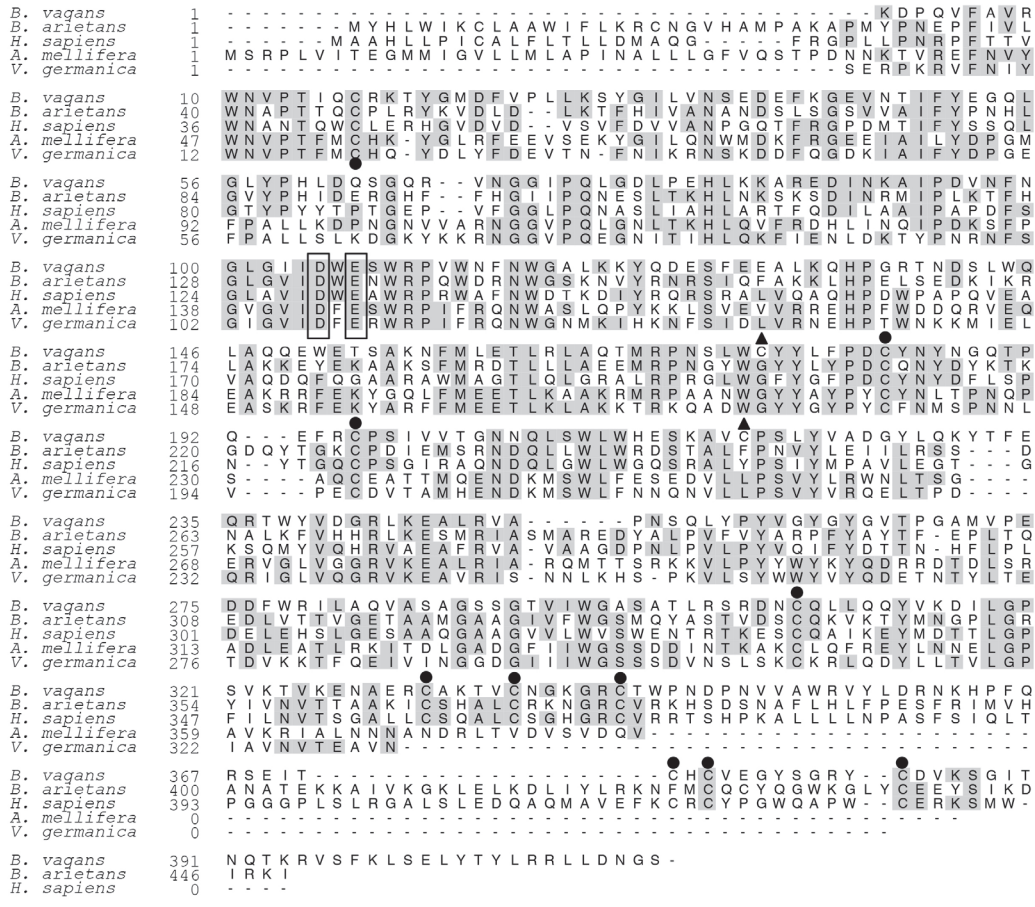



**Figura 9. Análisis de secuencia de la hialurodinasa de *Brachypelma vagans*.** Comparación con varias hilurodinasas, se presentan en círculos y triángulos cerrados los aminoácidos mas conservados entre todas las secuencias representadas en la figura.

**Cuadro 1.** Comparación de estructura primaria y actividad biológica de péptidos insecticidas en *Brachypelma* y otras arañas.

| PÉPTIDO | SECUENCIA | ACTIVIDAD LD50 (MG/G) | REFERENCIA |
|---|---|---|---|
| | Brachypelma | | |
| Ba1 | ILECVFSCDIKKEGKPCKPKGEKKCTGGWRCKIKLCLKI | 10.8 ± 1.4 | (Corzo *et al.*, 2009) |
| Ba2 | IFECVFSCDIKKEGKPCKPKGEKKCTGGWRCKIKLCLKI | 9.2 ± 0.9 | (Corzo *et al.*, 2009) |
| Bs1 | CIGESVPCDKDDPRCCREYECLKPTGYGWWYASYYCYRKKS | 27 ± 11 | (Corzo *et al.*, 2008) |
| | Amaurobiidae y Agelenidae | | |
| PaluIT1 | GCLGEGEKCADWSGPSCCDGFYCSCRSMPYCRCRNNS | 9.5 ± 3.7 | (Corzo *et al.*, 2000) |
| μ-aga1 | ECVPENGHCRDWY-DECCEGFYCSCRQPPKCICRNNN | 28 ± 7 | (Adams *et al.*, 1989) |

**Cuadro 2.** Comparación estructural de péptidos con acción analgésica con la estructura del péptido Ba1 obtenido del veneno de *B. albiceps*

| PÉPTIDO | SECUENCIA DE AMINOÁCIDOSA | REFERENCIA |
|---|---|---|
| PriaIt (Cav Tipo N) | ---CKGK-GAKCSRLMYDCC----TGSCRSGK------C---------- | (Wang *et al.*, 1998) |
| HwTx-1 (Cav Tipo N) | --ACKGV-FDACTPGKNECC---PNRVCSDKHK----WCKWKL---------- | (Chen *et al.*, 2005) |
| GsMTx4 (N/A) | --GCLEF-WWKCNPNDDKCCR--PKLKCSKLFK----LCNFSF---------- | (Park *et al.*, 2008) |
| ω-Aga-IVA (Cav Tipo P) | KKKCIAKDYGRCKWGGTPCCRG-RGCICSIMGT----NCECKPRLIMEGLGLA------ | (Roerig y Howse, 1996) |
| PcTX1 (ASIC1a) | -EDCIPK-WKGCVNRHGDCC---EGLECWKRRRS-FEVCVPKTPKT---------- | (Mazzuca *et al.*, 2007) |
| Pro TX-II (Nav 1.7) | --YCQKWMWT-CDSER-KCC---EGMVCRL-------WCKKKLW---------- | (Schmalhofer *et al.*, 2008) |
| Phα1β (Cav) | --ACIPR-GEICTDDC-ECCGCDNQCYCPPGSSLGIFKCSCAHANKYFCNRKKEKCKKA | (Souza *et al.*, 2008) |
| Ba1 | ILECVFSCDIKKEGKPCKPKGEKKCTGGWRCKIKLCLKI | (Corzo *et al.*, 2009) |

**Se hace notar la conservación de la cisteínas (C) presentes en las secuencias.** Estas forman entre si los puentes disulfuro del motivo estructural denominado ICK o DDH.


## AGRADECIMIENTOS

Este trabajo fue realizado con los fondos económicos aportados por DGAPA-UNAM IN204415 y SEP-CONACyT 240616.


## LITERATURA CITADA


Adams M.E., Herold E.E. y Venema V.J. 1989. Two classes of channel-specific toxins from funnel web spider venom. J. Comp. Physiol. [A] 164:333-342.

Chan T.K., Geren C.R., Howell D.E. y Odell G.V. 1975. Adenosine triphosphate in tarantula spider venoms and its synergistic effect with the venom toxin. Toxicon 13:61-66.

Chen J.Q., Zhang Y.Q., Dai J., Luo Z.M. y Liang S.P. 2005. Antinociceptive effects of intrathecally administered huwentoxin-I, a selective N-type calcium channel blocker, in the formalin test in conscious rats. Toxicon 45:15-20.

Clement H., 2003. Purificación y caracterización de hialuronidasa del veneno de *Brachypelma* vagans, una tarántula mexicana, y comparación con otras posibles actividades enzimáticas del veneno de algunas Scolopendra sp. , Centro de

Investigaciones en Biotecnología. Universidad Autónoma del Estado de Morelos, Cuernavaca, Morelos.

Clement H., Olvera A., Rodriguez M., Zamudio F., Palomares L.A., Possani L.D., Odell G.V., Alagon A. y Sanchez-Lopez R. 2012. Identification, cDNA cloning and heterologous expression of a hyaluronidase from the tarantula *Brachypelma* vagans venom. Toxicon 60:1223-1227.

Corzo G., Bernard C., Clement H., Villegas E., Bosmans F., Tytgat J., Possani L.D., Darbon H. y Alagon A. 2009. Insecticidal peptides from the theraposid spider *Brachypelma* albiceps: An NMR-based model of Ba. BBA - Proteins and Proteomics 1794:1190-1196.

Corzo G., Diego-Garcia E., Clement H., Peigneur S., George O., Tytgat J., Possani L.D. y Alagon A. 2008. An insecticidal peptide from the theraposid *Brachypelma* smithi spider venom reveals common molecular features among spider species from different genera. Peptides 29:1901-1908.

Corzo G., Escoubas P., Stankiewicz M., Pelhate M., Kristensen C.P. y Nakajima T. 2000. Isolation, synthesis and pharmacological characterization of delta-palutoxins IT, novel insecticidal toxins from the spider Paracoelotes luctuosus (Amaurobiidae). European Journal of Biochemistry / FEBS 267:5783-5795.

Corzo G., Villegas E., Gomez-Lagunas F., Possani L.D., Belokoneva O.S. y Nakajima T. 2002. Oxyopinins, large amphipathic peptides isolated from the venom of the wolf spider Oxyopes kitabensis with cytolytic properties and positive insecticidal cooperativity with spider neurotoxins. The Journal of Biological Chemistry 277:23627-23637.

Escoubas P., Diochot S. y Corzo G. 2000. Structure and pharmacology of spider venom neurotoxins. Biochimie 82:893-907.

Escoubas P. y Rash L. 2004. Tarantulas: eight-legged pharmacists and combinatorial chemists. Toxicon 43:555-574.

García F., 2010. Caracterización química de moléculas antimicrobianas provenientes del veneno de arácnidos y su efecto microbicida en presencia antibióticos, Instituto de Biotecnología. Universidad Nacional Autonoma de Mexico, Cuernavaca, Morelos.

Garcia F., Villegas E., Espino-Solis G.P., Rodriguez A., Paniagua-Solis J.F., Sandoval-Lopez G., Possani L.D. y Corzo G. 2013. Antimicrobial peptides from arachnid venoms and their microbicidal activity in the presence of commercial antibiotics. J Antibiot. 66:3-10.

Kreil G. 1995. Hyaluronidases-A group of neglected enzimes. Protein Sci. 4:1666-1669.

Locht A., F. M., Rojo R. y Vázquez I. 2005. Una nueva especie de Tarántula del género Aphonopelma Pocock 1901 (Araneae, Theraphosidae, Theraphosinae) de México con notas sobre el Género *Brachypelma* Simon 1891. Boletín Sociedad Entomológica Aragonesa 37:105-108.

Mazzuca M., Heurteaux C., Alloui A., Diochot S., Baron A., Voilley N., Blondeau N., Escoubas P., Gelot A., Cupo A., Zimmer A., Zimmer A.M., Eschalier A. y Lazdunski M. 2007. A tarantula peptide against pain via ASIC1a channels and opioid mechanisms. Nat Neurosci 10:943-945.

Menzel E. y Farr C. 1998. Hyaluronidases and its substrate hyaluronan: biochemistry, biological activities and therapeutic uses. Cancer Lett. 131:3-11.

Odell G.V., Fenton A.W., Ownby C.L., Doss M.P. y Schmidt J.O. 1999. The role of venom citrate. Toxicon 37:407-409.

Park S.P., Kim B.M., Koo J.Y., Cho H., Lee C.H., Kim M., Na H.S. y Oh U. 2008. A tarantula spider toxin, GsMTx4, reduces mechanical and neuropathic pain. Pain 137:208-217.

Roerig S.C. y Howse K.M. 1996. Omega-agatoxin IVA blocks spinal morphine/clonidine antinociceptive synergism. Eur J Pharmacol 314:293-300.

Schanbacher F.L., Lee C.K., Hall J.E., Wilson I.B., Howell D.E. y Odell G.V. 1973. Composition

and properties of tarantula Dugesiella hentzi (Girard) venom. Toxicon 11:21-29.

Schmalhofer W.A., Calhoun J., Burrows R., Bailey T., Kohler M.G., Weinglass A.B., Kaczorowski G.J., Garcia M.L., Koltzenburg M. y Priest B.T. 2008. ProTx-II, a selective inhibitor of NaV1.7 sodium channels, blocks action potential propagation in nociceptors. Mol Pharmacol 74:1476-1484.

Shu Q., Huang R. y Liang S. 2001. Assignment of the disulfide bonds of huwentoxin-II by Edman degradation sequencing and stepwise thiol modification. Eur J Biochem 268:2301-2307.

Souza A.H., Ferreira J., Cordeiro Mdo N., Vieira L.B., De Castro C.J., Trevisan G., Reis H., Souza I.A., Richardson M., Prado M.A., Prado V.F. y Gomez M.V. 2008. Analgesic effect in rodents of native and recombinant Ph alpha 1beta toxin, a high-voltage-activated calcium channel blocker isolated from armed spider venom. Pain 140:115-126.

Villegas E. y Corzo G. 2005. Pore-forming peptides from spiders. Toxin Rev. 24:345-357.

Wang X., Connor M., Smith R., Maciejewski M.W., Howden M.E., Nicholson G.M., Christie M.J. y King G.F. 2000. Discovery and characterization of a family of insecticidal neurotoxins with a rare vicinal disulfide bridge. Nat Struct Biol 7:505-513.

Wang Y.X., Bezprozvannaya S., Bowersox S.S., Nadasdi L., Miljanich G., Mezo G., Silva D., Tarczy-Hornoch K. y Luther R.R. 1998. Peripheral versus central potencies of N-type voltage-sensitive calcium channel blockers. Naunyn Schmiedebergs Arch Pharmacol 357:159-168.

World Spider Catalog (2015). World Spider Catalog. Natural History Museum Bern, online at http://wsc.nmbe.ch, version 16.5, accessed on {Octubre 2015}

Zhu S., Darbon H., Dyason K., Verdonck F. y Tytgat J. 2003. Evolutionary origin of inhibitor cystine knot peptides. FASEB J 17:1765-1767.

VII

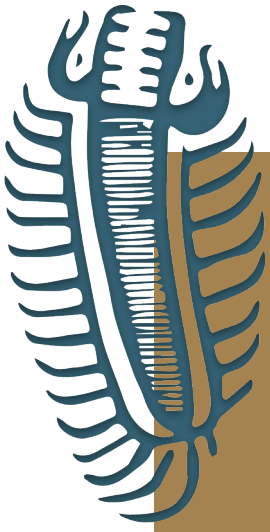


# LOS ESCARABAJOS MELOLONTHIDAE Y CETONIIDAE (COLEOPTERA, SCARABAEOIDEA)

## THE BEETLES MELOLONTHIDAE Y CETONIIDAE (COLEOPTERA, SCARABAEOIDEA)



Miguel Ángel Morón Ríos †



Se presenta una sinopsis sobre las 140 especies de escarabajos Melolóntidos y Cetónidos registrados en el estado de Morelos, con datos sobre la rareza de especies y la filiación zoogeográfica de cada género, destacando la importancia ecológica o económica de las principales especies, complementada con un listado actualizado de las especies incluidas en las subfamilias Melolonthinae, Rutelinae, Dynastinae, Cetoniinae y Trichiinae. Muchas especies se han adaptado a los terrenos agrícolas, pero en pocas situaciones se ha confirmado que sus larvas ocasionen daños importantes a las raíces de cultivos, como maíz, caña de azúcar o cacahuate. Los Melolonthidae y Cetoniidae de Morelos se han estudiado en forma irregular durante los últimos 30 años, y aún falta conocer la fauna de varias regiones del estado, así como los hábitos alimentarios y ciclos vitales de la mayor parte de las especies. También es necesario ampliar el conocimiento sobre la morfología y taxonomía de los estadios inmaduros. Esta información es imprescindible para proponer alternativas que sustenten propuestas para la regulación de plagas, la selección de especies bioindicadoras de la calidad ambiental, y para proteger a las especies raras o endémicas en Morelos.

A brief review on the 140 species of melolontid and cetonid beetles recorded in the state of Morelos is presented. Data on the species rarity and zoogeographic origins of each genus are included, as well as the ecological or economic importance of main species. Updated checklist of the species in the subfamilies Melolonthinae, Rutelinae, Dynastinae, Cetoniinae and Trichiinae is provided. Many species are adapted to crop lands, but few reports of important damage to the roots in the most common cultures, as maize, sugar cane or peanut, are recorded. The communities of Melolonthidae and Cetoniidae of Morelos has been irregularly studied during past 30 years, and the basic faunistic data from some regions of the state are incomplete, the feeding preferences and life cycles of most of the species are not known. Also, the morphology and taxonomy of immature stages needs deep study. All above cited information is useful to support proposals for pest regulation, to select bioindicators or protect rare and endemic species in the state of Morelos.

## INTRODUCCIÓN

El estado de Morelos reúne una interesante fauna de coleópteros de las familias Melolonthidae y Cetoniidae cuya riqueza es producto de la mezcla de linajes boreales y ecuatoriales, asociados en un mosaico de comunidades vegetales nativas o inducidas, establecidas en un territorio proporcionalmente pequeño pero con un gradiente altitudinal notable y una ubicación tal que ha favorecido el desarrollo de dos grandes conjuntos de comunidades vegetales, determinadas por la marcha anual de temperatura y precipitación, el que abarca mayor extensión tiene características tropicales, en tanto que en el otro predominan los elementos de ambientes fríos o templados.

Los primeros registros de estos escarabajos en localidades de Morelos se encuentran en la segunda parte del volumen dos de la "Biología Central Americana" (1886-1889), escrita por Henry W. Bates, quien por ejemplo, describió *Diplotaxis aenea, D. trapeziera, D. atramentaria, Phytalus batillifer, Epectinaspis opacicollis* y *Strigoderma sallaei* con ejemplares colectados en Cuernavaca.

Otros trabajos con enfoque faunístico en localidades regiones de Morelos que incluyen especies de las subfamilias Melolothinae, Rutelinae, Dynastinae y Cetoniinae fueron publicados por Deloya (1988), Deloya y Morón (1994), Deloya *et al*. (1993, 1995).

Como referencia para un estudio completo de las especies de escarabajos melolóntidos y cetónidos que habitan el territorio morelense, los objetivos del presente capítulo incluyen una sinopsis sobre la riqueza específica y la diversidad funcional de estos escarabajos, con datos sobre la rareza de especies y la filiación zoogeográfica de cada género, destacando la importancia ecológica o económica de las principales especies, complementada con un listado actualizado de las 140 especies incluidas en las subfamilias Melolonthinae, Rutelinae, Dynastinae, Cetoniinae y Trichiinae.

## DESCRIPCIÓN

En México se conoce a los adultos como escarabajos de mayo, sanjuaneros, mayates, temoles, chimayates, toritos o ronrones. A las larvas se les llama "gallina ciega", nixticuiles o gusanos blancos. Los adultos pueden tener hábitos diurnos o nocturnos, se alimentan con hojas tiernas, inflorescencias, néctar, tejido subcortical, frutos maduros, humus, y rara vez con otros insectos; pueden afectar los frutos de cáscara suave, las mazorcas o espigas con grano tierno y las flores de algunas especies cultivadas. Las larvas se desarrollan, sobre todo, dentro del suelo, consumiendo detritus vegetal o raíces, y algunas especies prefieren los tejidos xilosos de árboles muertos; en pocos casos se ha confirmado en Morelos que la gallina ciega ocasione daños importantes a las raíces de cultivos, como maíz, caña de azúcar o cacahuate.

En esta contribución se sigue el sistema de clasificación propuesto por Morón (2010a, 2013), en el cual las dos familias se distinguen de otros Scarabaeoidea por los siguientes atributos: *Melolonthidae*. Adultos con el labro y las mandíbulas parcialmente expuestas u ocultas por completo bajo el clípeo. Labro parcialmente esclerosado, membranoso o vestigial. Mandíbulas esclerosadas. Antenas formadas por 8-10 artejos, tres a siete de los cuales corresponden a la maza antenal brillante, plegadiza. Con canthus ocular. Abdomen con seis esternitos visibles y siete pares de orificios respiratorios, tres o cuatro en las regiones pleurales, dos o tres en los extremos esternales y uno en la región tergal. Placa pigidial completamente expuesta o cubierta en parte por los élitros. Genitales masculinos bilobulados o fusionados. Larvas con antenas formadas por cuatro artejos alargados. Epifaringe asimétrica con tormae ampliamente separadas. Maxila con galea y lacinia fusionadas. Placas respiratorias cribiformes. Patas medias y posteriores largas.

*Cetoniidae*. Adultos con el labro y las mandíbulas ocultas bajo el clípeo. Labro membranoso. Mandíbulas generalmente membranosas. Antenas formadas por 10 artejos, tres de los cuales corresponden a la maza antenal brillante, plegadiza. Con canthus ocular. Abdomen con seis esternitos visibles y siete pares de orificios respiratorios, tres en las regiones pleurales, tres en los extremos esternales y uno en la región tergal. Placa pigidial usualmente no cubierta por los élitros. Genitales masculinos bilobulados. Larvas con antenas formadas por

cuatro artejos cortos y anchos. Epifaringe asimétrica con tormae separadas. Maxila con galea y lacinia fusionadas. Placas respiratorias cribiformes. Patas medias y posteriores cortas.

## DIVERSIDAD

En el mundo se han registrado más de 20,500 especies de Coleóptera Melolonthidae y Cetoniidae (*sensu* Morón 2010a, 2013). En México habitan poco más de 1,140 especies de estas familias, repartidas en siete subfamilias, 24 tribus y 123 géneros. Para su territorio, proporcionalmente pequeño, el estado de Morelos reúne una proporción considerable de las especies de estos escarabajos fitófagos, que lo sitúa en el sexto lugar en cuanto a riqueza de ellos a nivel nacional, superado por Chiapas, Oaxaca, Veracruz, Jalisco y Puebla. Hasta el momento en Morelos se cuenta con registros para 140 especies y 33 géneros (Apéndice 0.1), que representan al 71% de las subfamilias, 71% de las tribus, 27% de los géneros, y cerca del 13% de las especies citadas para la República mexicana.

## DISTRIBUCIÓN

La mayor parte de las especies de Melolonthidae y Cetoniidae registradas en el estado de Morelos tienen una amplia distribución en la cuenca del río Balsas y parte de la planicie costera del Pacífico, o en las montañas del Eje Neovolcánico y la Sierra Madre del Sur, algunas de ellas también habitan en América Central o en otras regiones de México (Morón, 1994). Esta situación se deriva de la ubicación del estado en la parte alta de la Cuenca del Balsas, adjunto al corredor de montañas representado por parte de la Sierra Madre del Sur y el Eje Neovolcánico. Sólo un 17% de las 140 especies citadas pueden considerarse endémicas o con distribución restringida en alguna región morelense y parte de los estados vecinos, y la mayoría se ubican en refugios con bosque tropical caducifolio. Tales especies pertenecen a los géneros *Phyllophaga, Diplotaxis, Chrysina, Parachrysina, Paranomala, Cotinis y Genuchinus* (figuras 01-02).

Figuras 0.1-0.2. Aspecto dorsal de dos especies de escarabajos característicos de Morelos.

## Géneros de Melolonthidae y Cetoniidae en Morelos

*Phyllophaga* Harris, 1827. Con posible origen paleártico diversificado en México, está representado por 36 especies asociadas con distintos tipos de vegetación silvestre e inducida (Apéndice 0.1) de las cuales *P. (Listrochelus) balsana, P. (L.) oblongula, P. (Phytalus) dieteriana, P. (P.) hoogstraali, P. (Chlaenobia) howdeniana, P. (Ch.) rzedowskiana, P. (Phyllophaga) ilhuicaminai, P. (s.str.) martinezpalaciosi y P. (s.str.) microdon* tienen distribución restringida en los bosques tropicales caducifolios establecidos en parte de Morelos y estados vecinos (Morón, 2003). *Phyllophaga (s.str.) brevidens, P. (s.str.) ravida* y *P. (Phytalus) obsoleta* se han encontrado esporádicamente causando daños a las raíces de maíz, caña de azúcar y cacahuate en localidades morelenses (Deloya, 1988).

*Polyphylla* Harris, 1841. Con amplia distribución holártica, en Morelos sólo se han registrado dos especies, poco abundantes en los valles cálidos y en las montañas. Se desconocen sus preferencias alimentarias, las larvas viven dentro del suelo y requieren cuando menos dos años para completar su desarrollo (Morón, 2010b).

*Chnaunanthus* Burmeister, 1844. Posiblemente originado en Norteamérica, en Morelos sólo se ha encontrado una especie distribuida en los matorrales cercanos a bosques de pino y encino ubicados entre los 1500 y 2500 m de altitud en varios estados del centro de México (Morón, 1997a). Durante el otoño los adultos son abundantes en las inflorescencias de asteráceas silvestres, y se desconocen los hábitos de las larvas.

*Diplotaxis* Kirby, 1837. Es probable que sus ancestros sudamericanos se hayan diversificado en México; en Morelos está representado por 19 especies (apéndice 01), de las cuales *D. bifida, D. iguala*, *D. incisa, D. latispina, D. mexcala, D. microchele,* y *D. sinuans,* tienen distribución restringida en Morelos y estados vecinos. Los adultos son nocturnos, comen follaje y las larvas son edafícolas pero se desconoce si consumen raíces o restos vegetales (Morón, 1997a).

*Isonychus* Mannerheim, 1829. Género originado y diversificado en Sudamérica, sólo está representado

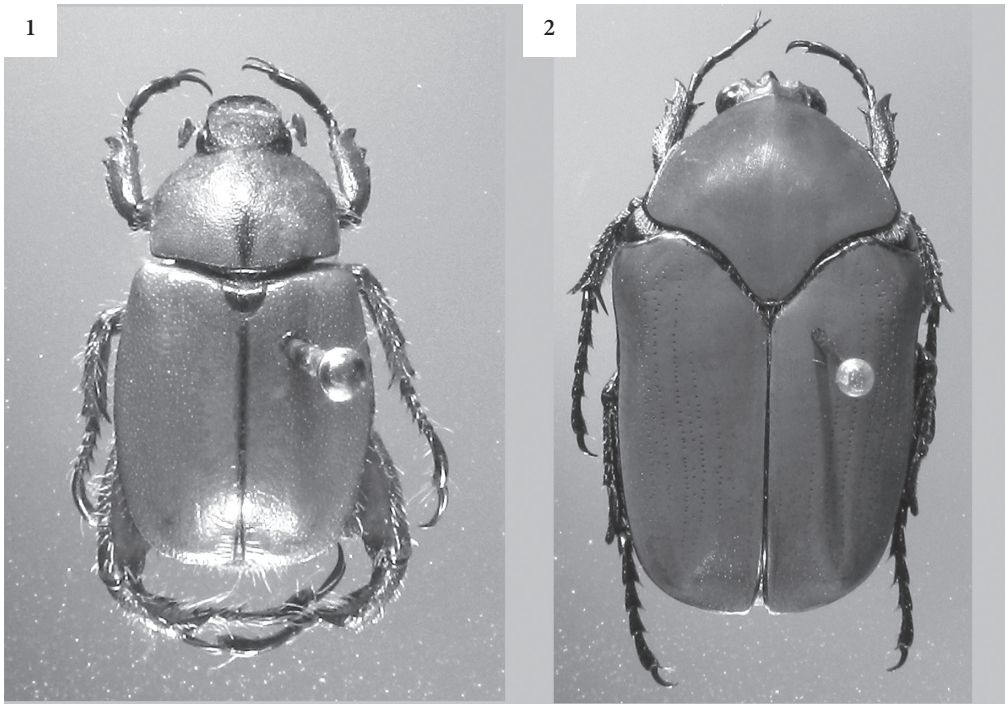



**Fig. 0.1) P*arachrysina truquii*, macho.**
**Fig.0.2) *Cotinis pueblensis*, macho.**

en Morelos por una especie poco abundante que habita los bosques de encino y pino situados por arriba de los 1200 m de altitud. No se conocen las preferencias alimentarias de adultos y larvas (Morón, 1997a).

*Macrodactylus* Dejean, 1821. Con origen sudamericano y un centro de diversificación secundario en México, en Morelos se han registrado seis especies (Apéndice 0.1) con amplia distribución en el centro del país. En las localidades con clima templado, durante el día los adultos pueden ser muy abundantes sobre arbustos y herbáceas diversas, donde se alimentan y aparean. Las larvas son edafícolas y pueden comer raíces (Arce-Pérez y Morón, 2000). En pocas ocasiones se ha observado que los adultos dañan las espigas tiernas de sorgo o los elotes en localidades morelenses.

*Paranomala* Casey, 1915. Posiblemente originado en la región paleártica y diversificado en México, está representado en Morelos por 15 especies (Apéndice 0.1), de las cuales *P. batesi, P. ochrogastra y P. smithiana* tienen distribución restringida en Morelos y estados vecinos. Los adultos frecuentan flores de árboles o consumen follaje, las larvas son edafícolas rizófagas o saprófagas (Morón y Ramírez-Ponce, 2012). En pocas ocasiones se han observado larvas de *P. cincta* y *P. forreri* causando daño en cultivos morelenses (Micó et al., 2003).

*Strigoderma* Burmeister, 1844. Con posible origen asiático, diversificado en México, en Morelos se han registrado seis especies (Apéndice 0.1) poco abundantes en el bosque tropical caducifolio y comunidades derivadas. Los adultos son florícolas y las larvas edafícolas, rizófagas o saprófagas (Morón y Ramírez-Ponce, 2012).

*Epectinaspis* Blanchard, 1851. Es un posible relicto originado en Asia, cuyas especies se distribuyen entre México y Panamá, y *E. opacicollis* se ha encontrado ocasionalmente en Cuernavaca, Morelos y Atlixco, Puebla. Los adultos son florícolas y las larvas se desconocen (Paucar-Cabrera, 2003).

*Plusiotis* Burmeister, 1844. Es un grupo diversificado en Mesoamérica con posible origen sudamericano, representado en Morelos por *P. adelaida*, elemento típico de los pinares y encinares de todas las regiones montañosas de México al norte de Tehuantepec. Los adultos consumen agujas de pino o el limbo foliar de encinos y las larvas se desarrollan en tocones o troncos caídos (Morón, 1990).

*Chrysina* Kirby, 1827. Es el grupo hermano del género anterior, y en Morelos existen *Ch. laniventris* y *Ch. aenigmatica*, asociadas con los bosques de encino y pino establecidos por arriba de los 1600 m de altitud, que se extienden hacia los estados de México, Guerrero y Jalisco. Los adultos consumen follaje de encinos y sus larvas se desarrollan en madera descompuesta (Morón, 1990).

*Pelidnota* MacLeay, 1819. Es un elemento con origen neotropical reciente, representado en Morelos por *P. virescens*, que se ha establecido en la parte alta de la Cuenca del Balsas a partir de la planicie costera del Pacífico, especie muy adaptable que habita en varios tipos de bosque tropical caducifolio, huertos y jardines. Los adultos comen hojas de leguminosas y las larvas viven en troncos y tocones podridos diversos, incluyendo mangos (Morón y Deloya, 2002).

*Macraspis* MacLeay, 1819. También tiene origen sudamericano reciente, y en Morelos se han citado *M. aterrima* y *M. rufonitida*, la primera asociada con las comunidades vegetales tropicales nativas y los huertos en el sureste de México, y la segunda en bosques subtropicales y bosques nebulares de varias regiones del país. En ambos casos los adultos visitan flores y las larvas se desarrollan en los troncos descompuestos (Morón y Paucar-Cabrera, 2003).

*Calomacraspis* Bates, 1888. Forma parte de los elementos neotropicales con distribución medianamente amplia en México, que en Morelos está representado por *C. resplendens*, distribuída ampliamente en bosques tropicales caducifolios, matorrales xerófilos y jardines de ambas vertientes, y *C. concinna* restringida a la Cuenca del Balsas y parte de la planicie costera del Pacífico. Los adultos de las dos especies visitan flores y las larvas viven en los acúmulos de detritus de los hormigueros de *Atta* (Jameson *et al*., 1994).

*Parachrysina* Bates, 1888. Es un grupo con posible origen sudamericano antiguo, diversificado en México, con una especie aparentemente restringida a la parte alta de la Cuenca del Balsas, *P. truquii* (figura 0.1) abundante en Morelos y escasa en Puebla y Guerrero, que habita en las comunidades vegetales tropicales, donde los adultos consumen hojas y flores de verbenáceas, euforbiáceas y leguminosas. Se desconocen sus larvas (Deloya y Morón, 1988).

*Ancognatha* Erichson, 1847. Con posible origen sudamericano, poco diversificado en México. En Morelos se ha registrado *A. quadripunctata* en las montañas que se extienden hacia los estados de México, Michoacán y Jalisco, donde habita en encinares y bosques subtropicales establecidos por arriba de los 1200 m de altitud. Los adultos posiblemente consumen follaje del arbolado y las larvas se desarrollan en el suelo.

*Cyclocephala* Latreille, 1829. Forma parte de un linaje sudamericano con penetración antigua en México donde se formó un centro de diversificación secundario. En Morelos está representado por siete especies (apéndice 0.1) con amplia distribución en los ambientes tropicales y templados del país. Los adultos consumen partes florales, follaje o tejidos suaves de frutos de una gran variedad de plantas silvestres y algunas cultivadas. Las larvas usualmente se alimentan con materia vegetal en proceso de descomposición, aunque existen referencias sobre rizofagia (Deloya 1993). Entre las especies citadas como plagas esporádicas de frutales se encuentra *C. lunulata*, conocido como temolillo o mayatito de la guayaba.

*Orizabus* Fairmaire, 1878. Es un grupo de origen incierto, diversificado en México, que en Morelos está representado por cuatro especies (Apéndice

0.1) dos de las cuales, *O. batesi* y *O. cuernavacensis*, extienden su distribución hacia las tierras cálidas de Guerrero, Estado de México, Jalisco y parte de la planicie costera del Pacífico; y las otras dos habitan en las montañas y altiplanos centrales del país (Morón, 2006). Es posible que los adultos consuman raíces y tallos subterráneos, y las larvas seguramente se alimentan con humus y raíces.

*Ligyrus* Burmeister, 1847. Con origen sudamericano tiene amplia distribución en centro y Norteamérica. En Morelos se han registrado dos especies: *L. sallaei*, que habitan en casi todo México, exceptuando las penínsulas y zonas muy áridas, y *L. nasutus*, que prefiere ambientes cálidos poco húmedos en la Cuenca del Balsas y la planicie costera del Pacífico (Morón, 2006). Los adultos y larvas de ambas especies se alimentan con materia orgánica en descomposición dentro del suelo.

*Strategus* Hope, 1837. Es un género antiguo posiblemente originado en Mesoamérica, con un centro de diversificación mayor en Sudamérica, que está representado en Morelos por *S. aloeus*, una de las especies con más amplia distribución en América desde el sur de los Estados Unidos hasta el norte de Argentina (Morón, 2006), que se adapta a casi todos los ambientes donde los adultos se alimentan con tejidos de tallos, tubérculos y raíces, y las larvas se desarrollan en las acumulaciones de materia orgánica en el suelo o en troncos podridos y rara vez en tallos vivos de arecáceas o agaváceas.

*Xyloryctes* Hope, 1837. De origen incierto, posiblemente antiguo, se ha diversificado en México, sobre todo en los bosques templados de montaña. En Morelos se han registrado cuatro especies (Apéndice 0.1) cuya distribución se extiende por las montañas del Eje Neovolcánico y la Sierra Madre del Sur (Morón, 2006). No se ha confirmado el tipo de alimentación de los adultos, las larvas se desarrollan bajo las capas de hojarasca en descomposición.

*Dynastes* MacLeay, 1819. Es un elemento neotropical con amplia distribución en las tierras templadas y cálidas de México, aunque rara vez es abundante. En las diversas asociaciones vegetales de Morelos es común encontrar a *D. hyllus*, cuyos adultos se alimentan con el cambium de las ramas jóvenes de aguacatero, y las larvas se desarrollan en troncos derribados o en las cavidades naturales de los troncos vivos de especies de *Persea* (Morón, 2009).

*Golofa* Hope, 1837. Originario de Sudamérica tiene amplia distribución en el puente centroamericano y en México. En Morelos se han registrado: *G. pusilla* que habita en los ambientes cálidos usualmente transformados en cañaverales, y también se localiza en los estados de México, Guerrero, Michoacán, Colima, Jalisco, Nayarit y Sinaloa; y *G. imperialis* prefiere los ambientes templados de los bosques mixtos de montaña que se extienden por el Eje Neovolcánico y las Sierras Madre. Los adultos comen el cambium de las ramas de árboles y arbustos o los botones foliares de poáceas, y las larvas se desarrollan consumiendo materia humificada en el suelo o tejidos xilosos en estado avanzado de descomposición (Morón, 1995).

*Phileurus* Latreille, 1807. Elemento sudamericano con amplia distribución en el continente. En Morelos se ha registrado *P. valgus*, especie común en muchos ambientes tropicales y subtropicales del país, cuyos adultos y larvas se desarrollan en troncos podridos.

*Hemiphileurus* Kolbe, 1910. Con posible origen sudamericano y extensa distribución en México, sus especies usualmente habitan en troncos podridos o bajo cortezas sueltas en bosques tropicales. En Morelos se han encontrado *H. illatus*, usualmente citado de las regiones norteñas del país (Deloya et al. 1993), y *H. laevicauda* que prefiere los ambientes con sequía estacional característicos de la Cuenca del Balsas y la planicie costera del Pacífico (Deloya y Morón, 1994).

*Cotinis* Burmeister, 1842. Con posible origen sudamericano, diversificado en México, los adultos son sapromelífagos y las larvas se desarrollan en acumulaciones de materia orgánica humificada. Está representado en Morelos por *C. mutabilis*, con amplia distribución en casi todo México, *C. pauperula* asociada con los ambientes tropicales característicos de la planicie costera del Pacífico y la Cuenca del Balsas, y *C. pueblensis* (Fig. 02) con distribución similar a la anterior pero un poco más

restringida a los valles cálidos de Morelos, Puebla y Oaxaca (Deloya y Morón, 1997).

*Gymnetis* MacLeay, 1819. Originario de Sudamérica con una amplia distribución continental, su taxonomía a nivel genérico y específico es controversial debido a la expresión de una amplia gama de patrones cromáticos sin relación precisa con caracteres estructurales. Los adultos son sapromelífagos con larvas edafícolas saprófagas. En Morelos se han citado *Paragymnetis flavomarginata poecila* (Schaum) y *G. stellata* Latreille (Deloya y Morón, 1994), pero al actualizar la clasificación según Antoine (2001) la primera corresponde *G. poecila* Schaum, y el registro de la segunda no se ha confirmado en 25 años, por lo cual es posible que la captura de un ejemplar en 1988 haya sido incidental.

*Gymnetina* Casey, 1915. Probablemente originado en Sudamérica, con registros escasos y dispersos en una amplia extensión entre el sur de los Estados Unidos y Guatemala. Los adultos buscan escurrimientos vegetales azucarados y las larvas crecen en suelo orgánico o en madera muy podrida. En Morelos se ha encontrado *G. alboscripta* en la región de Oacalco (Ratcliffe y Warner 2011).

*Hologymnetis* Martínez, 1949. Con origen sudamericano, diversificado en México, muestra una amplia distribución sobre todo en ambientes menos húmedos de las vertientes del Pacífico y los altiplanos de México y América Central. En Morelos se ha registrado con frecuencia a *H. cinerea*, especie asociada con los depósitos de detritus de hormigueros de *Atta* (Ratcliffe y Deloya, 1992).

*Euphoria* Burmeister, 1842. Es un grupo con origen incierto, diversificado en México, y representado en Morelos por diez especies (Apéndice 0.1) con amplia distribución en los ambientes tropicales o templados de los estados del centro, occidente y sur del país (Deloya y Morón, 1994). Los adultos usualmente son florícolas, rara vez sapromelífagos, con larvas edafícolas saprófagas. Algunas especies pueden causar daños agrícolas esporádicos, como *E. leucographa* que puede ser abundante sobre espigas tiernas de sorgo, y *E. basalis* es capaz de destruir las flores de calabaza.

*Genuchinus* Westwood, 1874. Con origen sudamericano y escasamente representado en México. Se sabe poco de su biología y hábitos, y es posible que sus larvas se desarrollen en nidos de insectos sociales o en suelos suspendidos forestales, en tanto los adultos podrían ser entomófagos. Con un ejemplar capturado en Cuernavaca, Morelos se realizó la descripción original de *G. digitatus*, y posteriormente se le ha encontrado en ambientes similares de otras localidades morelenses, en Puebla y el Estado de México (Deloya y Morón, 1997).

*Apeltastes* Howden, 1968. Como otros trichinos americanos su origen es incierto, probablemente antiguo, y es endémico de México. Los adultos son florícolas y es posible que las larvas se desarrollen en madera descompuesta. En Morelos se ha capturado *A. elongata*, la que extiende su distribución en la Cuenca del Balsas y parte de la planicie costera del Pacífico (Morón, 1997b).

*Trigonopeltastes* Burmeister, 1840. Es un grupo diversificado en Norteamérica, posiblemente derivado de ancestros asiáticos, cuyos adultos son florícolas y las larvas habitan en suelo orgánico o en troncos podridos. En Morelos se ha registrado *T. sallaei*, especie asociada con los bosques tropicales caducifolios y otras formaciones vegetales ubicadas entre el nivel del mar y los 1500 m de altitud en varios estados del país, incluyendo la Península de Yucatán y América Central (Morón, 1997b).

## IMPORTANCIA

Debido a los hábitos de alimentación de sus larvas, varias especies de Melolonthidae registradas en Morelos pueden tener importancia ecológica como recicladoras de hojarasca y madera derribada. Otras larvas rizófagas tienen una función reguladora del crecimiento vegetal, y en algunos casos pueden constituirse en plagas agrícolas o forestales. Por su parte, los adultos tienen importancia ecológica como polinizadores de plantas silvestres, y algunas especies que consumen follaje o visitan flores, pueden afectar el crecimiento o la producción de plantas cultivadas. Es importante resaltar que, debido a su abundancia y biomasa regional, tanto las larvas como los adultos son un elemento clave

en la alimentación estacional de mamíferos, aves, reptiles y anfibios. Algunas especies son útiles como trazadores en estudios biogeográficos, y otras pueden emplearse como bioindicadores del estado de conservación de los ambientes forestales.

**LITERATURA CITADA**


Antoine, Ph. 2001. Contribution a la connaissance des Gymnetini (Coleoptera: Cetoniidae). *Coleópteres* **7**(9):113-136.

Arce-Pérez, R. y Morón, M. A. 2000. Taxonomía y distribución de las especies de *Macrodactylus* (Coleoptera: Melolonthidae) en México y Estados Unidos de América. *Acta Zoológica Mexicana (n.s.)* **79**: 123-239.

Bates, H. W. 1886-1888. *Biologia Centrali-Americana. Insecta Coleoptera*. Vol. II. Part. 2 Pectinicornia & Lamellicornia.

Deloya, C. 1988. Las especies de Melolonthinae (Coleoptera: Melolon-thidae) en la región de Jojutla, Morelos, México. En: *Tercera Mesa Redonda sobre Plagas del suelo*, pp. 27-51, Sociedad Mexicana de Entomología, A. C., e ICI de México. Morelia, México.

Deloya, C., Burgos, A., Blackaller, J. y Lobo, J. M. 1993. Los coleópteros lamelicornios de Cuernavaca, Morelos, México (Passalidae, Trogidae, Scarabaeidae y Melolonthidae). *Boletín Sociedad Veracruzana de Zoología* **3**(1): 15-55.

Deloya, C. y Morón, M. A. 1988. Descripción de cuatro espécies nuevas de *Parachrysina* Bates (Coleoptera: Melolonthidae: Rutelinae). *Folia Entomológica Mexicana* **76**: 129-150.

Deloya, C. y Morón, M. A. 1994. Coleopteros Lamelicornios del distrito de Jojutla, Morelos, México (Melolonthidae, Scarabaeidae, Trogidae y Passalidae). *Listados Faunísticos de México,* **V**. Instituto de Biología, UNAM. México: 1-49.

Deloya, C., Morón, M. A. y Lobo, J. M. 1995. Coleópteros lamelicornios del sur del estado de Morelos, México. *Acta Zoológica Mexicana (n.s.)* **65**: 1-42.

Deloya, C. y Morón, M. A. 1997. Cetoniinae. En: Morón, M. A., B. C. Ratcliffe y C. Deloya. *Atlas de los escarabajos de México. Coleoptera Lamellicornia. Vol. 1. Familia Melolonthidae,* pp.177-203, CONABIO y Sociedad Mexicana de Entomología, México.

Jameson, M. L., Ratcliffe, B. C. and Morón, M. A. 1994. A synopsis of the Neotropical genus *Calomacraspis* Bates with a key to larvae of the American genera of Rutelini (Coleoptera: Rutelinae). *Annals Entomological Society of America* **87**(1): 43-58.

Micó, E., Morón, M. A. and Galante, E. 2003. New larval descriptions and biology of some New World Anomalini beetles (Coleoptera: Rutelinae). *Annals Entomological Society of America* **96**: 597-614.

Morón, M. A. 1990. Rutelini (I): *Plusiotis, Chrysina, Chrysophora, Pelidnotopsis, Ectinoplectron*. *The beetles of the world* no. **10**. Sciences Nat, Compiegne, France.

Morón, M. A. 1995. Review of the Mexican species of *Golofa* Hope (Coleoptera: Melolonthidae, Dynastinae). *The Coleopterists Bulletin* **49**(4): 343-386.

Morón, M. A. 1996. Melolonthidae (Coleoptera). En: Llorente, J., González-Soriano, E. y García-Aldrete, A. Eds. *Biodiversidad, Taxonomía y Biogeografía de Artrópodos de México,* pp.287-307, UNAM-CONABIO, México.

Morón, M. A. 1997a. Melolonthinae. En: Morón, M. A., Ratcliffe, B. C. y Deloya, C. *Atlas de los escarabajos de México. Coleoptera Lamellicornia. Vol. 1. Familia Melolonthidae*, pp. 205-264, CONABIO y Sociedad Mexicana de Entomología, México.

Morón, M. A. 1997b. Trichiinae. En: Morón, M. A., Ratcliffe, B. C. y Deloya, C. *Atlas de los* Pp *escarabajos de México. Coleoptera Lamellicornia. Vol. 1. Familia Melolonthidae*, pp. 165-176, CONABIO y Sociedad Mexicana de Entomología, México.

Morón, M. A. 2006. Patrones de distribución de la familia Melolonthidae (Coleoptera). En: Morrone, J. J. y Llorente, J. E. Eds. *Componentes*

*bióticos principales de la entomofauna mexicana*, pp. 295-331, Las Prensas de Ciencias, UNAM. México, D.F.

Morón, M. A. 2009. El género *Dynastes* Macleay, 1819 en la Zona de Transición Mexicana (Coleoptera: Melolonthidae: Dynastinae). *Boletín de la Sociedad Entomológica Aragonesa* **45**: 23-38.

Morón, M. A. 2010a. Diversidad y distribución del complejo "gallina ciega" (Coleoptera: Scarabaeoidea). En: Rodríguez del Bossque, L. A. y Morón, M. A. Eds. *Plagas del suelo*, pp. 41-63, MundiPrensa, México.

Morón, M. A. 2010b. Las especies americanas de *Polyphylla* Harris (Coleoptera: Melolonthidae: Melolonthinae). Biología e importancia agrícola. En: Rodríguez del Bosque, L. A. y Morón, M. A. Eds. *Ecología y control de plagas edafícolas*, pp. 1-17, Publicación especial del Instituto de Ecología, A.C. México.

Morón, M. A. 2013. Introducción al conocimiento de los escarabajos de Puebla. En: Morón, M. A., Aragón, A. y Carrillo, H. Eds. *Fauna de escarabajos del estado de Puebla*, pp. 1-27, Escarabajos Mesoamericanos, A.C. Coatepec, Veracruz.

Morón, M. A. y Deloya, C. 2002. Observaciones sobre el ciclo de vida de *Pelidnota (Pelidnota) virescens* Burmeister, 1844 (Coleoptera: Melolonthidae: Rutelinae). *Acta Zoológica Mexicana (n.s.)* **85**: 109-118.

Morón, M. A. and Paucar-Cabrera, A. 2003. Larvae and pupae of species of *Macraspis* MacLeay (Coleoptera: Rutelinae). *The Canadian Entomologist* **135**: 467-491.

Morón, M. A. and Ramírez-Ponce, A. 2012. Mesoamerican genera of Anomalini (Coleoptera: Melo-lonthidae: Rutelinae): A brief revisión. *Trends in Entomology* **8:** 97-114.

Paucar-Cabrera, A. 2003. Systema-tics and phylogeny of the genus *Epectinaspis* Blanchard (Coleop-tera: Rutelinae). *Coleopterists Society Monographs* **2**: 1-60.

Ratcliffe, B. C. and Deloya, C. 1992. The biogeography and phylogeny of *Hologymnetis* with a revisión of the genus. *The Coleopterists Bulletin* **46**(2): 161-202.

Ratcliffe, B. C. and Warner, W.B. 2011. A revisión of the genus *Gymnetina* Casey, 1915 (Coleoptera: Cetoniinae). *Insecta Mundi* **0173**: 1-28.

## APÉNDICE 1

Lista de especies de Coleoptera Melolonthidae y Cetoniidae del estado de Morelos. *nuevo registro estatal +distribución restringida.

**MELOLONTHIDAE**

**Melolonthinae**

**Melolonthini**

*Phyllophaga balsana* Morón y Aragón, 2012[2] +

*Phyllophaga batillifer* (Bates, 1888)[3]

*Phyllophaga barrerana* Aragón y Morón, 2003[4]

*Phyllophaga beameri* Sanderson, 1958[5]

*Phyllophaga brevidens* (Bates, 1888)[3]

*Phyllophaga collaris* (Moser, 1921)[6] *

*Phyllophaga cometes* (Bates, 1888)[3]*

*Phyllophaga crinipennis* (Bates, 1888)[3]

*Phyllophaga dasypoda* (Bates, 1888)[3]

*Phyllophaga dentex* (Bates, 1888)[3]*

*Phyllophaga dieteriana* Deloya y Morón, 1998[7] +

*Phyllophaga epulara* Sanderson, 1958[5]

*Phyllophaga fulviventris* (Moser, 1918)[8]

*Phyllophaga gravidula* (Moser, 1921)[6] *

*Phyllophaga heteronycha* (Bates, 1888)[3]*

*Phyllophaga hoogstraali* Saylor, 1943[9] +

*Phyllophaga howdeniana* Morón, 1992[10] +

*Phyllophaga ilhuicaminai* Morón, 1998[11] +

*Phyllophaga izucarana* Morón y Aragón, 1997[12] *

*Phyllophaga lenis* (Horn, 1887)[13]

*Phyllophaga leonina* (Bates, 1888)[3] *

*Phyllophaga lineata* (Bates, 1888)[3] *

*Phyllophaga martinezpalaciosi* Morón, 1988[14] +

*Phyllophaga microcerus* (Arrow, 1933)[15]

*Phyllophaga microdon* (Bates, 1888)[3] +

*Phyllophaga oblongula* (Bates, 1888)[3] +

*Phyllophaga obsoleta* (Blanchard, 1850)[16]

*Phyllophaga platyrhina* (Bates, 1888)[3]

*Phyllophaga porodera* (Bates, 1888)[3]

*Phyllophaga pruinosa* (Blanchard, 1850)[16]

*Phyllophaga pubicauda* (Bates, 1888)[3] *

*Phyllophaga ravida* (Blanchard, 1850)[16]

*Phyllophaga rzedowskiana* Aragón y Morón, 2003[4] +

*Phyllophaga setifera* (Burmeister, 1855)[17] *

*Phyllophaga sinuaticeps* (Moser, 1921)[6] *

*Phyllophaga vetula* (Horn, 1887)[13]

*Polyphylla concurrens* Casey, 1914[18]

*Polyphylla petiti* (Guerín, 1830)[19]

**Chasmatopterini**

*Chnaunanthus discolor* Burmeister, 1844[20]

**Diplotaxini**

*Diplotaxis aenea* Blanchard, 1850[16]

*Diplotaxis angularis* LeConte, 1856[21]

*Diplotaxis atramentaria* Bates, 1888[3]

*Diplotaxis bifida* Vaurie, 1960[22] +

*Diplotaxis cribriceps* Vaurie, 1960[22]

*Diplotaxis denigrata* Bates, 1888[3]

*Diplotaxis hallei* Vaurie, 1958[23]

*Diplotaxis iguala* Vaurie, 1960[22] +

*Diplotaxis incisa* Vaurie, 1960[22] +

*Diplotaxis latispina* Vaurie, 1960[22] +

*Diplotaxis megapleura* Vaurie, 1960[22]

*Diplotaxis mexcala* Vaurie, 1960[22] +

*Diplotaxis microchele* Vaurie,1960[22] +

*Diplotaxis puberea* Bates, 1888[3]

*Diplotaxis roberti* Vaurie, 1960[22]

*Diplotaxis simillima* Moser,1921[6]

*Diplotaxis sinuans* Vaurie, 1960[22] +

*Diplotaxis tarsalis* Schaeffer,1907[23]

*Diplotaxis trapezifera* Bates, 1888[3]

**Macrodactylini**

*Isonychus arizonensis* Howden, 1959[24]

*Macrodactylus fulvescens* Bates, 1887[3]

*Macrodactylus infuscatus* Bates, 1887[3]

*Macrodactylus mexicanus* Burmeister, 1845[25]

*Macrodactylus nigripes* Bates, 1887[3]

*Macrodactylus rufescens* Bates, 1887[3]

*Macrodactylus variipes* Bates, 1887[3]

**Rutelinae**

Anomalini

*Paranomala batesi* (Ohaus,1902)[26] +

*Paranomala chevrolati* (Bates, 1888)[3]

*Paranomala cincta* (Say, 1835)[27]

*Paranomala donovani* (Stephens, 1830)[28]

*Paranomala foraminosa* (Bates, 1888)[3]

*Paranomala forreri* (Bates, 1888)[3]

*Paranomala histrionella* (Bates, 1888)[3]

*Paranomala hoepfneri* (Bates, 1888)[3]

*Paranomala inconstans* (Burmeister, 1844)[29]

*Paranomala ochrogastra* (Bates, 1888)[3] +

*Paranomala smithiana* Ramírez y Morón, 2012[30] +

*Paranomala sticticoptera* (Blanchard, 1850)[16]

*Paranomala subaenea* (Nonfried, 1893)[31]

*Paranomala undulata* (Melsheimer, 1845)[32]

*Paranomala vespertilio* (Ohaus, 1902)[26]

*Strigoderma costulipennis* Bates, 1888[3]

*Strigoderma protea* Burmeister, 1844[29]

*Strigoderma sallaei* Bates, 1888[3]

*Strigoderma sulcipennis* Burmeister, 1844[29]

*Strigoderma vestita* Burmeister, 1844[29]

*Strigoderma villosela* Blanchard, 1850[16]

*Epectinaspis opacicollis* Bates, 1888[3]

**Rutelini**

*Plusiotis adelaida* (Hope, 1840)[33]

*Chrysina aenigmatica* (Morón, 1990)[34] +

*Chrysina laniventris* (Sturm, 1843)[35]

*Pelidnota virescens* Burmeister, 1844[29]

*Macraspis aterrima* Waterhouse, 1881[36]

*Macraspis rufonitida* Burmeister, 1844[29]

*Calomacraspis concinna* Blanchard, 1850[16]

*Calomacraspis splendens* Blanchard, 1850[16]

*Parachrysina truquii* (Thomson, 1857)[37] +

**Dynastinae**

**Cyclocephalini**

*Ancognatha quadripunctata* Bates, 1888[3]

*Cyclocephala barrerai* Martínez, 1969[38]

*Cyclocephala deceptor* Casey, 1915[39]

*Cyclocephala lunulata* Burmeister, 1847[40]

*Cyclocephala melanocephala* (Fabricius, 1795)[41]

*Cyclocephala ovulum* Bates, 1888[3]

*Cyclocephala sororia* Bates, 1888[3]

*Cyclocephala stictica* Burmeister, 1847[40]

**Pentodontini**

*Orizabus clunalis* LeConte, 1856[21]

*Orizabus cuernavacensis* Delgado y Deloya, 1990[42]

*Orizabus isodonoides* Fairmaire, 1878[43]

*Orizabus batesi* Prell, 1914[44]

*Ligyrus nasutus* Burmeister, 1847[40]

*Ligyrus sallei* Bates, 1888[3]

**Oryctini**

*Strategus aloeus* (Linné, 1758)[1]

*Xyloryctes corniger* Bates, 1888[3]

*Xyloryctes ensifer* Bates, 1888[3]

*Xyloryctes thestalus* Bates, 1888[3]

*Xyloryctes telephus* Burmeister, 1847[40]

**Dynastini**

*Dynastes hyllus* Chevrolat, 1843[45]

*Golofa imperialis* Thomson, 1858[46]

*Golofa pusilla* Arrow, 1911[47]

**Phileurini**

*Phileurus valgus* (Linné, 1758)[1]

*Hemiphileurus illatus mexicanus* Endrödi, 1978[48]

*Hemiphileurus laevicauda* (Bates, 1888)[3]

**CETONIIDAE**

**Cetoniinae**

**Gymnetini**

*Cotinis mutabilis* (Gory y Percheron, 1833)[49]

*Cotinis pueblensis* Bates, 1889[3] +

*Cotinis pauperula* Burmeister, 1847[40]

*Gymnetis poecila* Schaum,1848[50]

*Gymnetina alboscripta* (Janson, 1878)[51]

*Hologymnetis cinerea* (Gory y Percheron, 1833)[49]

**Cetoniini**

*Euphoria basalis* Gory y Percheron, 1833[49]

*Euphoria biguttata* Gory y Percheron, 1833[49]

*Euphoria canescens* (Gory y Percheron, 1833)[49]

*Euphoria dimidiata* (Gory y Percheron, 1833)[49]

*Euphoria iridescens* Schaum, 1841[52]

*Euphoria leucographa* Gory y Percheron, 1833[49]

*Euphoria pulchella* (Gory y Percheron, 1833)[49]

*Euphoria subtomentosa* Mannerheim, 1837[53]

*Euphoria vestita* Gory y Percheron, 1833[49]

*Euphoria westermani* Gory y Percheron, 1833[49]

Cremastocheilini

*Genuchinus digitatus* Krikken, 1981[54] +

**Trichiinae**

Trichiini

*Apeltastes elongata* Howden, 1968[55]

*Trigonopeltastes sallei* Bates, 1889[3]


[1] Linné, C. 1758. *Systema naturae*, ed.10. vol. 1 Holmiae.

[2] Morón, M. A. y Aragón, A. 2012. Cuatro nuevas especies mexicanas de *Phyllophaga* Harris (Coleoptera: Melolonthidae). *Dugesiana* 19(1): 23-33.

[3]Bates, H. W. 1887-1889. *Biologia Centrali Americana, Insecta, Coleoptera*, vol. 2, part 2. Taylor and Francis, London.

[4] Aragón, A. y Morón, M. A. 2003. Two new species of *Phyllophaga* (Coleoptera: Melolonthinae) from South-central Mexico. *Proceedings Entomological Society Washington* 105(3): 559-567.

[5] Sanderson, M. W. 1958. Faunal affinities of Arizona *Phyllophaga* with notes of new species. *Journal Kansas Entomolog ical Society* 31: 158-173.

[6] Moser, J. 1921.Neue Melolonthiden-Arten der Gattungen *Lachnosterna, Phytalus* und *Listrochelus* (Col.). *Deutsche Entomologische Zeitschrift* 1921: 247-262.

[7] Deloya, C. y Morón, M. A. 1998. Nuevas espécies de *Phyllophaga* Harris (Coleoptera: Melolonthidae) de Morelos, Puebla y Chiapas. *Folia Entomológica Mexicana* 104: 109-119.

[8] Moser, J. 1918. Beitrag der Kenntis der Melolonthiden (Col.). *Stettiner Entomologische Zeitung* 79:297-349.

[9] Saylor, L. W. 1943. Eigth new Mexican scarab beetles collected by the Hoogstraal expeditions. *Proceedings Biological Society Washington* 56: 21-28.

[10] Morón, M. A. 1992. Nuevas especies mexicanas del subgénero *Chlaenobia* de *Phyllophaga* (Coleoptera: Melolonthidae). *Giornale italiano entomologia* 6: 35-61.

[11] Morón, M. A. 1998. New species of *Phyllophaga* from Mesoamerica (Coleoptera: Melolonthidae). *Pan-Pacific Entomologist* 74(1): 39-46.

[12] Morón, M. A. y Aragón, A. 1997. New species of *Phyllophaga* (Coleoptera: Melolonthidae) from upper Mixteca (Puebla-Oaxaca) Mexico. *Journal Kansas Entomological Society* 70(1): 39-46.

[13] Horn, G. H. 1987. Revision of the species of *Lachnosterna* of America north of Mexico. *Transactions American Entomological Society* 14: 209-296.

[14] Morón, M. A. 1988. Notas sobre *Phyllophaga* (III). Una nueva especie mexicana con dimorfismo sexual extraordinario (Coleoptera: Melolonthidae). *Folia Entomológica Mexicana* 76: 73-81.

[15] Arrow, G. J. 1933. A few new Melolonthine Coleoptera from Mexico. *Annual Magazine Natural History*, series 10, 11: 145-151.

[16] Blanchard, C. E. 1850. *Catalogue de la collection entomologique Museum d'Histoire Naturelle de Paris. Classe insectes, ordre coleópteres*. Vol. 2: 129-240.

[17] Burmeister, H. C. 1855. *Handbuch der entomologie*, vol.4, part 3. Berlin.

[18] Casey, T. L. 1914. A review of genus *Thyce* and the North American species of *Polyphylla*. *Memoirs Coleoptera*, vol. 5.

[19] Guerín, M. F. E. 1830. Crustacées, arachnides et insectes. In. Duperry L. J. *Voyage autour du monde. Zoologie.* Vol. 2, pt. 2.

[20] Burmeister H. C. 1844. *Handbuch der entomologie*, vol.4, part 1. Berlin.

[21] LeConte, J. L. 1856. Synopsis Melolonthidae of United States. *Journal Academy Natural Sciences Philadelphia*, ser. 2, vol. 3.

[22] Vaurie, P. 1960. Revision genus *Diplotaxis* (Coleoptera: Melolonthinae). Part 2. *Bulletin American Museum Natural History* 120: 161-434.

[23] Vaurie, P. 1958. Revision genus *Diplotaxis* (Coleoptera: Melolonthinae). Part 1. *Bulletin American Museum Natural History* 115: 267-396.

[24] Schaeffer, C. F. A. 1907. New Scarabaeidae. *Journal New York Entomological Society* 15: 60-75.

[25] Howden, H. F. 1959. New species *Isonychus* from southern Arizona (Coleoptera: Scarabaeidae). *Canadian Entomologist* 91: 59-61.

[26] Burmeister, H.C. 1845. *Handbuch der entomologie*, vol.4, part 2. Berlin.

[27] Ohaus, F. 1902. Beiträge zur Kenntniss der Ruteliden. *Stettiner Entomologische Zeitung* 63: 3-57.

[28] Say, T. 1835. Descriptions of new North American coleopterous insects. *Boston Journal Natural History* 1(2): 151-203.

[29] Stephens, J. F. 1830. *Illustrations of British entomology. Coleoptera,* vol. 3. London.

[30] Ramírez-Ponce, A. and Morón, M. A. 2012. Revision *Bucaphallanus*, new subgenus of *Paranomala* (Coleoptera: Melolonthidae: Rutelinae) with description of six new species from Mexico. *Annals Entomological Society America* 105: 781-803.

[31] Nonfried, A. F. 1893. Monographische Beiträge zur Käferfauna von Central Amerika. I.Rutelidae: *Epectinaspis* und *Strigoderma*. *Berliner Entomologische Zeitschrift* 38: 279-296.

[32] Melsheimer, F. E. 1845. Descriptions new species Coleoptera United States. *Procedings Academy Natural Sciences Philalephia* 2: 134-160.

[33] Hope, F. W. 1840. *The coleopterist's manual*, part the third. London.

[34] Morón, M. A. 1990. *Beetles of the world*. 10. Sciences Nat, Compiegne.

[35] Sturm, J. 1843. *Catalog der Kaefer-Sammlung von Jacob Sturm*. Nürnberg.

[36] Waterhouse, C. O. 1881. On some South American Coleoptera of the Family Rutelidae. *Transactions Entomological Society London*, 1881: 535-553.

[37] Thomson, J. 1857. *Chrysina (?) truquii* Thomson. Nouvelle espece de scarabéide du Mexique. *Archives Entomology* 1: 148.

[38] Martínez, A. 1969. Dos nuevas *Cyclocephala* mexicanas (Col. Scarab. Dynastinae). *Acta Zoológica Mexicana* 9(4): 1-6.

[39] Casey, T. L. 1915. A review of the American species of Rutelinae, Dynastinae and Cetoniinae. *Memoirs of Coleoptera* vol. 6: 1-394.

[40] Fabricius, J. C. 1794. *Entomologia systematica*, vol. 4. Hafniae.

[41] Burmeister, H. C.1847. *Hadbuch der entomologie*, vol. 5. Berlin.

[42] Delgado, L. y Deloya, C. 1990. Una especie nueva de *Orizabus* Fairmaire de México (Coleoptera: Melolonthidae: Dynastinae). *Anales Instituto Biologia UNAM serie Zoologia* 61(2): 301-306.

[43] Fairmaire, L. 1878. Description Coléopteres nouveaux d'Amérique. *Reviste et Magazine Zoologie*, series 3, 6: 260-270.

[44] Prell, H. 1914. Beiträge zur Kenntis der Dynastinae X (Col.) *Entomologische Mitteilungen* 3: 197-226.

[45] Chevrolat, L. A. A. 1843. Coléopteres du Mexique. *Magazin Zoologie* 1843: 1-37.

[46] Thomson, J. 1858. Une espéce nouvelle de scarabaeidae. *Bulletin Societé Entomologique France*, 1858: 146.

[47] Arrow, G. J. 1911. Notes on coleopterous subfamily Dynastinae. *Annual Magazine Natural History* series 8, vol. 8: 151-176.

[48] Endrödi, S. 1978. Monographie der Dynastinae, 8. Tribus Phileurini, amerikanische Arten II. *Folia entomológica hungarica (N.S.)* 31: 73-150.

[49] Gory, H. L. et Percheron, A. R. 1833. *Monographie des cétoines et genres voisins, la division des scarabées mélitophiles*. París.

[50] Schaum, H. R. 1848. Two decades of new Cetoniidae. *Transactions Entomological Society London* 5: 64-76.

[51] Janson, O. E. 1878. Notices of new or little known Cetoniidae. *Cistula Entomologica* 2: 299-304.

[52] Schaum, H. R. 1841. Kritische revision Lamellicornia melitophila. *Zeitschrift Entomologie* 3: 226-282.

[53] Mannerheim, C. V. 1837. *Catalogue des coléopteres collection M. de comte Dejean*. Livre 5. Paris.

[54] Krikken, J. 1981.Taxonomic review of New World genus *Genuchinus* Westwood (Coleoptera: Cetoniidae). *Proceedings Koninklijke Nederlandse Akademie Wetenschappen, series C*, 84: 403-417.

[55] Howden, H. F. 1968. A review of Trichiinae of North and Central américa. *Memoirs Entomological Society Canada* 54: 1-77.

VIII

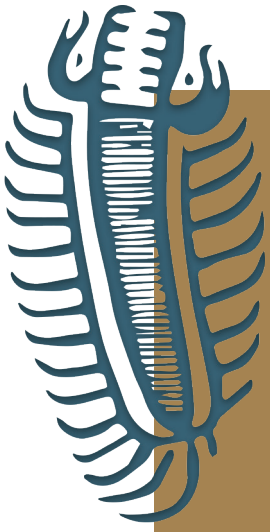


# LAS CATARINAS (COLEOPTERA: CHRYSOMELIDAE; CHRYSOMELINAE)

## THE LEAF BEETLES (COLEOPTERA: CHRYSOMELIDAE; CHRYSOMELINAE)



Armando Burgos-Solorio
Armando Burgos-Dueñas
Oscar Burgos-Dueñas
Víctor López Martínez



Se presenta una revisión general sobre el estatus de la subfamilia Chrysomelinae para el estado de Morelos. Hasta el momento se han registrado 51 especies integradas en ocho géneros. *Leptinotarsa* incluye a más de 16 especies, seguida de *Calligrapha* con 16 y *Zygogramma* con once catarinas. La afinidad biogreográfica del grupo predomina la neotropical, seguida de la neártica a excempción de los géneros *Phaedon* y *Chrysomela* considerados como cosmoplitas. En relación al tipo de vegetación prevalece por el número de especies la selva baja caducifolia, seguido de la vegetación secundaria, en cambio el bosque mixto y el mesófilo fueron lo menos representados. Se proporciona información por lo menos 11 eventos relacionados con la biología. Con referencia a su fenología estos crisomelinos aparecen para los meses de mayo-junio y la población de estos escarabajos decrece para octubre, época en que termina la temporada de lluvias; durante los meses de agosto y septiembre coexisten 19 especies, por el contrario al final de la temporada de lluvias la población decrece hasta encontrar tan solo siete especies. Todas estas catarinas se asocian a más de 115 plantas incluidas en 24 familias, por el contrario tan solo el 25.4 % se carece de información.

A general review is presented on the status of the Chrysomelinae subfamily for the state of Morelos. So far, 51 species integrated into eight genera have been recorded. *Leptinotarsa* includes more than 16 species, followed by *Calligrapha* with 16 and *Zygogramma* with eleven leaf beetles. The biogeographic affinity of the group is predominantly Neotropical, followed by Nearctic except for the *Phaedon* and *Chrysomela* genera considered cosmopolitan. In relation to the type of vegetation, the lower deciduous forest prevails due to the number of species, followed by secondary vegetation, whereas the mixed forest and the mesophyll were the least represented. Information is provided on at least 11 biology-related events. With reference to their phenology, these chrysomelines appear by the months of May-June and the population of these beetles decreases in October, when the rainy season ends; During the months of August and September 19 species coexist, on the contrary at the end of the rainy season the population decreases until only seven species are found. All these leaf beetles are associated with more than 115 plants included in 24 families, on the contrary only 25.4% lack information.

## INTRODUCCIÓN

Los coleópteros comúnmente conocidos como *"escarabajos"* más de 350, 000 especies descritas en total son uno de los grupos más diversos del reino animal, debido a una serie de rasgos biológicos que los hace colonizar en los más diversos hábitats, dentro de estas características distintivas son los hábitos alimenticios, solo en Coleoptera se han documentado más de 16; de ellos el suborden Polyphaga que representan más del 40% de las todas las especies conocidas y constituye el 90 % de la diversidad de Coleoptera; entre estos grupos destacan los Curculiónidos y Crisomélidos, cuyo rasgo es el de alimentarse y reproducirse sobre el 99 % de angiospermas Grimaldi y Engel (2005).

La evidencia fósil que Chrysomelidae data de más de 170 a180 millones de años asociadas a cicadas y coníferas de primitivas e incluso sobre polen de Araucarias. La aparición y diversificación de las angiospermas, brinda evidencia sobre la presencia y los hábitos alimenticios de este grupo, esto ha permitido a permitido conocer aspectos relacionados a la coevolución entre los insectos y sus hospedadores y las implicancias paleoecológicas de estas estructuras biogénicas que distingue a este grupo de coleópteros (Beck y Labandeira, 1998; Buatois *et al*., 2002, Pamela y Soltis, 2004; Grimaldi y Engel, 2005). Recientes estudios filogenéticos basados en la combinación morfológica y el análisis 18S rRNA (SSU) confirman que la datación y el origen de Chrysomelidae tienen una datación de aproximadamente 150-175 millones de años (Gómez-Zurita *et al*., (2007).

Las características distintivas de estos crisomelinos, presentan un cuerpo oval, convexo a elíptico y robusto, ornamentado en bandas o manchas irregulares en los élitros, de colores brillantes con tonalidades oscuras (*Chrysomela* Linnaeus, 1758). Un carácter en algunos géneros es del tercer artejo tarsal fuertemente bilobado (Arnett, 1985).

Los crisomelinos, son considerados en algunos casos altamente específicos, es decir el ciclo de vida lo desarrollan sobre una planta hospedera o en especies de un solo género emparentadas filogenéticamente, ejemplo de ello es *Leptinotarsa decemlineata* Say, 1824 sobre *Solanum tuberosum*, *L. undecimlieata* Stål, 1859 sobre *Solanum diversifolium*, *L. lacerata* Stål, 1858 en *Montanoa grandiflora*, *Calligrapha felina* Stål, 1860 sobre *Sida rhombifolia*, *Chrysomela scripta* Fabricius, 1801 en *Salix bonpladiana* entre otros ejemplos (Luw y Logan, 1993; Galindo 1992; Burgos, 1997; Pineda, 2006; Burgos y Anaya, 2004.

## DIVERSIDAD

La diversidad de crisomélidos es controversial Ślipiński y colaboradores mencionan que se han descrito 32, 500 especies Jolivet y Verma (2002) 37, 000 y Lopatin (1984), menciona que pueden existir más de 50, 000 especies descritas a nivel mundial; esta discrepancia obedece a la clasificación adoptada por cada autor, sin existir hasta el momento una clasificación taxonómica única, aún más es el estatus que guarda su sistemática del grupo, sin embargo es claro que esta familia es una de las más diversas dentro de los coleópteros.

Según Ordóñez-Reséndiz *et al.* (2014), la familia Chrysomelidae para México está representada por 2, 174 especies incluidas en 301 géneros, de los cuales la subfamilia Chrysomelinae presenta 170 especies provenientes de 15 géneros.

Las referencias documentadas de este grupo en el estado de Morelos datan de más de 121 años; una de las obras que contribuyeron al conocimiento de este grupo de crisomelinos lo es la monumental obra de la *Biologia Centrali-America* (1883-1892) en donde se describen un total de cinco especies como *Calligrapha multiguttata* Stål, 1859, *Zygogramma piceicollis* Stål, 1859, *Z. lepidula* Stål, 1859, *Leptinotarsa (signaticollis) undicemlineata* y *L. decemlineata* provenientes de localidades como Cuernavaca, Yautepec y Huitzilac en el estado de Morelos.

Derivado de una recopilación bibliográfica de más de 18 autores registran para el estado de Morelos revelan datos interesantes sobre la diversidad de este taxón. Burgos y Trejo (2001), citan para la entidad un total de 245 especies incluyendo la subfamilia Bruchinae con 47 especies; Ordóñez-Reséndiz *et. al,* 2014, registran para la entidad un total de 226 especies, de las cuales Chrysomelinae registra un total de 46 especies para el estado de Morelos (cuadro 1).

En un recuento general sobre estos Crisomelinos en la entidad revelan un total de 47 especies, sin embargo al recopilar la información y revisar de manera detallada, revelan un total de 51 especies, información que proviene de más de 18 documentos relacionados con este grupo de coleópteros documentados de más de más de 123 años (cuadro 1).

Las referencias documentadas de este grupo en el estado de Morelos datan de más 121 años; una de las obras que contribuyeron al conocimiento de este grupo de catarinas lo es la monumental obra de la *Biologia Centrali-America* (1883-1892) en donde se describen un total de cinco especies entre las que destacan a *Calligrapha multiguttata*, *Zygogramma piceicollis*, *Z. lepidula*, *Leptinotarsa (signaticollis) undicemlineata* y *L. decemlineata* provenientes de localidades como Cuernavaca, Yautepec y Huitzilac en el estado de Morelos. Para esquematizar los antes mencionado en la figura 1, se muetran las el número de contribuciones relacionadas con este

**Cuadro 1.** Relación los artículos donde se citan especies de Crisomelinos (Chrysomelidae: Chrysomelinae) del estado de Morelos.

| REFERENCIA | GÉNERO | NO. ESPECIES |
|---|---|---|
| Jacoby (1880-1892) | *Zygogramma* (2); *Calligrapha* (1); *Leptinotarsa* (2). | 5 |
| Gibson y Carrillo (1959) | *Leptinotarsa* (3); *Zygogramma (Zygospila)* (1) | 4 |
| Domínguez y Carrillo (1976) | *Zygogramma* (4); *Leptinotarsa* (4); | 8 |
| Jaques Jr. 1988 | *Leptinotarsa* (1)1 | 1 |
| Anaya y Burgos, 1990 | *Leptinotarsa* (15) | 15 |
| Burgos y Anaya, 1990 | *Calligrapha* (14) | 14 |
| Cappaert *et al.*; 1991 | *Leptinotarsa* (2) | 2 |
| Anaya y Burgos, 1992 | *Leptinotarsa* (15) | 15 |
| Galindo (1992) | *Leptinotarsa* (2) | 2 |
| Luw y Logan (1993) | *Leptinotarsa* (1) | 1 |
| Burgos (1997) | *Zygogramma* (10); *Calligrapha* (14); *Stilodes* (1); *Leptinotarsa* (15); *Labidomera* (1); *Phaedon* (1); *Plagiodera* (3); *Chrysomel*a (2) | 47 |
| Paulín-Munguía (2004) | *Zygogramma* (3); *Calligrapha* (2); *Leptinotarsa* (2) | 7 |
| Burgos y Anaya (2004) | *Zygogramma* (10); *Calligrapha* (14); *Stilodes* (1); *Leptinotarsa* (15); *Labidomera* (1); *Phaedon* (1); *Plagiodera* (3); *Chrysomela* (2) | 47 |
| Burgos y Trejo-Loyo (2001) | *Zygogramma* (10); *Calligrapha* (14); *Stilodes* (1); *Leptinotarsa* (19); *Labidomera* (1); *Phaedon* (1); *Plagiodera* (3); *Chrysomela* (2) | 51 |
| Pineda (2006) | *Zygogramma* (5); *Calligrapha* (9); *Stilodes* (1); *Leptinotarsa* (8); *Phaedon* (1); *Plagiodera* (1) | 20 |
| Estrada y Burgos (obs. pers.) | *Leptinotarsa* (1) | 1 |
| Ordoñez-Reséndiz et al., (2013) | | 46 |
| Estrada, 2014 (en preparación) | *Leptinotarsa* (1) | 1 |

taxa. A finales de los ochentas se presenta un ligeros incremento sobre la crisomelofauna; no es a finales del los noventas y a principios de este siglo en donde el número de especies se incrementa notablemente derivado de las aportaciones de los autores antes mencionados, siendo los más prolíficos el de Burgos (1997), Burgos y Anaya (2004) y el de Pineda (2006) quienes registran un total de 55 especies de esta catarina para la entidad (figura 1).

## RIQUEZAS DE ESPECIES

Según Ordóñez-Reséndiz y colaboradores (2014), el número de crisomelinos reconocidos para el país es de 170 incluidos en 15 géneros a nivel nacional, de éstos 46 especies de ocho géneros de las subfamilias Doryphorina con 41 y Chrysomelina con seis, se registran para el estado de Morelos (cuadro 1).

El número de taxones registrados a la fecha para la entidad es de 51 especies proveniente de ocho géneros incluidos en una tribu Chrysomelini integrada en las subtribu Doryphorina con cinco y Chrysomelina con tres géneros respectivamente (apéndice 1).

Los géneros que presentan un mayor número de especies son *Calligrapha* y *Leptinotarsa* con 16 especies respectivamente, seguido de *Zygogramma* con 11 especies de crisomelinos; para el caso de *Plagiodera* se registran tres especies, y *Chrysomela* con dos; para el resto de los géneros *Stilodes*, *Labidomera*, *Phaedon* están representados por una sola especie.

En base a lo antes mencionado y derivado de un análisis de los estimadores, dan por resultado que la curva de acumulación valorada sobre el número de especies e individuos, el comportamiento lineal de las curvas se aproximan una a otra, los que significa que el número de especie se acerca al número total de especies presentes en la entidad, sin duda esta aproximación probablemente aumente conforme continúen la colecta de estas crisomelinos en algunas regiones del estado aún no exploradas (figura 2).

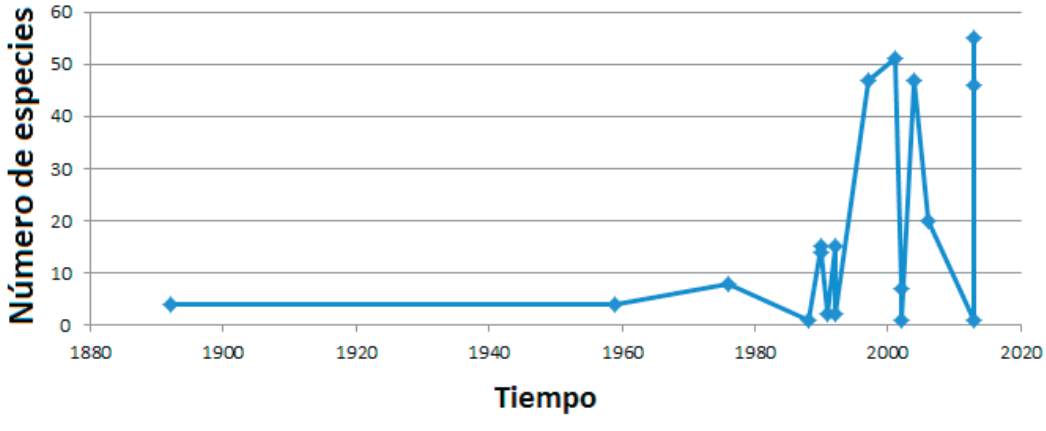



**Figura 1.** Frecuencia temporal de los trabajos de los crisomelinos registrados para el estado de Morelos.

Al observar la riqueza de especies registradas para la entidad a lo largo del tiempo (figura 2), no se observa aún que tenga tendencia a hacerse asíntota, por lo que podemos comentar que las especies de catarina para la entidad sean aún mayores de las registradas. Al revisar el material depositado en las colecciones del Instituto de Fitosanidad del Colegio de Posgraduados (CEIFIT) y la del Laboratorio de Parasitología Vegetal (CEUM) y los registros citados en la bibliografía, podemos concluir que existen algunos municipios aún poco explorados entre estos las regiones, oriente, poniente, lo que vislumbra que conforme a las colectas de este grupo de insectos se incrementará notablemente el número de crisomelinos en el estado.

## ORIGEN Y AFINIDAD BIOGEOGRAFÍA

La génesis y la evolución de la orogenia, fisiografía e hidrología aunando el clima y la mezcla de elementos florísticos y faunísticos de origen nearticos y neotropical hacen de la entidad diversa e importante, desde el punto de vista biológico, que han ido moldeado el escenario desde el cretácico tardío. Protagonizada por la orogenia laramidica que determinan los rasgos fisiográficos de Montañas, y el surgimiento planicies, entre las que destacan el surgimiento del altiplano, la depresión del Balsas datadas desde el cretácico tardío al Terciario (Mioceno-Plioceno), es decir hace más de 23.03 ± 3.600 millones de años y delimitadas por la Sierra Madre del Sur, la Sierra Oaxaqueña y la Faja Transmexicana, formada por el levantamientos, plegamientos y grandes fracturas ocurridas a fines del Mesozoico y a principios del Cenozoico (23.3 ± 7, 2 millones de años). En conjunto esbozan la actual fisiografía y orografía que prevalece hasta nuestros días. En este mismo periodo hubo eventos importantes, al comienzo del Mioceno medio,

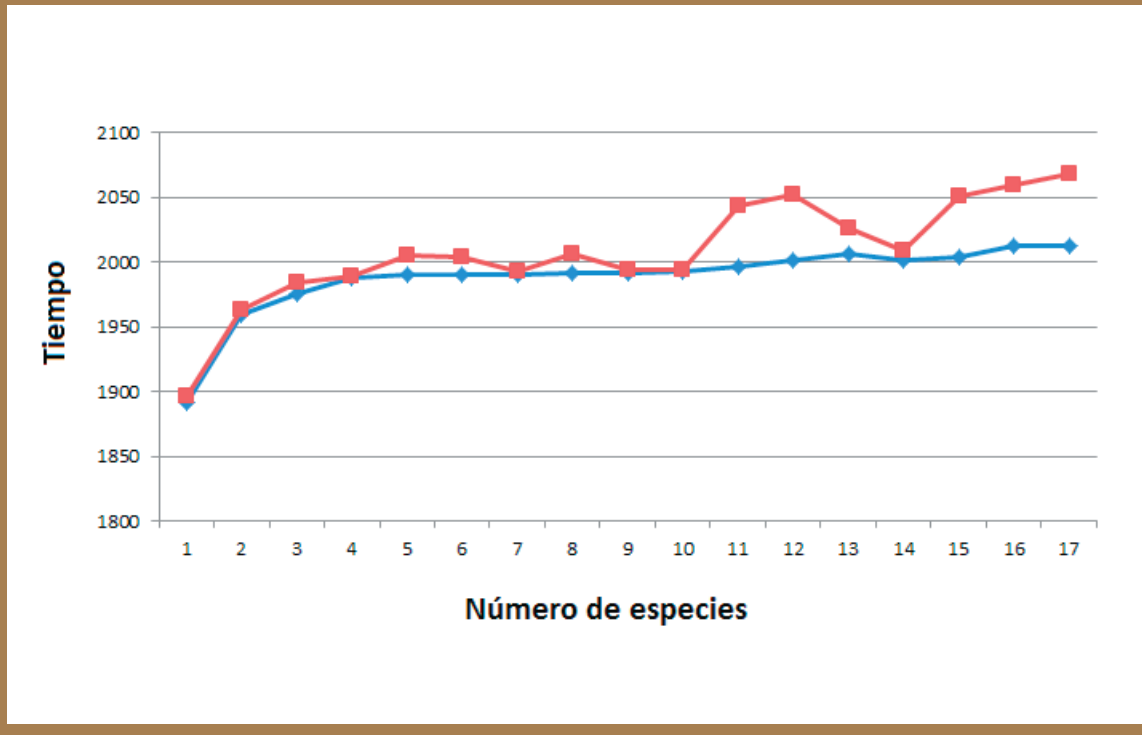



**Figura 2.** Curva acumulativa de las especies de crisomelinos registradas para el estado de Morelos. (La información fue referencia de 18 citas bibliográficas en las que se hace referencia sobre los registros de este grupo taxonómico).

ejemplo de ello es el clima el cual experimenta un descenso en la temperatura y las especies vegetales de clima templado pudieron migrar al sureste de México, ejemplo de ello es el paraje pliocénico del "Solo" en Veracruz, evidenciado por la presencia de polen fósil de especies de clima templado-frio, con afinidad norteamericana (Graham, 1998; Ferrusquía-Vaillafranca, 2003).

Durante el terciario el clima y la temperatura fueron más estable, con algunas variantes en el Plioceno cuyo clima es frio y seco, y periodos cálidos del Paleoceno, Eoceno y Mioceno, dichas fluctuaciones no solo afectaron las tasas de especiación de flora y fauna por la vía de la vicarianza, que produjeron una variedad de hábitats que facilitaron la propagación de nuevas formas de vida, influenciadas por aportaciones bióticas procedentes del norte y sur. Finalmente durante el Plioceno quedó establecido el puente terrestre de Panamá hace 2. 4 millones de años y con ello un gran acontecimiento paleozoogeográfico denominado el *gran Intercambio Americano* que culminó tres millones de años

**ASPECTOS BIOGEOGRÁFICOS**

Al analizar la distribución geográfica no podemos excluir un elemento importante como lo es el tipo de vegetación al que se asocian estos crisomelinos; El estado de Morelos se destaca por tener básicamente dos tipo de vegetación entre los que destacan un bosque mixto de latifoliadas con especies del género *Quercus*, *Alnus* y masas puras de gimnospermas entre las que destacan especies del género *Pinus* y *Abies* de clima templados frío, mientras que en las partes bajas de la entidad se prospera elementos florísticos como especies del género *Bursera*, *Acacias* característicos del Bosque Tropical Caducifolio al sur de la entidad (Aguilar, 1990.

Los datos disponibles es posible acerca de la distribución de estos crisomelinos es limitado (Anaya, 1987; Burgos-Solorio, 1997; Burgos y Anaya, 2003; Ordóñez-Reséndiz *et al*., 2013), sin embargo al revisar la información, vislumbra un patrón más o menos claro sobre la distribución de este taxa, es decir la mayoría de los géneros, el 62.5% presentan una distribución neotropical, dos de éstos (Chrysomela y Plagiodera) 25.0 % presentan una distribución cosmopolita y sólo un género, 12.5 % se restringe en Continente Americano. Cabe aclara que para el caso de *Leptinotarsa* la mayoría de los especies, 31 presentan una distribución meramente neotropical, de los cuales 12 especies, penetran más hacia el norte de territorio estadounidense en los estado que colindan con la República Mexicana excepto *L. junca* y *L. decemlineata* que se distribuyen en el oeste de los Estados Unidos. Esta última especie tiene una distribución más amplia en Naciones Europeas, Unión Soviética hasta el norte de Asia pero ha sido introducida en estos países de importancia agrícola en el cultivo de la papa.

En el cuadro 2, se señala la distribución de géneros y especies en el estado de Morelos, se distribuyen inmersa en dos regiones de solapamiento entre faunas Neártica limitada por el Eje Noevolcánico Transversal y la neotropical, por la Cuenca del Balsas al sur de la entidad (Halffter, 1976; 1987; 2003).

En un análisis más detallado sobre la distribución de las especies se distribuyen en las parte altas y frías a una altitud que van de los 2000 a los 2600 msnm como por ejemplo *Chrysomela knabi*, *Plagiodera seenoi* y *Zygogramma lepidula,* las cuales se distribuyen en donde prospera una vegetación de clima templado y frío. Para el resto de las catarinas (Burgos, 1997).

Cuadro 2. Distribución biogeográfica de los género registrados para la entidad. El arreglo es acorde a los criterios de (Anaya, 1987; Wilcox, 1975),

Relación de Crisomelínos por tipo de vegetación

De acuerdo a Aguilar (1990), en el estado de Morelos están representados en su territorio diez tipos de vegetación en la entidad, entre los más importantes destaca la selva baja caducifolia y el bosque de pino-encino con una superficie de aproximadamente 10, 335 ha y 56, 000 ha respectivamente distribuidos a lo largo de un gradiente altitudinal que va desde los 3000 que corresponde a la parte norte de la entidad hasta los 765 msnm que corresponde a la localidad de Huixaztla, Tlaquiltenango; para de nueva cuenta

**Cuadro 2.** Distribución biogeográfica de los género registrados para la entidad. El arreglo es acorde a los criterios de (Anaya, 1987; Wilcox, 1975).

| GÉNEROS | BIOGEOGRAFÍA | NO. SPP | % |
|---|---|---|---|
| *Chrysomela* Linnaeus, 1758 | Cosmopolita (excepto Sudamerica y Australia) | 2 | 3.6 |
| *Zygogramma* Chevrolat, 1837 | Neotropical | 11 | 20.0 |
| *Calligrapha* Chevrolat, 1837 | Neotropical | 16 | 29.0 |
| *Stilodes* Chevrolat, 1843 | Neotropical | 1 | 1.8 |
| *Labidomera* Chevrolat, 1836 | Neotropical | 1 | 1.8 |
| *Leptinotarsa* Chevrolat, 1836 | Neotropical | 20 | 36.3 |
| *Phaedon* Latreille, 1829 | América | 1 | 1.8 |
| *Plagiodera* Chevrolat, 1837 | Cosmopolita (excepto Sudamerica y Australia) | 3 | 5.4 |
| Total | | 55 | 100 % |

ascender hasta los 2270 m en las inmediaciones del Cerro Frio al sur de la entidad, prosperan masas puras de encino, con algunos elementos relictos de pino.

La Selva Baja Caducifolia alberga el mayor número de especies con un 50.9%, seguido de Vegetación secundaría con 38.1%, Cultivo agrícola con 14.5%, bosque de Oyamel y Bosque de Pino-encino con 3.6% respectivamente y finalmente la vegetación ripária con 1.8%. Los géneros mejor representados en cada tipo de vegetación según orden de importancia fueron *Leptinotarsa*, *Calligrapha* y *Zygogramma*; por el contrario el bosque de Oyamel, mesófilo y de pino-encino número de especies y géneros se reduce a cinco especies de cuatro géneros (ver cuadro 3). Cabe aclarar que existe una estrecha relación entre el tipo de vegetación, plantas hospederas y el número de crisomelinos a las que se asocian estos insectos.

Finalmente *Chrysomela scripta* cuyo hospedero y distribución está más restringida a hábitat ripario, cuya vegetación y condiciones condiciones climáticas, es decir con una la alta humedad, propias de ríos y arroyos, hacen de la especie un factor limitante en cuanto a su grado de asociación con hospedero, así como el desarrollo, distribución de las especies asociadas estas condiciones restringidas. Esta mismas características guarda la especie *Zygogramma* sp. 3 limitado a barrancas cuyas condiciones humedad y climáticas son aún más restringidas, cuya categoría sitúan a estos crisomelinos como una especies estenóicas (estenohídricas-estenotermas), características microclimáticas térmico que guarda el paraje llamado "Tepeite" en el municipio de Huitzilac, Morelos (Burgos, 1997), (cuadro 3).

## FENOLOGÍA

La fenológica de estos crisomelinos está bien delimitada; se distinguen dos periodos estacionales bien marcados, estiaje y lluvias. Para la primera inicia a mediados o finales del mes de octubre y termina a mediados de mes de mayo la segunda en este mismo mes y termina a mediados o a finales del mes de octubre a partir de la primera fecha las condiciones climáticas en la que están en juego factores como la temperatura media anual es de entre 18 a 26 C, y una precipitación entre 1000 y 1500 mm al año en promedio Taboada *et, al.,* 2009).

Esta situación que inciden en la aparición de estas catarinas por ejemplo empieza a emerger a partir de mayo durante las primera lluvias torrenciales (característica importante ya que se ha observado

**Cuadro 3.** Distribución de los Crisomelínos por tipo de vegetación en el estado de Morelos

| BOSQ. DE OYAMEL | B PINO-ENCINO | BOSQ. MESÓFILO | SELVA BAJA CADUCIFOLIA | VEGETACIÓN SECUNDARIA | CULTIVO AGRÍCOLA | VEGETACIÓN RIPARIA |
|---|---|---|---|---|---|---|
| *Chrysomela knabi*<br>*Plagiodera seenoi* | *Zygogramma lepidula*<br>*Calligrapha felina* | *Zygogramma* sp. 3 | *Zygogramma lemur*<br>*Z. opifera*<br>*Zygogramma* sp 1<br>*Zygogramma* sp 2<br>*C. aeneopicta*<br>*C. barda*<br>*C. consputa*<br>*C. dislocata*<br>*C. diversa*<br>*C. felina*<br>*C. notatipennis*<br>*C. pantherina*<br>*C. serpentina*<br>*Leptinotarsa behernsi*<br>*L. calceata*<br>*L. chalcospila*<br>*L. decemlineata*<br>*L. defecta*<br>*L. haldemani*<br>*L. heydeni*<br>*L. lacerata*<br>*L.* cerca *lineolata*<br>*L. stâli*<br>*L. undecimlineata*<br>*Labidomera suturella*<br>*Stilodes caelebs*<br>*Plagiodera atritarsis*<br>*Plagiodera scabricula* | *C. consputa*<br>*C. diversa*<br>*C. felina*<br>*C. labyrinthica*<br>*C. multiguttata*<br>*C. notatipennis*<br>*C. pantherina*<br>*Calligrapha* sp. 1<br>*L. boucardi*<br>*Leptinotarsa behrensi*<br>*L. signaticollis*<br>*L. cacica*<br>*L. decemlineata*<br>*L. dilecta*<br>*L. heydeni*<br>*L. lacerata*<br>*L. signaticollis*<br>*L. stâli*<br>*L. undecimlineata*<br>*Leptinotarsa* sp. 1<br>*Phaedon cyanescens* | *Zygogramma opifera*<br>*Z. signatipennis*<br>*Leptinotarsa* cerca *lineolata*<br>*L. decemlineata*<br>*L. haldemani*<br>*L. signaticollis*<br>*L. tlascalana*<br>*L. undecimlineata* | *Chysomela scripta* |
| 2 | 2 | 1 | 28 | 21 | 8 | 1 |

que las condiciones de un suelo reblandecido favorece la emergencia de los adulto tenerales) y se extienden hasta el mes de septiembre y octubre cuando empiezan a cambiar las condiciones de temperatura y humedad. Un caso interesante observado en *Leptinotarsa decemlineata* fueron capturados ejemplares en el mes de noviembre en la región de la Nopalera, Yautepec, en donde se encontraron larva del último estadio y listas para pupar (Burgos y Anaya, 1990; Anaya y Burgos, 1992; Burgos, 1997; Burgos y Anaya, 2004; Pineda, 2006). Al recopilar y analizar la información obtenida en campo y la obtenida en la literatura sobre estas catarinas se observó que en el mes de agosto coexisten 36 taxones decreciendo para los meses de septiembre y hasta octubre, con 20 especies, posteriormente derivada de las condiciones climáticas y de la vegetación este grupo de catarinas decrece notablemente hasta desaparecer por completo en el mes de noviembre en donde inicia el proceso de invernación, evento evidente en la coloración de los élitros y actividad de estos escarabajos, ejemplo de ello son las especies de *Leptinotarsa lacerata*, *L. boucardi*, *Calligrapha felina*, *Zygogramma signatipennis* y *L. decemlineata* entre otras.

Un dato interesante sobre la sobrevivencia de estas crisomélidos, en particular con *L. decemlineata* es que sus ciclos los puede extender hasta el mes de diciembre, al inicio de la estación de invierno y de estiaje, en donde la temperatura y humedad son limitadas, tal es el caso de la catarina de la papa, en donde se encontraron larvas de IV instar y adultos en el mes de diciembre, colectadas sobre *Solanum rostratum* a orillas de un río cuyas condiciones húmedas del suelo periten el desarrollo de esta plantas, hospedera de este escarabajo, hecho observado en las inmediaciones de la localidad de la Nopalera, Yautepec. Esta situación fortuita evidencia una condición atípica en la sobrevivencia de este grupo de escarabajos (Burgos *obs. pers*).

En relación a la bionomía y los ritmos circadianos de estos crisomelinos, denotan claramente por lo menos 12 eventos biológicos relacionados con el desarrollo de su ciclo de vida. Información recopilada de por lo menos diez especies escarabajos que van desde el proceso de invernación hasta la etapa adulto. Cabe destacar que estos procesos están íntimamente relacionados con factores abióticos como la altitud, temperatura y precipitación. En la figura 3, se aprecian de manera general, los diferentes eventos relacionados con la biología de estas catarinas en particular con *L. lacerata* en el estado de Morelos.

La información sobre el grupo sobre su fenología, se colectaron ejemplares a finales de mayo y principios de junio extendiéndose hasta el mes de octubre propiamente en época de lluvias en donde se pudo documentar la coexistencia de 22 especies de esta crisomelinos en la entidad, asimismo existe un estrecha sincronía y relación con las plantas de las cuales pasa su siclo de vida. Las poblaciones de estos escarabajos decrecen notablemente para los meses de octubre en donde se redujo a tan solo siete especies, época en que concluye el desarrollo de estas especies y de sus plantas hospedera al entrar en invernación.

Ante esta evidencia, estos escarabajos responden y presentan una coloración de sus élitros, de ser un veder brillante a un verde pálido, caso concreto lo son *Zygogramma signatipennis* y *Letinotarsa lacerata* y *L. decemlineata;* casos similares son documentado en el Valle de México (Anaya, 1987; Burgos, 1997).

En la primera semana del mes de mayo, durante las primeras lluvias aparecen las plantas hospedera cuyo estatus se encuentran en pleno desarrollo, con hojas nuevas y turgentes, cuya talla fluctuaba entre los 50 a 80 cm de altura. Estas características fueron observadas en individuos de la planta *Solanum diversifolium*; en la región de San José de los Laureles; otro ejemplo lo es con *Montanoa grandiflora* y *Leptinotarsa lacerata*, esta planta empieza a echar sus hojas casi en la misma época en la región de Cruz Pintada cerca del poblado de Huautla al sur de la entidad (figura 4 y 5).

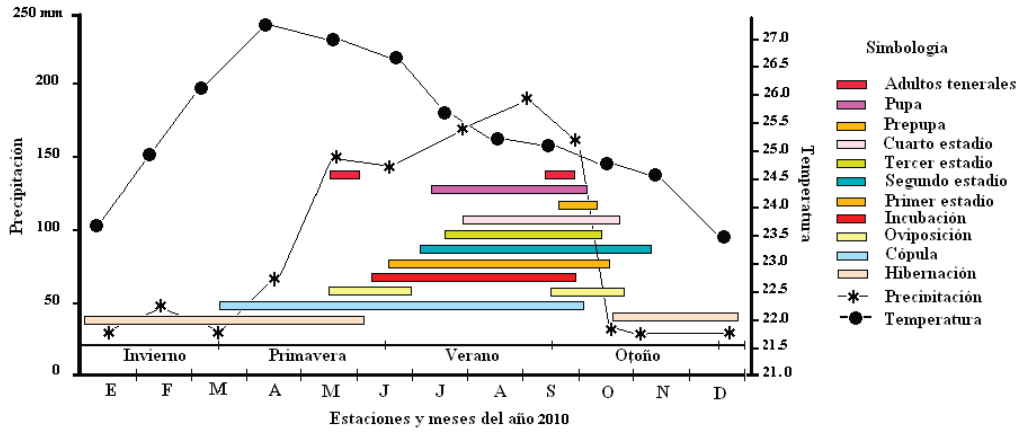



**Figura 3.** Esquema representativo de los diferentes eventos relacionados con el desarrollo de este grupo de catarinas en particular con *Leptinotarsa lacerata* en el estado de Morelos. El ejemplo representa a la especie de Leptinotarsa lacerata cuyas observaciones se realizaron en 2010 en la región de Tlaquiltenango, Morelos (tomado de Pineda, 2006 y Estrada, 2014; en preparación).

## PLANTAS HOSPEDERAS DE CRISOMELINOS

En un recuento general derivado de la recopilación documentada desde hace más de 55 años de 15 citas bibliográficas acerca de las plantas hospederas, se registran 115 especies de plantas hospederas incluidas en 72 géneros de 24 familias, de éstas las Solanaceae sirven de hospedera a 33 especies de crisomelinos, seguida de Asteraceae con 30 y Malvaceae con 16 lo que representa un 75% asociadas a este grupo de insectos. Para el resto de las familias se registran entre ocho y una especies de crisomelinos asociados. Cabe aclara que en algunos casos las plantas a las que se asocian estas catarinas puede ser fortuito u ocasional, es decir, que al momento de ser colectadas se hayan encontrado solo posando y refugiándose al momento de ser colectadas, sin embargo la información proporcionada revela la posibilidad de los crisomelinos pueden asociarse con otras plantas, por lo que al ir recolectando estos estos escarabajos revelarán sus verdaderos hospederos.

Del total de las plantas asociadas a estos crisomélidos, se encontró que el 74. 5 % se reportan a una o más de una especies de escarabajos; solo el 25. 4 % se carece de información sobre sus hospederos; al revisar con más detalle solo cinco especies de crisomelinos, que representan el 9.0 % del total, se asocian con un número importante de plantas hospedera ejemplo de ello son *Zygogramma piceicollis* con 46 plantas hospederas incluidas en 16 familias, seguida de *Z. signatipennis* con 36 de 12 familias de plantas, *Leptinotarsa decemlineata* con 29 hospederos de tres familias, *Phaedon cyanescens*



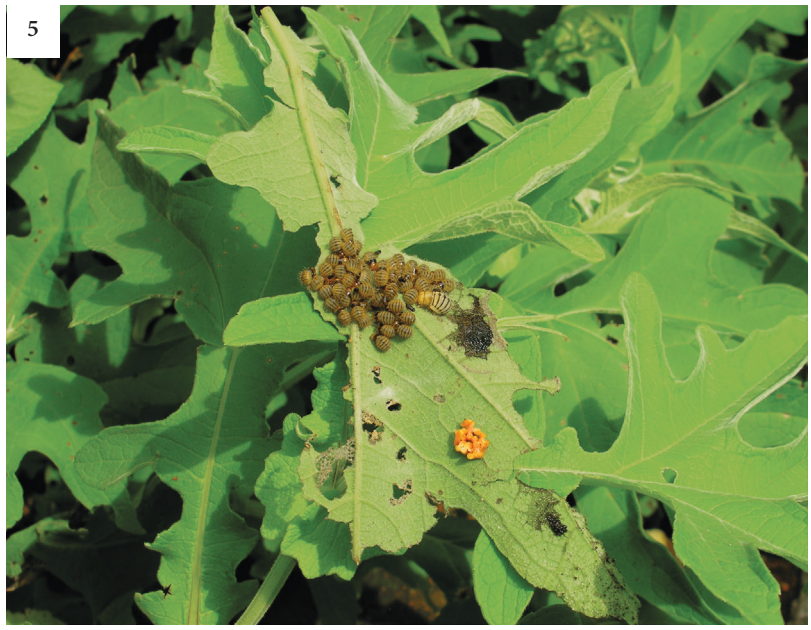




**Figura 4) Principal hospedero de *L. lacerata* comúnmente conocido como "Tlapaneca" *Montanoa grandifolia*; nótense las condiciones idóneas entre las que destacan la turgencia de la planta para el establecimiento de esta Catarina; 5) Larvas de primer estadio de *Leptinotarsa lacerata* en la que observa la congregación de dichas larvas sobre el hospedero y para efectos de defensa hecho observado en la localidad de "Cruz Pintada" Tlaquiltenango, Morelos (foto** tomada por Burgos, 2013).

con 25 de siete familias y *Calligrapha diversa* con 17 plantas incluidas en siete familias (cuadro 4).

Cabe resaltar que de las 86 especie de plantas hospedera, *Solanum nigrum* alberga a las cinco especies de catarinas, ya sea en estado de reposo o alimentándose de la planta como es el caso de *Calligrapha diversa* observada en la parte norte de Cuernavaca.

**Cuadro 4.** Lista de plantas hospederas asociadas a los crisomélidos para el estado de Morelos. La información contenida en el cuadro proviene de las siguientes citas: Gibson y Carrillo (1959), Domínguez y Carrillo (1976), Mc Gregor y Gutiérrez (1983), Anaya (1987), Anaya y Burgos (1990), Cappaert *et al* (1991), Aranda (1991), Galindo (1992), Erdosay (1992), Sánchez (1993), Burgos (1997); Burgos y Anaya (2004), Paulín-Munguía (2004); Pineda (2006), Estrada (2014) * Especies de plantas no identificadas

| FAMILIA | GÉNERO / ESPECIE | CRISOMELINOS ASOCIADO |
|---|---|---|
| Pinaceae | *Abies religiosa* | *Zygogramma piceicollis, Z. signatipennis, Z. lepidula* |
| Alismatacea | *Sagitaria sp.* | *Leptinotarsa spp.* |
| Amarathaceae | *Amaranthus hybridus* | *Calligrapha diversa* |
| | *Amaranthus retroflexus* | *Leptinotarsa tlascalana* |
| Anacardiaceae | *Schinus molle* | *Zygogramma piceicollis, Z. signatipennis, Leptinotarsa spp* |
| Asteraceae | *Ambrosia artemisiifolia* | *Zygogramma conjuncta, Z. piceicollis, Z. signatipennis* |
| | *Argemone sp.* | *Leptinotarsa cerca lineolata* |
| | *Bidens pilosa* | *Zygogramma piceicollis, Z. signatipennis, Phaedon cyanescens* |
| | *Cosmos bipinnatus* | *Zygogramma piceicollis, Z. signatipennis, Phaedon cyanescens* |
| | *Eupatorium amplifolium* | *Zygogramma lepidula* |
| | *Helianthus annuus* | *Zygogramma piceicollis, Calligrapha diversa, Phaedon cyanescens, Leptinotarsa heydeni* |
| | *Hymenoclea monogyra* | *Leptinotarsa cerca lineolata* |
| | *Lactuca sativa* | *Zygogramma piceicollis, Calligrapha diversa, Phaedon cyanescens* |
| | *Matricaria chamomilla* | *Phaedon cyanescens* |
| | *Montanoa grandiflora* | *Leptinotarsa lacerata* |
| | *Montanoa leucantha* | *Leptinotarsa behrensi* |
| | *Eupatorium lasium* | *Zygogramma piceicollis* |
| | *Parthenium hysterophorus* | *Zygogramma conjuncta, Z. piceicollis, Z. signatipennis* |
| | *Senecio canicida* | *Zygogramma signatipennis, Calligrapha notatipennis, Leptinotarsa boucardi* |
| | *Senecio praecox* | *Calligrapha aeneovittata, Phaedon cyanescens* |

| | | |
|---|---|---|
| | *Quercetum centralis* | *Leptinotarsa rubiginosa* |
| | *Quercetum rugosae fruticosum* | *Leptinotarsa rubiginosa* |
| | *Schistocarpha bicolor* | *Leptinotarsa cacica* |
| | *Simsia amplexicaulis* | *Zygogramma opifera, Z. piceicollis, Z. signatipennis, Z. lepidula, Calligrapha dislocata, C. diversa, Phaedon cyanescens* |
| | *Tagetes lucida* | *Phaedon cyanescens* |
| | *Tagetes tenuifolia* | *Calligrapha aeneovittata, Zygogramma piceicollis, Z. signatipennis, Phaedon cyanescens* |
| | *Tithonia tubiformis* | *Zygogramma signatipennis*, *Z. piceicollis, Z. lepidula, Calligrapha diversa, Phaedon cyanescens* |
| | *Verbesina sphaerocephala* | *Calligrapha pantherina* |
| | *Viguiera dentada* | *Zygogramma signatipennis, Leptinotarsa heydeni* |
| | Planta no determinada | *Zygogramma lemur, Z. opifera, Z. piceicollis, Zygogramma* sp. 1, *C. multiguttata, C. notatipennis, Calligrapha barda, Leptinotarsa* sp. 1, *L. boucardi, Stilodes coelebs, Leptinotarsa chalcospila* |
| Betulaceae | *Alnus jorullensis* | *Zygogramma piceicollis* |
| Chenopodiaceae | *Chenopodium album* | *Leptinotarsa tlascalana, Phaedon cyanescens* |
| | *Ch. murale* | *Zygogramma signatipennis*, *Z. piceicollis, Phaedon cyanescens* |
| | *Beta vulgaris* var. *cicla* | *Zygogramma signatipennis*, *Z. piceicollis, Phaedon cyanescens* |
| Convolvulaceae | *Impomoea stans* | *Zygogramma piceicollis* |
| Cruciferae | *Brassica campestris* | *Zygogramma piceicollis, Z. conjuncta, Z. signatipennis, Phaedon cyanescens* |
| | *Brassica oleraceae* | *Zygogramma signatipennis* |
| | *Eruca sativa* | *Zygogramma signatipennis*, *Z. piceicollis, Phaedon cyanescens* |
| | *Raphanus raphanistrum* | *Zygogramma piceicollis* |
| Cucurbitaceae | *Cucurbita pepo* | *Calligrapha diversa* |
| | *Sycyos* spp. | *Zygogramma signatipennis*, *Calligrapha diversa, Leptinotarsa decemlineata* |
| Euphorbiaceae | *Croton morifolius* | *Zygogramma piceicollis* |
| Loganiaceae | *Buddleia cordata* | *Zygogramma piceicollis, Phaedon cyanescens* |
| Fabaceae | *Acacia farneciana* | *Zygogramma signatipennis*, *Z. piceicollis* |
| | *Cassia acutifolia* | *Zygogramma lepidula, Leptinotarsa lineolata* |
| | *Brogniartia vazquezii* | *Leptinotarsa tlascalana* |
| | *Lupinus montanus* | *Zygogramma lepidula, Phaedon cyanescens* |
| | *Lupinus* sp. | *Zygogramma piceicollis* |
| | *Medicago sativa* | *Zygogramma piceicollis, Z. signatipennis, Calligrapha consputa, C. diversa, Phaedon cyanescens* |

| | | |
|---|---|---|
| | *Vicia faba* | *Calligrapha diversa* |
| | *Phaseolus vulgaris* | *Zygogramma piceicollis, Z. signatipennis, Leptinotarsa* cerca *lineolata, L. tlascalana, Calligrapha diversa, Phaedon cyanescens* |
| Fagaceae | *Quercus* spp. | *Zygogramma piceicollis, Z. signatipennis, Z. lepidula* |
| Malvaceae | *Anoda cristata* | *Zygogramma piceicollis* |
| | *Gossypium hirsutum* | *Zygogramma opifera, Leptinotarsa lineolata, L. signaticollis* |
| | *Malva parviflora* | *Zygogramma piceicollis, Z. signatipennis, Calligrapha diversa, C. dislocata, C. pantherina, C. felina, Calligrapha* sp. 1 |
| | *Sida carpinflora* | *Calligrapha consputa* |
| | *Sida pyramidata* | *Callographa felina* |
| | *Sida rhombifolia* | *Z. signatipennis, Z. piceicollis, Calligrapha felina, C. multiguttata, C. aeneovittata, Leptinotarsa tlascalana, L. dahlbomi* |
| | *Sida* sp. | *Calligrapha pantherina* |
| | *Sphaeralcea angustifolia* | *Calligrapha diversa, C. serpentina, C. pantherina* |
| Nyctaginaceae | *Mirabilis jalapa* | *Zygogramma piceicollis, Phaedon cyanescens* |
| Papaveraceae | *Argemone* sp. | *Leptinotarsa lineolata* |
| Phytolacaceae | *Rivina humilis* | *Phaedon cyanescens* |
| Piperacaceae | *Piper nigrum* | *Leptinotarsa decemlineata* |
| Poaceae | *Avena fatua* | *Zygogramma signatipennis, Z. piceicollis, Z. lepidula* |
| | *Hordeum vulgare* | *Zygogramma signatipennis, Z. piceicollis, Z. lepidula, Calligrapha diversa* |
| | *Oriza sativa* | *Leptinotarsa tlascalana* |
| | *Triticum vulgare* | *Zygogramma piceicollis* |
| | *Sorgum vulgare* | *Leptinotarsa tlascalana, Calligrapha diversa* |
| | *Zea mayz* | *Z. signatipennis, Z. conjuncta, Z. piceicollis, Z. lepidula, Calligrapha diversa* |
| Salicaceae | *Populus alba* | *Chrysomela scripta* |
| | *Salix bonpladiana* | *Chrysomela scripta* |
| | *Salix* sp | *Chrysomela knabi, Plagiodera atritarsis, P. scabricula, P. seenoi* |
| Solanaceae | *Capsicum annuum* | *Leptinotarsa haldemani, L. decemlineata* |
| | *Lycopersicon esculentum* | *Leptinotarsa decemlineata, L. haldemani, L. defecta* |
| | *Datura stramonium* | *Zygogramma signatipennis, Z. piceicollis* |
| | *Nicotiana tabacum* | *Leptinotarsa decemlineata* |
| | *Hyoscyamus niger* | *Leptinotarsa decemlineata* |
| | *Physalis acutifolium* | *Leptinotarsa haldemani* |
| | *Physalis gracilis* | *Leptinotarsa haldemani* |

| | | |
|---|---|---|
| | *Physalis pubescens* | *Leptinotarsa decemlineata, L. haldemani* |
| | *Physalis viscosa* | *Leptinotarsa haldemani* |
| | *Physalis oxicarpa* | *Calligrapha diversa* |
| | *Physalis* spp. | *Z. signatipennis, Z. piceicollis, Leptinotarsa decemlineata* |
| | *Saracha jaltomata* | *Leptinotarsa decemlineata, Zygogramma piceicollis* |
| | Planta no determinada | *Plagiodera atritarsis* |
| | *Solanum americanum* | *Leptinotarsa haldemani* |
| | *Solanum carolinensis* | *Leptinotarsa decemlineata* |
| | *Solanum cervantesii* | *Zygogramma signatipennis, Calligrapha barda* |
| | *Solanum chacoense* | *Leptinotarsa decemlineata* |
| | *Solanum angustifolium* | *Leptinotarsa decemlineata* |
| | *Solanum diversifolium* | *Leptinotarsa decemlineata, L. signatipennis* |
| | *Solanum douglassi* | *Leptinotarsa haldemani* |
| | *Solanum dulcamara* | *Leptinotarsa decemlineata* |
| | *Solanum eleagnifolium* | *Leptinotarsa decemlineata, L. defecta Zygogramma piceicollis, Phaedon cyanescens* |
| | *Solanum lanceolatum* | *Leptinotarsa undecimlineata* |
| | *Solanum lancelolatum* | *Leptinotarsa undecimlineata* |
| | *Solanum laurifolium* | *Leptinotarsa undecimlineata* |
| | *Solanum marginatum* | *Leptinotarsa decemlineata, L. defecta* |
| | *Solanum melongena* | *Leptinotarsa decemlineata, L. defecta* |
| | *Solanum mitlense* | *Leptinotarsa undecimlineata* |
| | *Solanum nigrescens* | *Leptinotarsa haldemani, Zygogramma piceicollis, Z. signatipennis, Calligrapha diversa, C. felina, Phaedon cyanescens,* |
| | *Solanum nigrum* | *Zygogramma opifera, Z. signatipennis, Z. piceicollis, Calligrapha diversa, C. felina, Leptinotarsa decemlineata, L. haldemani, Phaedon cyanescens* |
| | *Solanum ochraceoferrugineum* | *Leptinotarsa undecimlineata* |
| | *Solanum rostratum* | *Leptinotarsa decemlineata, L. haldemani, L. undecimlineata, Zygogramma piceicollis* |
| | *Solanum sarrachoides* | *Leptinotarsa decemlineata, L. defecta* |
| | *Solanum sisymbriifolium* | *Leptinotarsa decemlineata* |
| | *Solanum subinerme* | *Leptinotarsa decemlineata, L. defecta* |
| | *Solanum triflorum* | *Leptinotarsa decemlineata* |
| | *Solanum triquetrum* | *Leptinotarsa decemlineata* |
| | *Solanum tridynamun* | *Leptinotarsa defecta* |
| | *Solanum tuberosum* | *Calligrapha consputa, Leptinotarsa decemlineata, L. defecta, L. lineolata, undecimlineata, L. signaticollis* |

| | | |
|---|---|---|
| | *Solanum* sp. | *Zygogramma piceicollis,Calligrapha aeneovittata, C. barda, Leptinotarsa* cerca *lineolata, L. defecta, L. signaticollis* |
| Umbellifera | *Daucus carota* | *Zygogramma signatipennis, Z. piceicollis* |
| | *Coriandrum sativum* | *Zygogramma signatipennis, Z. piceicollis* |
| Zygophyllaceae | *Kallstroemia rosei* | *Leptinotarsa tlascalana* |
| | *Kallstroemia* sp. | *Leptinotarsa tlascalana* |

**APÉNDICE 1**

Listado de especies de crisomelinos registradas para el estado de Morelos. El arreglo taxonómico es acorde al criterio de Ordóñez-Reséndiz *et al*., 2013.

Chrysomelidae Latreille, 1802

Subfamilia Chrysomelinae Latreille, 1802

Tribu Chrysomelini Reitter, 1912

Subtribu Chrysomelina Chen, 1936

*Chrysomela* Linnaeus, 1758

1. *Chrysomela knabi* Brown, 1956

2. *Ch. scripta* (Fabricius, 1801)

*Phaedon* Megerle von Mühlfeld in Dahl, 1823

3. *Phaedon cyanescens* Stål, 1860

*Plagiodera* Chevrolat 1837

4. *Plagiodera atritarsis* Stål, 1860

5. *Plagiodera scabricula* Stål, 1860

6. *Plagiodera seenoi* Balsbaugh & Daccordi 1987

*Subtribu Doryphorina*

*Zygogramma* Chevrolat 1837

7. *Zygogramma conjuncta* Rogers, 1856

8. *Z. decempustulata* Jacoby, 1891

9. *Z. lemur* Stål, 1860

10. *Z. lepidula* Stål, 1859

11. *Z. opifera* Stål, 1858

12. *Z. piceicollis* (Stål)

13. *Z. signatipennis* Stål, 1859

14. *Zygogramma* sp 1

15. *Zygogramma* sp 2

16. *Zygogramma* sp 3

17. *Zygogramma* sp 4 *Calligrapha* Chevrolat, 1837

18. *C. aeneopicta* Stål, 1859

19. *Calligrapha aeneovittata* (Stål, 1859)

20. *C. ramulifera* subsp. *argus* (Stål, 1859)

21. *C. barda* (Say, 1835)

22. *C. consputa* (Stål, 1860)

23. *C. dislocata* (Rogers, 1856)

24. *C. diversa* (Stål, 1859)

25. *C. felina* Stål, 1860

26. *C. labyrinthica* Stål, 1859

27. *C. multiguttata* Stål, 1859

28. *C. notatipennis* Stål, 1859

29. *C. pantherina* Stål, 1859

30. *C. serpentina* (Rogers, 1856)

31. *Calligrapha* sp. 1

32. *Calligrapha* sp. 2

33. *Calligrapha* sp. 3

*Stilodes* Chevrolat, 1843

34. *Stilodes caelebs* (Stål, 1860)

*Leptinotarsa* Stål 1858

35. *Leptinotarsa behrensi* Harold, 1877

36. *L. boucardi* Archrd, 1923

37. *L. cacica* Stål, 1858

38. *L. calceata* Stål, 1858

39. *L. chalcospila* Stål, 1858

40. *L.* cerca *lineolata* Stål, 1863

41. *L. decemlineata* (Say, 1824)

42. *L. defecta* Stål, 1859

43. *L. dilecta* Stål, 1860

44. *L. haldemani* (Rogers, 1856)

45. *L. heydeni* Stål, 1858

46. *L. lacerata* Stål, 1858

47. *L. ståli* Jacoby, 1883

48. *L. tlascalana* Stål, 1858

49. *L. undecimlineata* (Stål, 1859)

50. *Leptinotarsa* sp. 1

*Labidomera* Chevrolat 1836

51.*Labidomera suturella* Guérin-Méneville, 1838Literatura citada


Aguilar B. S. 1990. *Dimensiones ecológicas del estado de Morelos*. Centro Regional de Investigaciones Multidisciplinarias UNAM. México. 221 pp.

Anaya, R.S. 1987. Crisomélidos del Valle de México. Tesis de Maestría, Centro de Entomología y Acarología, *Colegio de Postgraduados, Chapingo, México*. 236 p

Anaya, R. S. A. Equihua M. y E. Prado B. 1997. *Crisomelinos (Coleoptera: Chrysomelidae) del Valle de México*. CENA; Centro de Entomología y Acarología. Colegio de Posgraduados 84 p.

Anaya, R. S. y A. Burgos S. 1990. El género *Leptinotarsa* Stål (Coleoptera: Chrysomelidae) en el estado de Morelos; su diversidad, distribución y algunas consideraciones sobre sus hábitos alimenticios. *Bol. Soc. Mex. Entomol. 5*: 9-17.

Anaya, R. S., Burgos, S. A. 1992. *Solanáceas Silvestres, Hospederos Alternantes de Plagas Potenciales de Solanáceas Cultivadas*., Centro de Entomología y Acarología del Colegio de Posgraduados Chapingo, México y Laboratorio de Parasitología Vegetal Facultad de Ciencias Biológicas Universidad Autónoma del Estado de Morelos., *Resúmenes del XXVII Congreso Nacional de Entomología, del 29 de Marzo al 1 de Abril 1992., San Potosí, S.L.P.* 224-225 pp.

Anónimo, 2000. *Programa de Desarrollo Urbano-Turístico para la Región del Lago de Tequesquitengo*, Mor. http://www.lagotequesquitengo.morelos.gob.mx/PDUT/2%20DIAGNOSTICO.pdf;

Anónimo, 1981. *Síntesis Geográfica del Estado de Morelos*. Secretaría de Programación y Presupuesto. 110 p.

Anónimo, 2005. *Enciclopedia de los Municipios de México Estado de Morelos: Tlaquiltenango*. Instituto Nacional para el Federalismo y el Desarrollo Municipal, Gobierno del Estado de Morelos http://www.e-local.gob.mx/work/templates/enciclo/morelos/Municipios/17025a.htm

Anónimo, 2009. *Plan de desarrollo de Tlaquiltenango 2009-2012*. http://www.tlaquiltenango.gob.mx/Transparencia/Obligaciones_Contable_Administrativas/OCA15_Plan_desarrollo_estatal%20doc.pdf)

Arnett R. H. 1967. Present and future systematics of the Coleoptera in North America. *Annals of Entomological Society of America* 60:162-170.

Arnett, R. H. Jr. 1985. American Insects. A. Handbook of the Insects of America North of Mexico. Flora and Fauna Publications, Gainesville, xiv+ 850 pp.

Blackwelder R. E., 1944-1957. Checklist of the Mexico, Central America, the West Indies, and South America. *Smithsonian Institution United States National Museum*. *Bulletin* 185, parts 1-6. Washington D. C. 627-657 pp.

Beck, A.L. y Labandeira, C.C., 1998. Early Permian insect folivory on a gigantopterid-dominated riparian flora from north-central Texas. *Palaeogeography, Palaeoclimatology, Palaeoecology*, 142: 139 – 173.

Bounhiol, J.J. 1927. Contribution à l'étude anatomique de la larve du *Leptinotarsa decemlineata* (Say). Revue de zoologie agricole et appliquée 26:163-182.

Boyás J. C., M. Cervantes S., J. Javelly, M. Linares A., F. Solares A., R. Soto E., I. Naufal T. y L.

Sandoval C. 1993. *Diagnóstico forestal del estado de Morelos*. INIFAP-SAGAR. Campo Experimental Zacatepec. Publicación Especial 7. Zacatepec, Morelos, México. 240 p.

Buatois, L.A.; Mángano, M.G. y Aceñolaza, F.G., 2002. *Trazas Fósiles. Señales de comportamiento en el Registro Estratigráfico*. Edición Especial, Museo Egidio Feruglio Nº 2, Trelew, 382 pp.

Burgos, S. A., Anaya, R. S. 1990. El género *Calligrapha* Chevrolat. En el estado de Morelos y su distribución. *Resúmenes del XXV Congreso Nacional de Entomología Oaxaca, Oaxaca*. 299 pp.

Burgos, S. A. 1997. Crisomelinos (Coleoptera: Chrysomelidae: Chrysomelinae) del estado de Morelos, México. *Tesis de Maestría, Facultad de Ciencias, Universidad Nacional Autónoma de México* 136 p.

Burgos, S. A. y A. G. Trejo-Loyo 2001. Lista preliminar de los Coleópteros registrados para el estado de Morelos, México. En: Navarrete-Heredia, J. L., H. E. Fierros-López y A. Burgos-Solorio (Eds). *Tópicos sobre Coleoptera de México. Universidad Autónoma de Guadalajara y Universidad Autónoma del Estado de Morelos*. 69-95 p.

Burgos, S. A. y Anaya, R. S. 2004. *Los crisomelinos (Coleoptera: Chrysomelidae: Chrysomelinae) del estado de Morelos*. Laboratorio de Parasitología Vegetal, Centro de Investigaciones Biológicas Universidad Autónoma del Estado de Morelos y Laboratorio de Sistemática y Taxonomía Instituto de Fitosanidad, Colegio de Postgraduados, Montecillo, Texcoco, Estado de México. *Acta Zoológica Mexicana* (n.s.) 20(3): 39-66.

Caballero, G. C. 2004. *Efectos de terpenoides naturales y hemisintéticos sobre Leptinotarsa decemlineata (Say) (Coleoptera: Chrysomelidae) y Spodoptera exigua (Hübner) (Lepidoptera: Noctuidae)* Tesis de Doctorado Universidad complutense de Madrid Facultad de Ciencias Biológicas Departamento de Biología Vegetal I 119 p.

Cappaert, D. L, F. A. Drummond & P. A. Logan. 1991. Incidence of natural enemies of the Colorado potato beetle, Leptinotarsa decemlineata (Coleoptera: Chrysomelidae) on the native host in Mexico, *Entomophaga*, 36 (3): 369-378.

Casagrande, R. A. 1982. Colorado potato beetle resistance in a wild potato, *Solanum berthaultii. Journal of Economic Entomology* 75:368-372.

Cepeda-Pizarro, J.G. 1989. Actividad temporal de tenebriónidos epígeos (Coleoptera) y su relación con la vegetación arbustiva en un ecosistema árido de chile. *Revista Chilena de Historia Natural* 62: 115-125.

Coto, A. D. 1998. *Estados inmaduros de insectos de los órdenes Coleoptera, Diptera y Lepidoptera: Manual de Reconocimiento*. Centro Agronómico de Investigación y Enseñanza. http://books.google.com.mx/books?hl=es&lr=&id=B9MOAQAAIAAJ&oi=fnd&pg=PR9&dq=Tipo+de+larvas+de+crisom%C3%A9lidos+&ots=by-WJZ1V42&sig=RT4hyLERHekubWKFlrmZliFgTO0#v=onepage&q=Tipo%20de%20larvas%20de%20crisom%C3%A9lidos&f=false

Daccordi, M., 1983. Quelques réflxions sur la distribution de Chrysomelinae (Col. Chrysomelidae). *Bull. Soc. Ent. Fr.* 88: 448-451

Domínguez, R. Y. y J. L. Carrillo S. 1976. Lista de Insectos en la Colección Entomológica del Instituto Nacional de Investigaciones *Agrícolas SAG. Folleto Misceláneo* No. 29 245 p.

Dorado, R. O. R. 1997. Inventario Florístico de la Sierra de Huautla y zonas adyacentes de Guerrero y Puebla. Reporte Conabio.

Dorado Ramírez, O. R. 1997. Inventario florístico de la Sierra de Huautla, Morelos. Universidad Autónoma del Estado de Morelos. Centro de Educación Ambiental e Investigación Sierra de Huautla. Informe final. SNIB-CONABIO proyecto No. B054. México, D.F.

Duckett CN, Gillespie JJ, Kjer KM (2004) *Relationships among the subfamilies of Chrysomelidae inferred from small subunit ribosomal DNA and morphology, with special*

*emphasis on the relationship among the flea beetles and the Galerucinae*. In: Jolivet P, Santiago-Blay JA, Schmitt M, editors. *New Developments in the Biology of Chrysomelidae*. The Hague, SPB Academic Publishing. pp. 3–18

Erdosay, S., E. 1992. Chrysomelidae del Valle de Iguala, Guerrero. Tesis Ingeniería, Escuela Superior de Agricultura "Victoria Hernández Brito" *Tesis licenciatura*, *Universidad Autónoma de Guerrero*. 102 p.

Evans, A. V., Ch. Bellamy 2000. *An Innordinate Fondness for Beetles*. University of California Press.

Estrada, P. R. 2014. Contribución al Conocimiento de la Biología *Leptinotarsa lacerata* stål (Chrysomelidae: Chrysomelinae). *Tesis de licenciatura, Facultad de Ciencias Biológicas, Universidad Autónoma del Estado de Morelos* 32 p. (en preparación)

Farjon, A. J. A. Pérez de la Rosa & B. Styles 1997. Guia de los Pinos de México y América Central Ed. *The Royal Botanic Gardens, Kew Forestal of Oxford, Universidad de Oxford* 150 p.

Farrell BD (1998) "Inordinate Fondness" explained: Why are there so many beetles? *Science* 281: 555–559. doi: 10.1126/science.281.5376.555.

Farrell BD, Sequeira AS (2004) Evolutionary rates in the adaptive radiation of beetles on plants. Evolution 58: 1984–2001. doi: 10.1111/j.0014-3820.2004.tb00484.x.

Ferrusquia-Villafranca, I., 2003: Mexico's Middle Miocene mammalian assemblages: An overview. En: FLYNN, L. (ed.): Vertebrate Fossils and Their Context: Contributions in Honor of Richard H. Tedford. - *Bull. Amer. Mus. Nat. Hist*. 279: 321–347.

Flowers, R. W. 2004. The genera of Chrysomelinae (Coleoptera: Chrysomelidae) in Costa Rica *Revista de Biología Tropical Rev. biol. trop v.52* n.1

Galindo F.P. 1992. Artropofauna asociada a tres especies del género *Solanum* y ciclo biológico de *Leptinotarsa decemlineata* (Say) y *L. signaticollis* Såtl. *Tesis de licenciatura Escuela de Ciencias Biológicas, Universidad Autónoma del Estado de Morelos* 147 p.

Gibson, W. W. y J. L. Carrillo, S. 1959. Lista de Insectos en la colección entomológica de la Oficina de Estudios Especiales, S. A. G. *Folleto Misceláneo* 9: 1-254 p.

Giminghan, C. T. T. 1950. Colorado Beetle in England, 1949. *Journal Agriculture* 1950 Vol. 57 No. 3 pp. 134-137 pp

Graham, A 1998. *Factores históricos dela diversidad Biológica de México* [109-127] En: Ramamoorthy, T. P., R. Bye, A. Lot and J. Fa Ed. Diversidad Biológica de México. Instituto de Biología, Universidad Autónoma de México 792 p.

Grimaldi, D. and M. S. Engel 2005. *Evolution of the Insects*. New York/Cambridge: Cambridge University Press.xv 755 pp.

Gómez-Zuruita, J., T. Hunt, F. Koplinku and A. P. Voller 2007. Recalibrated tree of leaf beetles (Chrysomelidae) indicates independent diversification of angiosperms and their insects herbivores. *PLOs one*, 4(e360): 1-8 p.

Grove S. J and Stork N. E. 2000 An inordinate fondness for beetles. *Invert Tax* 14: 733–739.

Halffter, G. 1976. Distribución de insectos en la zona de Transición mexicana: Relaciones con al entomofauna de Norteamérica. *Folia Entomológica Mexicana* 35: 1-64.

Halffter, G. 1987. Biogeographic of the montane entomofauna of Mexico and Central America. Annul. Rev. Entomol. 32: 95-114.

Halffter, G. 2003. Biogeografía de Montaña de México y América Central, pp. 87-97. En: J. J. Morrone y J. Llorente-Bousquets (eds) Una perpectiva latinoamericana de la biogeografía. *Las Prensas de Ciencias, Facultad de Ciencias, UANM. México, D. F.*

Hammond, P.M., 1974. Changes in the British Coleopterous fauna. In: Hawksworth, D.L.

(Ed.), The Changing Flora and Fauna of Britain (The Systematics Association Special Volume No. 6). *Academic Press, London*, pp. 323–369.

Hammond P. M 1992. Species inventory. In: Groombridge B, editor. Global Biodiversity, Status of the Earth's Living Resources. *London: Chapman and Hall*. pp. 17–39.

Hook, P. 2009. A Pocket Guide to Insects. Ed. *Bargain Price*.

Huffaker, C. & A. Gutiérrez. 1998. *Ecological Entomology*. Ed. John Wiley & Sons, Inc. Second Edition. Printed in the United States of America. 756

Jacoby, M. 1880-1982. I*nsecta, Coleoptera, Chrysomelidae (Coleoptera: Chrysomelidae) Vol. 6 Part. 1: 252-255*. In: Biología Centrali Americana (http://www.sil.si.edu/digitalcollections/bca/)

Jacques, Jr. R. L. 1972. Taxonomic Revision of the genus *Leptinotarsa* (Coleoptera: Chrysomelidae) of North America. Thesis Ph D. Michigan University U.S. A. 180 p.

Jacques, Jr. R. L. 1988. *The Potato Beetles, The genus* Leptinotarsa *in North America (Coleoptera: Chrysomelidae)* Flora & Fauna Handbook., 3: 1-143.

Jacques, Jr. R. L. 2000. *Introduction Distribution Description Life Cycle Hosts Key to the* Leptinotarsa spp. *of Florida Management Selected References* http://entnemdept.ufl.edu/creatures/veg/leaf/potato_beetles.htm July 2000

Jolivet, P. y K. K. Verma. 2002. *Biology of Leaf Beetles*. Intercept Limited, Andover, Hampshire, Inglaterra. 327 p.

Mafra-Neto, A. & P. Jolivet 1994. *Entomophagy In Chrysomelidae: Adult Aristrobrotica angulicollis* (Erichson) *feeding on adult meloids (Coleoptera)* ´171-175. *In*: Jolivet, P., M. L. Cox & Petitpierre, E. 1994. *Novel aspects of the biology of Chrysomelidae. Kluwer Academic Publishers, Dordrecht*: 1-582.

Lawrence JF. 1982. Coleoptera. p. 482-553. In: *Synopsis and classification of living organisms*. McGraw-Hill, Nueva York.

Lawrence, J. F. and A. F. Newton, Jr. 1995. Families and subfamilies of Coleoptera (with selected genera, notes, references and data on family-group names) (pp 779-1092), In: Pakaluk, J. and S. A. Slipinski (eds.). *Biology, Phylogeny and Classification of Coleoptera: Papers celebreting the 80th birthday of Roy A. Crowson. Muzeum i Instytut Zoologii PAN, Warszawa*.

Lopatin, I. K. 1984. Leaf Beetles (Chrysomelidae) of Central Asia and Kazakhtan Amerind. *Publ. Co. New Delhi, India*. 416 pp.

Luw, W. and Logan, P. 1993. Induction of feeding on potato in Mexican *Leptinotarsa decemlineata* (Coleoptera: Chrysomelidae). *Environmental entomology* v. 22 (4) p. 759-765

Llanderal, C.C. 1997. *Introducción a la Fisiología de los Insectos*. Colegio de Posgraduados, Montecillo Estado de México 170 p.

Maldonado, A. B. J. 1997. Aprovechamiento de los recursos florísticos de la Sierra de Huautla, Morelos, México. *Tesis Maestría, Facultad de Ciencias (Biología) UNAM*. 149 p.

Martínez, A. D. 1985. La familia Cactaceae en el estado de Morelos. *Tesis de licenciatura. Escuela de Ciencias Biológicas, UAEM*, Cuernavaca, 170 pp.

McGregor, R. y O. Gutiérrez 1983. Guía de Insectos nocivos para la agricultura en México. *Alambra Mexicana* 166 p.

Ordóñez-Reséndiz, M. M., S. López-Pérez y G. Rodríguez-Mirón 2013. Biodiversidad de Chrysomelidae (Coleoptera) en México. *Revista Mexicana de Biodiversidad, Supl. 85*: S271-S278, 2014 DOI: 10.7550/rmb.31424

Ortega-León, G. 1997. *Distribución de la subfamilia Asopidae (Hemiptera: Heteroptera: Pentatomidae) para México. Anales del Instituto de Biología, Universidad Autónoma de México, Ser. Zool*. 68(1): 53-889.

Osorio-Beristáin, M., Nava, E., Tello, I. y Cordero,

C. 2004. Observations on the natural history and reproductive biology of *Leptinotarsa lacerata* Stål in the Sierra de Huautla, Morelos, México. En: Jolivet, P., J. Santiago-Blay. y M. Schmitt (Eds.). *New Contributions to the Biology of Chrysomelidae.* SPB. *Academic Publishing, La Haya, Holanda*.

Pamela S. Soltis and Douglas E. Soltis 2004. The origin and diversification of angiosperms. *American Journal of Botany* vol. 91 no. 10 1614-1626

Paulín-Munguia, J. S. 2002. Estudio de la Familia Chrysomelidae (Insecta: Coleoptera), de la Reserva de la Biosfera "Sierra de Huautla", Morelos, México. *Tesis de Licenciatura, Facultad de Estudios Superiores Iztacala, Universidad Nacional Autónoma de México* 147 p.

Pérez-Amador, M. C, V Muñoz, A Noyola, F García-Jiménez 2006Essential oil and phototoxic compounds in *Clibadium surinamense* L. and *Montanoa grandiflora* D.C. (Asteraceae). Phyton 75: 145-150.

Pineda U. J. M. 2006. Algunos aspectos biológicos de los crisomelínos y cassidinos (Coleoptera: Chrysomelinae) del Municipio Tlaquiltenango Morelos *Tesis de Licenciatura. Laboratorio de Parasitología Vegetal CIB/Facultad de Ciencias Biológicas Universidad Autónoma del Estado de Morelos* Octubre p.

Quiroz R. 1993. Enemigos naturales de *Leptinotarsa signaticollis* Stål. (Coleoptera: Chrysomelidae), en Cuernavaca, Morelos, México. *Memorias del XXVIII Congreso Nacional de Entomología,* SME. Cholula, Puebla pp 20-21.

Romero, N. J., S. Anaya R., y A. Equihua M. 1996. *Catálogo de la Colección de Insectos del Instituto de Fitosanidad.* Colegio de Posgraduados, Motecillo, Estado de México. 786 p.

Rzedowsky, J. 1978. *Vegetación de México*. Limusa, México D. F. 480 p.

Samways, M.J. 1994. *Insect Conservation Biology.* Ed. Champ-Hall. London, England

Sánchez, R. G. 1993. Insectos asociados a la "hierba mora" *Solanum nigrum* L. en seis localidades del municipio de Cuautla, Mor. *Tesis de Ingeniería, Instituto Profesional de la Región Oriente División Agrícola. Universidad Autónoma del Estado de Morelos* 96 p.

Seeno, T. N. & J. A. Wilcox 1982. Leaf Beetle Genera (Coleoptera: Chrysomelidae) Entomography 1: 1-221 p.

Southwood TRE. 1978. The components diversity. En: *Diversity of insect faunas*. Symposia of the Royal Entomological Society, No. 9, *Blackwell Scientific Publications, Oxford, U.K.* p. 19-40.

Taboada, S. M., A. E. Granjeno C. y R. Oliver G 2009. *Normales Climatológicas (Temperatura y Precipitación) del Estado de Morelos*. Facultad de Ciencias Biológicas, Universidad Autónoma del Estado de Morelos 258p.

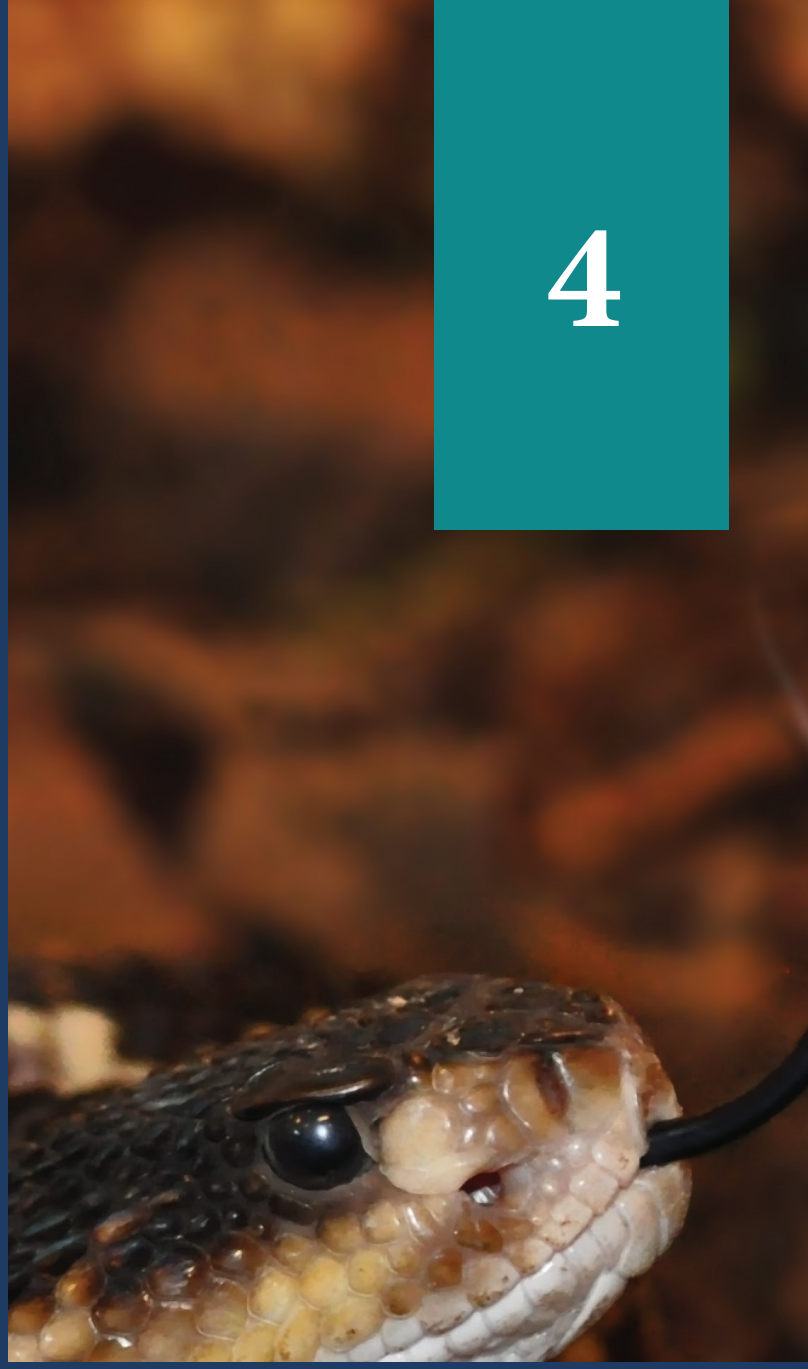
Triplehorn, Ch. A. and N. F. Johnson 2005. *Introduction to the Study of Insects* 7ª Ed. Thomson Books/Cole 864 p.

Wilcox, J. A. 1975. Checklist of the beetles of Noth America and Central America and West Indias. Family 129. Flora and Fauna Publications Gainesville, Fla. U.S:A: 166 p.

Wenhua, Lui & Logan, Patrick, 1993. *Induction of Feeding on Potato in Mexican Leptinotarsa decemlineata (Coleoptera: Chrysomelidae) Environmental Entomology*, Vol: 22, Number 4, August 1993, pp. 759-765(7) http://www.ingentaconnect.com/content/esa/envent/1993/00000022/00000004/art00007



4



# VERTEBRADOS



I



# ESTUDIOS MASTOFAUNÍSTICOS EN DIFERENTES REGIONES

## "MASTOFAUNISTICOS" STUDIES IN DIFFERENT REGIONS



Marco Antonio Lozano García
Ana Luisa Ortiz Villaseñor
Salvador Santillán Alarcón

Desde la aparición del trabajo de Álvarez (1996), acerca de los mamíferos del estado de Morelos, se publica un libro que contiene el acervo de especies del norte del estado de Morelos e intitulado Biodiversidad, conservación y manejo en el Corredor Biológico Chichinautzin condiciones actuales y perspectivas (2010), donde parcialmente se refieren a especies de mamíferos de esta área natural protegida para esta región morelense. Si bien es cierto que existen publicaciones que datan del siglo pasado a la fecha, también es verdadero que muchos de los manifiestos científicos tienen perentoriedad dado que algunos refieren a grupos determinados y otros únicamente a una especie. En este capítulo se pretende acopiar todos los antecedentes sean históricos, contemporáneos o actuales que hablen y describan el recurso mastofauna que coexisten en el territorio estatal en las diferentes regiones geográficas así como su papel en la salud pública en un intento de establecer el vinculo entre los mamíferos silvestres que se desarrollan en el estado de Morelos y sus habitantes de las áreas rurales. Asimismo, se integrarán los trabajos realizados por investigadores extranjeros y mexicanos incluso de otras universidades del país sin soslayar los realizados tanto por estudiantes como por investigadores locales.

Since the appearance the work of Álvarez-Castañeda (1996), about the mammals of the State Morelos; there were no publications, remain so until the 2010, that a book is published that contains the wealth of species from the north of the state of Morelos, entitled Biodiversity, conservation and management in the Biological Corridor Chichinautzin current conditions and prospects, where partially relate to species of mammals in this protected natural area the Morelense region. While it is true that there are publications dating from the last century to date, it is also true that many of the scientists manifests have peremptoriness given that some refer to specific groups and others only to a species. In this chapter are collected through the historical, current and contemporary background that speak and describe the mammal resource that coexists in the state territory in three different geographic regions. As well as its role in public health in an attempt to establish the link between wild mammals that develop in the state of Morelos and its inhabitants of rural areas Also, integrating the work carried out by foreign researchers and Mexicans from other universities the country without ignoring the made both by students and local researchers.

## INTRODUCCIÓN

Desde que Merriam, en 1985, se interesó en la región noroeste del estado de Morelos durante finales del siglo XIX y la primera mitad del siguiente siglo, un buen número de investigadores extranjeros estuvieron estudiando a los mamíferos silvestres que habitan en la área geográfica de la entidad.

Algunos enfocaron su atención en localidades específicas y otros, se interesaron en todo el territorio como lo son las contribuciones de Davis y Russell (1952 y 1954), que durante décadas fueron las fuentes obligadas para referir la riqueza en especies mamíferas de Morelos.

De acuerdo al orden impuesto por el tiempo, un tercer ejemplo es la contribución de Ramírez-Pulido (1969) quien refiere, de manera puntual, las especies de mamíferos silvestres del Parque Nacional Lagunas de Zempoala proporcionando un análisis biogeográfico relevante, características que le otorgaron la obligatoriedad de consulta de quienes tienen la necesidad de información específica.

No obstante la abundancia de estudios, algunos de ellos sobre aspectos específicos sean de especies grupos taxonómicos mayores de localidades igualmente exclusivas y otros, más generales y de áreas más extensas ninguno versa acerca de la riqueza mastofaunística por regiones fisiográficas, biogeográficas o simplemente geográficas.

Por ello, en esta contribución se planteó como objetivo primordial realizar un análisis cualitativo para ubicar geográficamente a las especies de mamíferos silvestres por regiones, tomando como base la cartografía del estado de Morelos y así dividir su extensión territorial de acuerdo a los cuatro puntos cardinales.

Esta regionalización, aparentemente arbitraria, estará sustentada en la información existente sobre la fisiografía del estado de Morelos, así como en los antecedentes biogeográficos o análisis correspondientes desarrollados previamente y, la ubicación de las especies en el contexto geográfico estará dada con base en la literatura científica e información inédita derivada de investigaciones previas efectuadas por el grupo académico, que por años ha laborado en el Laboratorio de Mastozoología que forma parte del Centro de Investigaciones Biológicas de la Universidad Autónoma del Estado de Morelos, dicho de otra manera el análisis cualitativo que se presenta en este trabajo está fundamentada en la información antigua, contemporánea pero también, actualizada.

## ANTECEDENTES

Según los registros científicos existentes, desde el siglo XIX México y en específico el estado de Morelos ha sido el centro de atención de los naturalistas, esto es, investigadores interesados en los recursos naturales renovables tanto del territorio nacional como de las entidades federativas que conforman al país.

Entre los investigadores extranjeros, considerados como pioneros, destacan Merriam (1895) quien visitó algunas localidades del municipio de Huitzilac para estudiar a las especies de geomidos de esta región norte del estado de Morelos.

Casi un lustro posterior, Nelson (1899) registró algunas especies de roedores de sciuridos de las Lagunas de Zempoala ubicadas al nor-noroeste de la entidad morelense.

Al iniciar el siglo XX aparece el estudio de Bailey (1900) donde menciona haber recolectado roedores del género *Microtus* específicamente de la región norte de Morelos, para esta misma región y con base en su interés en particular en los lagomorfos, Nelson (1909) registra algunas especies de este grupo taxonómico. Coincidiendo en tiempo y espacio, Osgood (1909) reportaba especies de roedores del genero *Peromyscus*. Cinco años más tarde, Howell (1914) quien estaba interesado en revisar, taxonómicamente a los ratones del género *Reithrodontomys* también visita dicha región norte de la entidad morelense.

Después de tres décadas aparece el trabajo desarrollado por Davis (1944) donde proporciona notas específicas sobre algunos mamíferos mexicanos con especial énfasis en los provenientes del municipio de Huitzilac, precisamente en esta región del norte centró su atención Hooper (1947) quien inicia la investigación sobre los mamíferos

mexicanos tomando en cuenta localidades como Huitzilac y las Lagunas de Zempoala percatándose de que esta región del estado, es clave desde el punto de vista biótico por lo que se da a la tarea de iniciar la revisión taxonómica del género *Reithrodontomys,* publicando sus resultados en 1952.

En este mismo año, Davis y Russell (1952) publican la investigación realizada sobre la diversidad de quirópteros de todo el territorio morelense al tiempo que, Villa (1953) preparaba su manuscrito acerca de los mamíferos del valle de México, que al relacionar y poner especial atención en Sur del Valle, extendió su estudio a las Lagunas de Zempoala consideradas por él, como área de influencia para dicho Valle.

Fundamentándose en la revisión de 575 especímenes incluidos en 67 taxones previamente recolectados tanto por otros investigadores como por ellos mismos Davis y Russell (1954) publican la diversidad de especies de mamíferos silvestres de todo el estado de Morelos que por tratarse del primer estudio en su tipo, durante décadas sirvió de base para referir los antecedentes de la mastofauna estatal. Casi al término de un lustro Ingles (1958) refiere localidades de la región norte de Morelos en sus notas específicas sobre la mastofauna de México.

Diez años después del estudio de Ingles (1958), aparece la publicación de Ramírez.-Pulido (1969) quien aprovechando los resultados de su tesis de licenciatura aplica un análisis cualitativo al material anteriormente recolectado por Villa y Warner (durante 1953-1954) así como al obtenido por él mismo en el año de 1966 y 1967 provenientes de 30 localidades de colecta, revisando un total de 280 ejemplares incluidos en ocho órdenes, 14 familias, 25 géneros y 35 especies. Formando parte de sus conclusiones, afirma que el 50% de las especies de mamíferos silvestres de las Lagunas de Zempoala pertenecen a la fauna boreal y el 35.3% a la fauna sonorense ambas, consideradas de afinidad neártica y, el 14.7% a la fauna tropical.

Así como el trabajo de Davis y Russell (1954) sirvió como referencia fundamental para las investigaciones mastozoológicas de ese tiempo; el de Ramírez-Pulido (1969) lo fue para las últimas décadas del siglo XX y prácticamente en el transcurrir del siglo XXI; corresponde a una de las investigaciones más consultadas por un investigador mexicano y significa el punto de referencia para determinar semejanzas y diferencias con respecto a investigaciones desarrolladas por investigadores locales.

Toda una década (1970-1980) aparentemente ningún investigador sea nacional o extranjero, se interesó por el recurso fauna en específico, por los mamíferos silvestres del estado de Morelos.

Es hasta la década de los 80 cuando se retoma el interés por estos animales vertebrados no sin antes aclarar, que dos razones incidieron para motivar el interés de investigar el recurso mastofaunístico de la entidad: la primera está vinculada tanto con los egresados como con los estudiantes de la Escuela de Ciencias Biológicas establecida desde 1965 y la segunda, a la existencia de grupos de investigación estos últimos, considerados como pioneros en la investigación de la biota estatal y agrupados en una dependencia denominada Centro de Investigaciones Biológicas instaurada en 1987 ambas de la Universidad Autónoma del Estado de Morelos. El primer estudio de dicha década corresponde al de Flores (1983) quien investigó el comportamiento de reproducción de las tuzas cuya especie, en ese tiempo, correspondía al de *Cratogeomys merriami* y posteriormente, al de *Pappogeomys merriami merriami*; en nueve estaciones de recolecta de la zona norte de Huitzilac, comprendidas en el rango altitudinal de 2600 a 2900 m.

Una investigación más amplia fue la de Urbina (1985), quien se dedicó a estudiar todos aquellos aspectos vinculados a la ecología de las ardillas de todo el territorio morelense. Se trató de un esfuerzo iniciado en 1981 y culminado, en cuanto a las incursiones de campo, en agosto de 1982, para ello estableció 55 estaciones de recolecta las que le permitieron registrar información sobre dos géneros de ardillas: *Spermophilus* y *Sciurus*.

Diez años después Álvarez-Castañeda (1996) analizando acervos científicos tanto nacionales como extranjeros contribuye al conocimiento de los mamíferos del estado de Morelos,

desafortunadamente en dicha publicación a partir de especímenes erróneamente etiquetados se cometen imprecisiones de ubicación tanto taxonómica como geográficamente, respecto a algunas especies de mamíferos.

## REGIONES ESTUDIADAS

Oficialmente el estudio de la mastofauna silvestre en esta universidad se inicia en el año 1984 cuando se aprueba el proyecto "Mamíferos silvestres de estado de Morelos y su importancia en la economía y salud pública" proyecto financiado en aquel entonces por la SEP a través de PRONAES-DIGSA, a partir de esa fecha se realizan trabajos orientados al conocimiento de la distribución de los mamíferos silvestres del estado así como de aspectos relacionados con los parásitos de estos vertebrados; a través del tiempo esta actividad de investigación se realizó en varias regiones de la entidad morelense, por lo que en este capítulo se presentan los resultados de estas investigaciones en diferentes áreas geográficas de la entidad morelense.

### Región norte

En el año de 1982 se inicia la investigación en el Parque Nacional "El Tepozteco" pero es hasta 1984 cuando se inicia y se termina en el año de 1986, este trabajo estuvo orientado hacia el conocimiento de la composición mastofaunística del Parque a través de 10 estaciones de muestreo y recolecta comprendidas en el rango altitudinal desde los 1280 hasta los 2800 metros incluyen la selva baja caducifolia, matorral deciduo, áreas de transición, bosque de encino, bosque de encino-pino y bosque de pino, al final del periodo de investigación se obtuvieron 100 ejemplares correspondientes a siete ordenes, 15 familias 31 géneros y 33 especies, Vargas *et al. (* 1987).

Años después en la Universidad de Morelos campus Chamilpa, Díaz (1989) realizó un trabajo sobre la distribución de los mamíferos que coexisten en esta área con una fuerte influencia del Corredor Biológico Chichinautzin capturando 115 ejemplares que representaron seis órdenes, 20 géneros y 20 especies.

Ortiz (1990) y Escobar (1997) registran en varias localidades de Cuernavaca y Tepoztlán al marsupial *Didelphis virginiana*, mamífero de amplia distribución en el estado de Morelos en zonas urbanas y silvestres.

En un trabajo sobre el conocimiento de la Historia Natural del Área de Protección de Flora y Fauna Silvestre Corredor Biológico Chichinautzin Lozano y Santillán en: Contreras y Urbina eds. (1995), enlistan 52 especies de mamíferos silvestres los cuales pertenecen a ocho órdenes y 16 familias siendo el grupo de los quirópteros y roedores los más representados en cuanto al número de especies para esta Área Natural Protegida.

Flores (1998), registra para el municipio de Tepoztlán 15 especies de quirópteros correspondientes a las familias de los filostomidos y veespertilionidos, los murciélagos *Macrotus waterhousii*, *Desmodus rotundus* y *Artibeus jamaicensis* fueron las más abundante; para el mismo año y municipio, Conde, registra nueve especies de roedores destacando a *Liomys irroratus* (37 registros), (figura 1) como la especie más abundante y a los roedores *Peromyscus melanotis* y *Neotoma mexicana* con menos registros (uno cada uno).

En el Parque Nacional Lagunas de Zempoala, Pérez (2000) realizó un estudio orientado al comportamiento demográfico y comparativo de roedores en dos áreas distintas de esta área natural protegida, en la primera (cuadrante Zempoala) se registraron seis especies, *Microtus mexicanus, Neotoma mexicana, Neotomodon alstoni, Peromyscus truei Reithrodontomys, chrysopsis* y *R. megalotis*; marcándose 115 individuos de los cuales 24 sólo presentaron un registro; los restantes sumaron 463 registros dando un total de 578; en la segunda área (cuadrante Atexcapan) se determinaron tres especies: *Microtus mexicanus, Reithrodontomys chrysopsis* y *R. megalotis;* marcándose 237 organismos de los cuales 122 se registraron solo una vez y el resto dio 333 capturas con un total de 570 registros, del análisis de este trabajo se observó que el cuadrante uno (área con vegetación conservada) presento mayor diversidad



Figura 1.- *Liomys irroratus*

mientras que en el cuadrante dos (pastizales) fue menor y en ambos las recapturas fueron similares; *R. megalotis* fue la especie más abundante mientras que *R. chrysopsis* y *N. mexicana* las menos abundantes.

Villa (2005), desarrollo un trabajo para determinar la distribución de los mamíferos terrestres no voladores del estado de Morelos, modelando la distribución potencial de especies, conjuntando una base de datos de localidades de recolecta de ejemplares de colecciones científicas y mapas digitales de coberturas ambientales bióticas (tipos de vegetación) y abióticas (temperatura, precipitación, edafología entre otras), utilizó el algoritmo genético de computo GARP modelar la potencialidad del nicho ecológico de las especies de mamíferos terrestres no voladores de la entidad. Los resultados indicaron que las especies de filiación neártica están en el Norte y las de la filiación neotropical al Sur; los endemismos se ubicaron en las regiones altitudinales superiores y la riqueza de especies coincide con las regiones tropicales.

Jaramillo (2009) realiza un estudio sobre el patrón medular del pelo de guardia de 17 especies de roedores de la entidad morelense, datos obtenidos a partir de muestras de los especímenes de la Colección de mamíferos silvestres del CIB-UAEM.

Un análisis retrospectivo realizado por Santillán *et al.*; en Bonilla-Barbosa *et al.*; eds. (2010), incluye un estudio sobre mamíferos silvestres del Corredor Biológico Chichinautzin, trabajos hechos tanto por investigadores extranjeros como nacionales enfatizando los trabajos por investigadores locales concluyendo que el recurso mastofaunístico de esta Área Natural Protegida está compuesto por 62 especies, 49 subespecies, 45 géneros, 17 familias y ocho órdenes.

En la misma Área Natural Protegida Lozano *et al.*; en Bonilla-Barbosa *et al.*; eds. (2010), realizaron un trabajo para conocer la distribución de los mamíferos terrestres no voladores de acuerdo a los tipos de vegetación, esta información se generó a partir de las bases de datos de colecciones científicas de diferentes instituciones (CIB-

UAEM, IBUNAM) así como la consulta de fuentes bibliográficas con registros para la zona de estudio, la información se procesó a través de un sistema de información geográfica obteniéndose un mapa base de 96 localidades y un mapa para cada una de las 42 especies con base en registros para la zona de estudio.

En el Área Natural Protegida "Parque Nacional El Tepozteco" Lozano et, al. (2015) describen la estructura de la comunidad de quirópteros en la localidad de San Andrés de la Cal, área con una vegetación predominante de selva baja caducifolia; señalando la abundancia, riqueza, dominancia y estructura trófica; se registraron 19 especies de la cuales *Sturnira lilium* y *Artibeus jamaicensis* fueron las más abundantes y dominantes; asimismo las especies se agruparon en seis gremios tróficos: nectarívoros, frugívoros, hematófagos, insectívoros de espacios abiertos, insectívoros de borde e insectívoros de sustrato, la diversidad evaluada de esta comunidad fue de H' = 1.61 semejante a otras comunidades de murciélagos en el país con el mismo tipo de vegetación.

En la zona noroeste del municipio de Cuernavaca González (2013) a través de métodos indirectos señala la presencia de cinco especies de mamíferos de las que resaltan por la frecuencia de rastros (excretas) a *Urocyon cinereoargenteus* (zorra gris) y *Bassariscus astutus* (cacomixtle) especies de amplia distribución por la naturaleza de sus hábitos alimentarios.

Posteriormente atendiendo la otra línea de investigación del Laboratorio Ortiz (1990) inicia los trabajos sobre los parásitos de mamíferos en particular del "tlacuache" *Didelphis virginiana* en seis localidades de los municipios de Cuernavaca y Tepoztlán obteniéndose la colecta de 11 machos y nueve hembras, de los cuales se registró a *Ctenocephalides felis* (pulga del gato doméstico),cuatro endoparásitos: *Cruzia tentaculata, Gnathostoma procyonis* (*G. turgidum), y Physaloptera turgida* (Nematoda) y *Hamanniella tortuosa* (Acantocephala) esta última nuevo registro para el estado de Morelos.

Por su parte Porcayo (1991) inicia el estudio de los ectoparásitos de murciélagos de la especie *Leptonycteris nivalis* en la Cueva de la Chichihuiteca del municipio de Tepoztlan donde registra al díptero *Trichobius sphaeronotus*

En *Didelphis virginia*, Escobar (1997), registra para el municipio de Cuernavaca a tres grupos de helmintos, los nematodos con cuatro especies, a los acantocéfalos y cestodos con una sola especie, resaltando que los nematodos *Cruzia tentaculata y Physaloptera turgida* son parásitos comunes a esta especie alcanzando prevalencias del 57.9 % y 68.5% respectivamente.

Los artrópodos, Conde (1998) y los helmintos Ortiz, (1999) asociados a nueve especies de roedores silvestres del municipio de Tepoztlán fueron objeto de estudio, determinándose para el grupo de los artrópodos ocho especies de Mesostigmados, cuatro de Metastigmados, dos especies de Sifonapteros, una especie del orden Pseudoescorpionida al igual que una para los Anopluros, de los resultados se refleja que los ratones *Liomys irroratus* y *Peromyscus melanophrys* presentaron los valores más altos de frecuencia a la presencia de estos artrópodos (88.1% y 75%) respectivamente; y para los helmintos se registran a cinco especies , cuatro nematodos y un cestodo, este último pertenece a la especie *Hymenolepis diminuta* parásito asociado a fauna doméstica que potencialmente puede ser transmitido a el hombre.

Para la misma zona Flores (1998) realizó un muestreo en 13 diferentes localidades de colecta en el municipio de Tepoztlán donde determina 22 especies de ectoparásitos estos a partir de 42 murciélagos pertenecientes a 15 especies de las familias Vespertilionidae y Phyllostomidae; de los artrópodos registra a siete especies de Mesostigmados, una sola especie para los metastigmados, y dos prostigmados, en lo que respecta a la clase insecta registra a 12 especies de dípteros. Se resalta que la mayoría de ectoparásitos identificados son comunes a los murciélagos; los hospederos *Macrotus waterhousii* (figura 2) y *Desmodus rotundus* fueron los que presentaron mayor número de especies parasitas.



Figura 2.- *Macrotus waterhousii*

En el Corredor Biológico Chichinautzin Ortiz, *et al*. 2010, estudiando la fauna parasitaria asociada a marsupiales, roedores y quirópteros registra 13 especies de helmintos (trematoda, acantocéfala y nematoda) y respecto a los ectoparásitos se registran 39 especies 21 correspondiendo a la subclase Acari y 18 a la clase insecta.

En la localidad de San Andrés de la Cal, municipio de Tepoztlan, Morelos, Estrada, (2013) a partir del examen de 365 murciélagos correspondientes a de 19 especies y agrupados en tres familias (Phyllostomidae, Vespertilionidae y Molossidae) obtuvo 619 ectoparásitos de la clase insecta y acari con valores de frecuencia del 61% y 38% respectivamente, de los insectos se determinaron seis especies y de los ácaros tres. Respecto a los hospederos los murciélagos que presentaron un mayor número de ectoparásitos fue *Sturnira lilium* con cinco especies y *Artibeus jamaicensis* sólo con cuatro.

En la misma localidad Espejo (2013), colectó 61 murciélagos para determinar la helmintofauna presente en ellos, de esa muestra 18 quirópteros fueron positivos a la presencia de endoparásitos representando un 29.50% del total de la muestra, los parásitos determinados corresponden a los grupos de los nematodos, cestodos y acantocéfalos, de la especie *Artibeus jamaicensis* fue quien presentó la mayor carga parasitaria seguida de *Sturnira lilium*, cabe mencionar que los helmintos registrados son especies comunes a los murciélagos.

Para el municipio de Cuernavaca, González (2013) realiza un estudio sobre parásitos gastrointestinales a través de métodos indirectos, que consistieron en el análisis coprológico de excretas de cinco especies de mamíferos silvestres, de este análisis se reportan al grupo de los protozoarios con dos especies, al de los cestodos con una especie y al de los nematodos con cuatro, se destaca que fue la especie *Urocyon cinereoargenteus* (zorra gris) como la más parasitada.

**Región centro**

Para la zona centro del estado son pocos los trabajos o investigaciones que se han realizado, sin embargo no por ello se carece de información en cuanto al registro de la mastofauna, de tal forma que se inician trabajos en los municipios de Tlatizapán y Jiutepec por lo que Villegas (1997) para el primer municipio reporta a seis especies de quirópteros correspondientes a tres familias, los murciélagos con mayor número de capturas corresponde a *Sturnira lilium, Artibeus jamaicensis* y a *Pteronotus parnellii* y del grupo de los roedores reporta a cuatro especies agrupadas en dos familias (Heteromyidae y Muridae) de los que resaltan con mayores capturas a *Baiomys musculus* y *Liomys irroratus*; en tanto que para el municipio de Jiutepec Herlindo (1998), reporta a seis especies de murciélagos resaltando con mayor abundancia *Leptonycteris curasoae* y *Sturnira lilium* y de los roedores a *Baiomys musculus*. Estas especies se recolectaron principalmente en áreas perturbadas por prácticas agrícolas.

Un trabajo realizado por Barreto (2010) en el área Natural Protegida "Reserva Estatal Sierra de Montenegro" localizada en la región central del estado de Morelos que comprende parte de los municipios de Yautepec, Jiutepec, Emiliano Zapata y Tlaltizapán registra a través de métodos directos e indirectos 43 especies de mamíferos silvestres agrupados en siete ordenes 18 familias y 38 géneros; los órdenes mejor representados son los quirópteros y carnívoros; destacando a *Puma yagouaroundi* "onza" *Leptonycteris curasoae* "murciélago nectarívoro" y a *Odocoileus virginianus* "venado cola blanca" como especies con un estatus de amenazada (NOM-059-SEMARNAT, 2010). En este trabajo se destacan las localidades de Xochimancas y Ampliación Chapultepec con el mayor registro de especies.

Con respecto a la línea de investigación sobre los parásitos que están asociados a la mastofauna silvestre es Villegas (1997) quien efectúa un estudio con el objetivo de conocer la evidencia epidemiológica de la tripanosomiasis americana en la localidad de Ticumán en el municipio de Tlaltizapán, para lo cual realiza un análisis hematológico a 10 especies de mamíferos silvestres, siete de las cuales fueron positivos a este hemoprotozoario, destacando a los murciélagos *Sturnira lilium, Pteronotus parnellii Artibeus jamaicensis* y al roedor *Baiomys musculus* con los mayores valores de prevalencia parasítica. Un trabajo similar al anterior pero en el municipio de Jiutepec Herlindo (1998) analiza 12 especies de mamíferos silvestres y señala a *Sturnira lilium* y *A. jamaicensis* con mayor positividad al protozoario *Trypanosoma cruzi*.

Eslava (2005) en Sierra de Montenegro lleva a cabo un análisis helmintológico de 17 especies de mamíferos de los grupos carnívora, marsupiales, roedores y quirópteros, de las cuales sólo cinco especies presentaron positividad al menos a un grupo de parásito, registrando un total de 11 especies de helmintos donde los tlacuaches (*Didelphis virginiana* ) y el ratón (*Liomys irroratus*) resultaron con una mayor prevalencia parasitológica; cabe destacar que de este estudio se reporta al género *Mesocestoides* sp. (Cestodo) helminto que está asociado a condiciones zoonóticas en Estados Unidos y Japón.

De este mismo trabajo Ortiz *et al.*; en 2011, reportan a *Vexillata liomyos* (Nematoda) en el ratón espinoso de abazones *Liomys irroratus* resaltando que este hallazgo representa un nuevo registro del parásito ampliando su distribución para esta entidad.

**Región poniente**

Los trabajos realizados para esta zona en la disciplina mastozoológica comprende los municipios de Mazatepec, Coatlán del Río Tetecala, Miacatlan y Temixco, esta región de la entidad morelense forma parte de la provincia Sierra Madre el Sur perteneciente a la subprovincia de Sierras y Valles Guerrerenses.

Ortiz (2000), en su trabajo da a conocer que la presencia de *Didelphis virginiana* "tlacuache" es un marsupial distribuido en todos los ecosistemas de la entidad, esto derivado por su amplio espectro de alimentación y lo coloca como un mamífero con alta capacidad de adaptación tanto en zonas silvestres como suburbanas y urbanas.

Una investigación con el objetivo de conocer la mastofauna asociada a los sistemas acuáticos (bordos, jagueyes presas y estanques) de la región poniente del estado en los municipios de Coatlán del Río y Tetecala es realizado por Herrera (2013), que para registrar a las especies aplica métodos indirectos (excretas, huellas, fototrampeo y análisis de pelo). En este trabajo se muestrearon 21 cuerpos de agua obteniendo la presencia de 20 especies de mamíferos, agrupados en siete órdenes y 12 familias, los cuerpos de agua con mayor número de presencia de especies fue "Joya Honda" con 13 seguida de las "Torres" con nueve, cabe señalar que el primero es un cuerpo de agua de origen natural con menor grado de perturbación donde se registraron a los felinos *Puma yagouaroundi*, *Lynx rufus* y *Puma concolor* y al cérvido *Odocoileus virginianus*, estas cuatro especies están ubicadas en algún estatus de conservación, el primero y último con la categoría A (amenazada) de acuerdo a la NOM-059-SEMARNAT y para *P. concolor* se ubica con la categoría P (peligro de extinción) por el mismo organismo y finalmente *Lynx rufus* "gato montés" ubicado en el apéndice II del CITES.

Los cuerpos de agua con un solo registró fueron tres sistemas acuáticos con una mayor influencia antrópica. Del análisis de ausencia y presencia de la mastofauna evidenció que el orden carnívora fue el que presentó el mayor número de especies con 11, seguida por el rodentia con cuatro y se destaca a *Procyon lotor* y *Urocyon cinereoargenteus* con el mayor número de registros durante el estudio, esto por ser consideradas como especies generalistas adaptadas a la cercanía de los asentamientos humanos.

Morgado (2013) realiza trabajos sobre la presencia de mamíferos silvestres de la zona arqueológica de Xochicalco Morelos, a través de métodos directos e indirectos, se registran en este estudio 31 especies de mamíferos silvestres agrupados en seis órdenes y 13 familias; es el orden de los carnívoros con el mayor número de especies (11), los quirópteros y roedores con ocho cada uno, los didelfimorfios con dos y finalmente artiodáctilos y lagomorfos con solo una.

Para esta zona de importancia cultural resaltan el cánido *Urocyon cinereoargenteus* (zorra gris) y el prociónido *Nasua narica* (coati) como los carnívoros más abundantes en esta región debido a su capacidad adaptativa a ambientes con cierto grado de perturbación. El venado cola blanca es un mamífero de talla grande que a pesar de la presión a que es sometida, por la cacería es común observarlo dentro del polígono de la zona arqueológica utilizando las áreas con vegetación nativa como posibles refugios.

Los estudios parasitológicos para la región poniente corresponden a la especie *Didelphis virginiana* "tlacuache" en los municipios de Mazatepec, Coatlán del Río, Tetecala y Miacatlán, donde Ortiz (2000) revisa 20 individuos de los cuales se obtuvo la identificación de seis especies de helmintos, cinco nematodos y un trematodo. En esta investigación se registra por primera vez a *Viannaia bursobscura* y a *Gnathostoma turgidum* ampliando su distribución geográfica.

En esta misma línea de investigación recientemente están los resultados para la zona arqueológica de Xochicalco, estudios realizados por Vargas (2015), con el propósito de conocer los ectoparásitos asociados a ocho especies de murciélagos, obtiene el registro del acaro *Periglischrus caligus* en tres especies de murciélagos (*S. lilium. M. waterhoussii* y *A. jamaicensis*); los dípteros *Trichobius parasiticus* (*L. yerbabuenae, G. morenoi y M. waterhoussii*), *Nycterophilia coxata* (*L. yerbabuenae, M. waterhoussii*) *Aspidoptera delatorrei* (*A. jamaicensis y S. lilium*) y finalmente *Strebla mirabilis,* (*A. jamaicensis*), del estudio resalta el murciélago insectívoro *M. waterhoussii* con una mayor prevalencia parasítica. Para esta misma localidad y a través de técnicas coproparasitológicas Davila (2015) determinó cuatro especies de endoparásitos en el grupo de los carnívoros, destacan los nematodos *Toxocara leonina* y *T. cati en Urocyon cinereoargenteus* (zorra gris)*; Toxocara cati* en *Puma yagouaroundi* (onza) y *Toxocara canis* en *Canis latrans* (coyote).

## CONCLUSIONES

Como resultado de los diferentes estudios y naturaleza de los mismos realizados en estas tres

zonas geográficas de esta entidad morelense se destacan los siguientes puntos:

En las tres regiones aludidas en este trabajo se hace el registro de siete ordenes de mamíferos silvestres, 20 familias, 55 géneros y 80 especies, estas últimas representan el 80% de las presentes en el estado de Morelos. Resaltando el orden de los quirópteros con 31 especies y 26 para el orden de los roedores (anexo).

La región norte se destaca por ser la zona geográfica con mayor número de trabajos investigación, situación que se debe por ser una zona prioritaria para la conservación de la biodiversidad por conformar una de las Áreas de Protección de Flora y Fauna silvestre, denominada Corredor Biológico Chichinautzin decretada en el año de 1988 uniendo los Parques Nacionales "Lagunas de Zempoala" y "El Tepozteco".

De las especies endémicas de México, cuatro se distribuyen en las tres zonas de estudio, de las cuales tres *Neotomodon alstoni, Romero diazy* y *Hodomys alleni* para el norte y *Tlacuatzin canescens* se presenta tanto para el norte, centro y poniente.

De las 80 especies de mamíferos silvestres tomadas en cuenta en este trabajo resaltan *Herpailurus yagouaroundi*, en la categoria A (amenazada) de acuerdo a la NOM-059-SEMARNAT 2010; *Leopardus pardalis, L. wiedii* y *Romerolagus diazy* con la categoría P (en peligro) de acuerdo a la NOM-059-SEMARNAT 2010 y ubicadas en el Apendice I del CITES, *Puma concolor* solamente en el Apendice I del CITES.

De la mastofauna terrestre voladora se señala a los murciélagos *Leptonyctyeris curasoae, L. nivalis* y *Choeronycteris mexicana* como especies en la categoría A (amenazada) de acuerdo a la NOM-059-SEMARNAT 2010.

En relación a la línea de investigación sobre los parásitos en la mastofauna el grupo de los helmintos (nematodos, cestodos y acantocéfalos) es el más estudiado, particularmente en marsupiales, roedores y murciélagos.

En particular el marsupial *Didelphis virginiana* ha sido objeto de estudio con más frecuencia desde el punto de vista helmintológico en las tres regiones geográficas de la entidad.

Respecto a los artrópodos ectoparásitos es el grupo de los ácaros los más abundantes en cuanto al número de especies, seguido de los dípteros y sifonapteros tanto en roedores como en quirópteros. Estos estudios corresponden a especies de mamíferos de la región norte y poniente

A través de técnicas coproparasitológicas se han determinado diferentes especies de protozoarios, nematodos y cestodos en estadios larvarios de las especies mamíferas *Urocyon cinereoargenteus, Bassariscus astutus, Canis latrans Puma yagouaroundi, Dasypus novemncinctus* y *Sylvilagus cunicularius,* registros que corresponden tanto para la región norte y poniente.

## LITERATURA CITADA


Álvarez-Catañeda, S.T. 1996. Los mamíferos del estado de Morelos, Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste. La Paz, Baja California Sur México.

Bailey, V. 1900. Revision of American voles of the genus Microtus. N. Amer. Fauna. 17:1-88.

Barreto. S.S.D. 2010. Vertebrados terrestres en la Reserva Estatal Sierra de Montenegro Morelos, México. Tesis de Licenciatura. Facultad de Ciencias Bilógicas, Universidad Autónoma del estado de Morelos, Cuernavaca, Morelos.

Conde, L. J. 1988. Artrópodos asociados a roedores silvestres del municipio de Tepoztlán, Morelos, México. Tesis de Licenciatura. Facultad de Ciencias Biológicas, Universidad autónoma del Estado de Morelos.

Dávila Orozco D. 2015. Estudio coproparasitológico en mamíferos silvestres de la zona arqueológica de Xochicalco, Morelos, México. Tesis de Licenciatura. Facultad de Ciencias Bilógicas, Universidad Autónoma del estado de Morelos, Cuernavaca, Morelos.

Davis, W.B. 1944. Notes on Mexican mammals. Jour. Mamm. 25(2):370-403.

Davis, N.B. and R.J. Russell Jr. 1952. Bats of the Mexican state of Morelos. J. J. Mamm 33(2): 234-239.

Davis, N.B. and R.J. Russell Jr. 1954. Mammals of the mexican state of Morelos. J. Mamm. 35(1):63-80.

Díaz, O.R. 1989. El recurso mastofauna del campus universitario morelense. Tesis de Licenciatura. Facultad de Ciencias Bilógicas, Universidad Autónoma del estado de Morelos, Cuernavaca, Morelos.

Escobar, M.P. 1997. Helmintos gastrointestinales en el "tlacuache" Didelphis virginiana del municipio de Cuernavaca, Morelos, México. Tesis de licenciatura. Facultad de Ciencias Bilógicas, Universidad Autónoma del estado de Morelos, Cuernavaca, Morelos.

Eslava A. A.G. 2005. Helmintos en la mastofauna silvestre de la sierra de Montenegro, Morelos, México. Tesis de Licenciatura. Facultad de Ciencias Bilógicas, Universidad Autónoma del estado de Morelos, Cuernavaca Morelos.

Espejo, L.F. 2013. Contribución al conocimiento de la helmintología de los murciélagos en la localidad de San Andrés de la Cal, Tepoztlán Morelos. Tesis de Licenciatura. Facultad de Ciencias Bilógicas, Universidad Autónoma del estado de Morelos, Cuernavaca, Morelos.

Estrada, T. V. 2013. Artrópodos ectoparásitos en los murciélagos de la localidad de San Andrés de la Cal, Tepoztlán Morelos. Tesis de Licenciatura. Facultad de Ciencias Bilógicas, Universidad Autónoma del estado de Morelos, Cuernavaca, Morelos.

Flores, L. P. 1998. Ectoparásitos de murciélagos filostomidos y vespertilionidos en el municipio de Tepoztlán Morelos, México. Tesis de Licenciatura. Facultad de Ciencias Bilógicas, Universidad Autónoma del estado de Morelos, Cuernavaca, Morelos.

Flores, R.J.A. 1983.Aspectos reproductivos sobre la tuza Pappogeomys merriami merriami (Rodentia: Geomyidae) de Huitzilac, Morelos. Tesis de Licenciatura. Facultad de Ciencias Bilógicas, Universidad Autónoma del estado de Morelos, Cuernavaca, Morelos.

Galicia M. O.A. 2015. Los mamíferos silvestres de la zona Arqueológica de Xochicalco, Morelos, México. Tesis de Licenciatura. Facultad de Ciencias Bilógicas, Universidad Autónoma del estado de Morelos, Cuernavaca, Morelos.

González F.V.G. 2013. Detección de parásitos de mamíferos silvestres de la región Norponiente de Cuernavaca, Morelos a través de análisis coproparasitológico. Tesis de Licenciatura. Facultad de Ciencias Bilógicas, Universidad Autónoma del estado de Morelos, Cuernavaca, Morelos.

Herlindo, J.F. 1998. Infección de triatominos y presencia de Trypanosoma cruzi en mamíferos silvestres y peridomésticos del municipio de Jiutepec Morelos. Tesis de Licenciatura. Facultad de Ciencias Bilógicas, Universidad Autónoma del estado de Morelos, Cuernavaca, Morelos.

Herrera, S.M. 2013. Contribución al conocimiento de la mastofauna asociada a sistemas acuáticos de le región poniente del Estado de Morelos, México. Tesis de Licenciatura Facultad de Ciencias Bilógicas, Universidad Autónoma del estado de Morelos, Cuernavaca, Morelos.

Howell, A.H. 1914. Revision of the American harvest mice (genus Reithrodontomys). N. Amer. Fauna 36:1-97.

Hooper,E.T. 1947. Notes on mexican mammals. J. Mamm. 28(1): 40-56.

Hooper E.T. 1952. A systematic review of the harvest mice (genus Reithrodontomys) of Latin America. Misc. Publ. Mus. Zool. Univ. Michigan 77:1-255.

Ingles, I.G. 1958. Notas acerca de los mamíferos mexicanos. Anales Inst. Biol. Univ. Nac. Autón. México 29:379-408.

Jaramillo, J. C.A. 2009. Estudio del patrón meduilar del pelo de guarda de los roedores del estado de Morelos. Tesis de Licenciatura. Facultad de Ciencias Bilógicas, Universidad Autónoma del estado de Morelos, Cuernavaca,Morelos.

Lozano G. M A. y Santillán A.S. 1995. Mastofauna en: Contreras-MacBeath. T. y F.Urbina T. (ed). Historia natural del área de protección de flora y fauna silvestre Corredor Biológico Chichinautzin. Secretaria del Morelos. Cuernavaca, Morelos, México pp. 25-27.

Lozano G. M. A., S. Santillán A. y A. L. Ortiz V. Distribución de los mamíferos silvestres no voladores de acuerdo a los tipos de vegetación. En Bonilla-Barbosa *et al*., eds. 2010. Biodiversidad, conservación y manejo en el Corredor Biológico Chichinautzin: Condiciones actuales y perspectivas. Universidad Autónoma del Estado de Morelos, CIB-UAEM CCyTEM y Gob. Del Estado de Morelos.

Lozano G. M. A. , O. Vargas, C. y A. L. Ortiz. V. 2015. Estructura de la comunidad de murciélagos en San Andrés de la cal, Tepoztlán, Morelos, México. Revista Oficial de la Sociedad Mesoamericana para la biología y la Conservación 19(3): 43-47.

Merriam, C. H. 1895. Monographic revision of the pocket gopher famyli Geomyidae (exclusive of the species of Thomomys). N. Amer. Fauna 8:1-258.

Nelson, E. W. 1899. Revision of the squirrels of the Mexico and Central America. Proc. Wash. Acad. Sci. 1:15-110.

Nelson E. W. 1909. The rabbits of North America. N. Amer. Fauna 29:1-314.

Ortiz, M. U. 1999. Helmintos gastrointestinales en ratas y ratones silvestres del municipio de Tepoztlán, Morelos México. Tesis de Licenciatura. Facultad de Ciencias Bilógicas, Universidad Autónoma del estado de Morelos, Cuernavaca, Morelos.

Ortiz, V. A. L. 1990. Estudio parasitológico en Didelphis virginiana del noroeste del estado de Morelos. Tesis de Licenciatura. Facultad de Ciencias Bilógicas, Universidad Autónoma del estado de Morelos, Cuernavaca, Morelos.

Ortiz V. A. L. 2000. Fauna parasitaria en Didelphis virginiana (marsupialia: Didelphidae) y su importancia zoonótica en el Oeste del Estado de Morelos. Tesis de Maestría Facultad de Ciencias Agropecuarias, Universidad Autónoma del Estado de Morelos.

Ortiz-Villaseñor. A L. , A. G. Eslava A. y M. A. Lozano G. 2011. Vexillata liomyos (Nemata: Ornithostrongylidae) de Liomys irroratus (Rodentia:Heteromyidae) de Sierra de Monte Negro, Morelos, México. Acta Zool. Mex. (n.s) 27(1):207-211.

Ortiz V. L. A, S. Santillán-Alarcón y M. A. Lozano G. 2100. Fauna parasitaria asociada a marsupiales, roedores y quirópteros. En Bonilla-Barbosa *et al*. eds. 2010. Biodiversidad, conservación y manejo en el Corredor Biológico Chichinautzin: Condiciones actuales y perspectivas. Universidad Autónoma del Estado de Morelos, CIB-UAEM CCyTEM y Gob. del Estado de Morelos.

Osgood, W. H. 1909. Revision of the mice of the American genus Peromyscus. N. Amer, Fauna 28:1-285.

Pérez, L. E. L. 2000. Comportamiento demográfico comparativo en ratones (Rodentia:Muridae) de dos áreas dentro del parque Nacional Lagunas de Zempoala, Morelos, México. Tesis de Licenciatura. Facultad de Ciencias Bilógicas, Universidad Autónoma del estado de Morelos, Cuernavaca, Morelos.

Porcayo T. D. 1991. Dípeteros ectoparásitos del murcielago "nariz larga" Leptonycteris nivalis nivalis en la cueva La Chichihuiteca, Tepoztlán, Morelos. Tesis de Licenciatura. Facultad de Ciencias Bilógicas, Universidad Autónoma del estado de Morelos, Cuernavaca, Morelos.

Ramírez-Pulido, J. 1969. Contribución al estudio de los mamíferos del Parque Nacional "Lagunas de Zempoala" Morelos, México. Anales. Biol. Univ. Nal. Autón. México. Ser. Zool. 40(2): 253-290.

Santillán A. S., M. A, Lozano G. , A. L. Ortiz V y D. Porcayo T . Estado actual de la mastofauna silvestre en Bonilla-Barbosa *et al*., eds. 2010. Biodiversidad, conservación y manejo en el Corredor Biológico Chichinautzin: Condiciones actuales y perspectivas. Universidad Autónoma del Estado de Morelos, CIB-UAEM CCyTEM y Gob. Del Estado de Morelos. Pp. 123-134.

Urbina, T.F. 1985. Aspectos ecológicos de las ardillas de Morelos Spermophilus variegatus variegatus Erxleben 1777 y Sciuris aureogaster nigrescens Bennet, 1833 (Rodentia:Sciuridae). Tesis de Licenciatura. Facultad de Ciencias Bilógicas, Universidad Autónoma del estado de Morelos, Cuernavaca, Morelos.

Vargas, R.D.L. 2015. Ectoparásitos asociados a murciélagos de la zona Arqueológica de Xochicalco, Morelos, México. Tesis de Licenciatura. Facultad de Ciencias Bilógicas, Universidad Autónoma del estado de Morelos, Cuernavaca, Morelos.

Vargas, Y.R., M.A. Lozano G. y S.Santillán A. 1987. El recurso mastofauna en Tepoztlán Morelos. IX Congreso nacional de Zoología. Universidad Juárez Autónoma de Tabasco. Villahermosa Tabasco. Resumen.

Villa, M. E.P. 2005. Patrones de distribución de mamíferos silvestres no voladores en el estado de Morelos. Tesis de Licenciatura. Facultad de Ciencias Bilógicas, Universidad Autónoma del estado de Morelos, Cuernavaca, Morelos.

Villa-Ramírez, B. 1953. Mamíferos silvestres del Valle de México. Anales Inst. Biol. Univ. Nal. Autón. México. 23: 269-492.

Villegas, G.J.C. 1997. Evidencias epidemiológicas de la tripanosomiasis americana en Ticumán municipio de Tlatizapan, Morelos, México. Tesis de Licenciatura. Facultad de Ciencias Bilógicas, Universidad Autónoma del estado de Morelos, Cuernavaca, Morelos.

**Cuadro 1.** REGISTRO DE ESPECIES DE MAMÍFEROS SILVESTRES EN TRES REGIONES DEL ESTADO DE MORELOS.
**REGIONES: N=NORTE C= CENTRO P= PONIENTE**

| ORDEN | FAMILIA | ESPECIE | REGIONES | | |
|---|---|---|---|---|---|
| | | | N | C | P |
| DIDELPHIMORPHIA | MARMOSIDAE | *Tlacuatzin canescens* (J. A. Allen, 1893) | x | x | x |
| | DIDELPHIDAE | *Didelphis virginiana* (Kerr, 1792) | x | x | x |
| CINGULATA | DASYPODIDAE | *Dasypus novemcinctus* (Linnaeus, 1758) | x | x | X |
| SORICOMORPHA | SORICIDAE | *Sorex oreopolus* (Merriam,1892) | x | | |
| | | *Sorex saussurei* (Merriam, 1892) | x | | |
| CHIROPTERA | EMBALLONURIDAE | *Balantiopteryx plicata* (Peters, 1867) | | x | x |
| | MORMOOPIDAE | *Mormoops megalophylla* (Peters, 1864) | | x | |
| | | *Pteronotus parnellii* (Gray, 1843) | | x | |
| | PHYLLOSTOMIDAE | *Macrotus waterhousii* (Gray, 1843) | x | x | x |
| | | *Micronycteris microtis* (Miller, 1898) | x | x | x |
| | | *Desmodus rotundus* (E. Geoffroy Saint-Hilaire,1810) | x | x | |
| | | *Anoura geoffroyi* (Gray, 1838) | x | x | |
| | | *Choeronycteris mexicana* (Tschudi, 1844) | x | x | |
| | | *Glossophaga leachii* (Gray, 1844) | | x | |
| | | *Glossophaga morenoi* (Martinez &Villa, 1938) | x | x | |
| | | *Glossophaga soricina* (Pallas, 1766) | x | x | x |
| | | *Leptonycteris curasoae* (Miller, 1900) | x | x | x |
| | | *Leptonycteris nivalis* (Saussure, 1860) | x | | |
| | | *Artibeus hirsutus* (Andersen, 1906) | x | x | |
| | | *Artibeus intermedius* (J. A. Allen, 1897) | | x | |
| | | *Artibeus jamaicensis* (Leach, 1821) | x | x | x |
| | | *Artibeus lituratus* (Olfers, 1818) | x | x | |
| | | *Chiroderma salvini* ( Dobson, 1878) | x | | |
| | | *Dermanura azteca* (Andersen, 1906) | x | | |
| | | *Dermanura phaeotis* ( Miller, 1902) | x | | |
| | | *Dermanura tolteca* (Saussure, 1860) | x | x | |
| | | *Enchisthenes hartii* (Thomas, 1892) | x | | |
| | | *Sturnira lilium* (E. Geoffroy Saint-Hilaire, 1810) | x | x | x |
| | | *Eptesicus fuscus* (Beauvois, 1796) | x | | |
| | | *Lasiurus blossevillii* (Lesson &Garnot, 1826) | x | | |
| | | *Lasiurus cinereus* (Palisot de Beauvois, 1796) | x | x | |
| | | *Lasiurus ega* (Gervais, 1856) | | x | |
| | VESPERTILIONIDAE | *Myotis californicus* (Audubon&Bachman, 1842) | x | | |
| | | *Myotis velifer* (J.A. Allen, 1890) | x | | x |
| | | *Rhogeessa parvula* (H. Allen, 1866) | x | x | x |
| | MOLOSSIDAE | *Tadarida brasiliensis* (E. Geoffroy Saint-Hilaire, 1824) | x | | |

| | | | | | |
|---|---|---|---|---|---|
| CARNIVORA | CANIDAE | *Canis latrans* (Say, 1823) | x | x | x |
| | | *Urocyon cinereoargenteus* (Schreber, 1775) | x | x | x |
| | | *Herpailurus yagouaroundi* (Lacépede, 1809) | | x | x |
| | FELIDAE | *Leopardus pardalis* (Linnaeus, 1758) | | | x |
| | | *Leopardus wiedii* (Schinz, 1821 ) | | | x |
| | | *Lynx rufus* (Schreber, 1777) | x | | x |
| | | *Puma concolor* (Linnaeus, 1771) | | | x |
| | MUSTELIADE | *Mustela frenata* (Lichtenstein, 1831) | x | x | |
| | MEPHITIDAE | *Conepatus leuconotus* (Lichtenstein, 1832) | x | x | x |
| | | *Mephitis macroura* (Lichtenstein, 1832) | x | x | x |
| | | *Spilogale gracilis* (Merriam, 1890) | x | x | x |
| | PROCYONIDAE | *Bassariscus astutus* (Lichtenstein, 1830) | x | x | x |
| | | *Nasua narica* (Linnaeus, 1766) | x | x | x |
| | | *Procyon lotor* (Linnaeus, 1758) | x | x | x |
| ARTIODACTYLA | CERVIDAE | *Odocoileus virginianus* (Zimmermann, 1780) | x | x | x |
| RODENTIA | SCIURIDAE | *Sciurus aureogaster* ( F. Cuvier, 1829) | x | x | x |
| | | *Spermophilus variegatus* (Erxleben, 1777) | x | x | x |
| | GEOMYIDAE | *Cratogeomys merriami* ( Thomas, 1893) | x | | |
| | HETEROMYIDAE | *Liomys irroratus* ( Gray, 1868) | x | x | x |
| | | *Perognathus flavus* (Baird, 1855) | x | | |
| | MURIDAE | *Microtus mexicanus* (Saussure, 1861) | x | | |
| | | *Baiomys musculus* (Merriam, 1892) | x | x | x |
| | | *Hodomys alleni* (Merriam, 1892) | x | | |
| | | *Neotoma mexicana* (Baird, 1855) | x | x | x |
| | | *Neotomodon alstoni* (Merriam, 1898) | x | | |
| | | *Oryzomys couesi* (Alston, 1877) | x | x | x |
| | | *Oryzomyz palustris* (Harlan, 1837) | x | x | |
| | | *Peromyscus aztecus* (Saussure, 1860) | x | | |
| | | *Peromyscus difficilis* ( J.A. Allen, 1891) | x | | |
| | | *Peromyscus hylocetes* (Merriam, 1898) | x | | |
| | | *Peromyscus levipes* (Merriam, 1898) | x | x | |
| | | *Peromyscus maniculatus* (Wagner, 1845) | x | x | x |
| | | *Peromyscus melanophrys* (Coeus, 1874) | x | x | x |
| | | *Peromyscus melanotis* (J.A. Allen & Chapman, 1897) | x | | |
| | | *Peromyscus truei* ( Shufeldt, 1885) | x | | |
| | | *Reithrodontomys chrysopsis* (Merriam, 1900) | x | | |
| | | *Reithrodontomys fulvescens* ( J. A. Allen, 1894) | x | x | x |
| | | *Reithrodontomys megalotis* (Baird, 1858) | x | | |
| | | *Reithrodontomys sumichrasti* ( Saussure, 1861) | x | | |
| | | *Sigmodon hispidus* (Say &Ord, 1825) | x | x | x |
| | | *Sigmodon leucotis* (Bailey, 1902) | x | | |

| | | | | | |
|---|---|---|---|---|---|
| LAGOMORPHA | LEPORIDAE | *Romerolagus diazi* (Ferrari-Pérez, 1893) | x | | |
| | | *Sylvilagus cunicularius* (Waterhouse, 1848) | x | | x |
| | | *Sylvilagus floridanus* ( J.A.Allen, 1890) | x | x | x |

II



# SERPIENTES VENENOSAS

## VENOMOUS SNAKES



Edgar Enrique Neri-Castro
Mario Alberto Reyna-Rojas
Alejandro Alagón-Cano

Debido a la morfología, misticismo y creencias, las serpientes han sido catalogadas como "seres malignos". Sin embargo, desempeñan papeles fundamentales dentro del ecosistema, como presas y depredadores, controlando poblaciones de vertebrados e invertebrados. La gran mayoría de los mitos y leyendas provienen de malas interpretaciones, las cuales son pasadas de generación en generación. El estado de Morelos cuenta con ocho especies de serpientes venenosas, de las cuales sólo el veneno de *Crotalus culminatus* y *Micrurus laticollaris* ha sido caracterizado bioquímicamente.

Due to their morphology and the mysticism and beliefs around them, snakes have often been cataloged as "evil beings". Nonetheless, they perform fundamental roles in the ecosystem, as predators and preys. The vast majority of these myths and legends come from inaccurate interpretations that are passed on from one generation to the next. In the State of Morelos, 8 species of venomous snakes have been reported, among them, only the venoms of *Crotalus culminatus* and *Micrurus laticollaris* have been biochemically characterized.

## INTRODUCCIÓN

Las serpientes son vertebrados fascinantes en nuestro mundo, llenos de misticismo, creencias y leyendas maravillosas. La ignorancia, el miedo y la falta de una cuidadosa observación las ha llevado a ser temidas por gran parte de la población. Desde hace cientos de años han llamado la atención del hombre, consideradas como seres malignos y repulsivos. Dentro de la religión hay historias muy arraigadas, una de ellas es la que se menciona en la Biblia, en la que se dice que Dios le dijo a la serpiente: "Por causa de lo que has hecho, maldita serás entre todos los animales, tanto domésticos como salvajes, te arrastrarás sobre tu vientre y comerás polvo todos los días de tu vida. Pondré enemistades entre ti y la mujer, y entre la descendencia tuya y la de ella. Ésta te aplastará la cabeza, mientras tú solamente le morderás el talón". Historias como esta las ha llevado a ser consideradas como "seres malignos".

Por otro lado, han existido civilizaciones donde se veneran y son respetadas, ejemplo de ello son las civilizaciones precolombinas, las cuales tenían como deidad a Quetzalcóatl (Kukulcán para los Mayas), la "Serpiente Emplumada", la que representa la dualidad inherente a la condición humana: la "serpiente" y las "plumas" son los principios espirituales. La deidad era relacionada con la vida y la muerte, la luz y la oscuridad, el cielo y la tierra (Galich, 1947).

## BIOLOGÍA DE LAS SERPIENTES

Las serpientes son el grupo de reptiles más diversificado a nivel mundial, distribuyéndose prácticamente en casi todos los continentes, con excepción de la Antártica. Se han adaptado a una gran cantidad de hábitats, arborícolas, terrestres, hipogeos y marinos. Las características principales de las serpientes son la ausencia de extremidades, cuerpo alargado, cilíndrico y ausencia de esternón, falta de oído externo y párpados; en lugar de éstos presentan escamas transparentes que protegen los ojos de la luz, polvo y agua. El número de vértebras varía de 200 (en víboras) a 400 (pitones) (Pough *et al*., 1998).

La función biológica de dichos organismos es muy importante para los ecosistemas, puesto que son excelentes depredadores; la gran mayoría de las serpientes (boidos y vipéridos) se alimenta de mamíferos de talla pequeña como ratones, ratas, topos, conejos, etc. Las serpientes de talla pequeña, generalmente colúbridos, se alimentan de pequeños invertebrados como chapulines, escarabajos, grillos, saltamontes etc., otras serpientes como los corales (género *Micrurus*) se alimentan de otras de menor tamaño. Por lo anterior, es importante cuidar y proteger a los ofidios, ya que ayudan a mantener las poblaciones de insectos y roedores en equilibrio, beneficiando directamente a los agricultores. Por otro lado, son presas naturales de aves, mamíferos, lagartos y otras serpientes (Pough *et al*., 1998).

De las 3,619 serpientes descritas se sabe que alrededor del 15% son peligrosas para el humano, debido a que poseen veneno (Uetz *et al*., 2013).

Las serpientes venenosas se clasifican en cuatro familias, Atractaspidae, Elapidae, Colubridae (sólo algunas especies poseen veneno) y Viperidae, esta última con tres subfamilias: Azemiopinae, con una sola especie, *Azemiops feae*, cuya distribución va del sur-centro de China y algunas áreas de Birmania y Vietnam. Viperinae, representada por 13 géneros, que comprende víboras generalmente de tamaño mediano, en promedio no sobrepasan los 100 cm y en los casos más extremos no llegan a sobrepasar los 200 cm; su distribución abarca África, Europa y Asia. Por último Crotalinae, con 26 géneros y más de 160 especies; su distribución comprende el sureste y suroeste de Asia y el Continente Americano (Uetz *et al*., 2012); su característica principal es la presencia de un par de fosetas termorreceptoras, que se encuentran ubicadas entre el ojo y el nostrilio (Klauber, 1965).

## SERPIENTES VENENOSAS DE MORELOS

En México se han registrado 362 especies, de las cuales 68 (19%) cuentan con secreciones tóxicas (CONABIO, 2009). A pesar de ser uno de los estados más pequeños del país, el estado de Morelos cuenta con un número importante de especies de serpientes, 48, de las cuales, diez son venenosas (gráfica 1). La

familia Viperidae se encuentra representada por dos géneros: 1) *Crotalus* con seis representantes, *C. culminatus*, *C. molossus nigrescens*, *C. polystictus*, *C. transversus, C. triseriatus, C. tlaloc y C. ravus. 2) Agkistrodon bilineatus,* con una sola especie, *A. bilineatus (*Castro-Franco y Bustos, 2006*).* La familia Elapidae se encuentra representada por un solo género, con dos especies: *Micrurus laticollaris* y *M. tener fitzingeri*.

**Familia Viperidae**

En el estado de Morelos la familia Vipéride se encuentra representada por dos géneros y ocho especies. Todas las especies comparten las siguientes características: 1) cabeza en forma de triángulo, esto se debe a la posición de las glándulas de veneno y los músculos asociados a la misma, 2) pupila vertical debido a que en su gran mayoría son de hábitos nocturnos y crepusculares, 3) foseta termorreceptora (orificio que se encuentra entre el nostrillo y el ojo); su función es percibir pequeños cambios de temperatura, ayudando a detectar presas y depredadores, 4) dentición solenoglifa. Los colmillos son huecos y se encuentran asociados al hueso maxilar que les permite un amplio movimiento (mayor a 170°) sobre el eje anteroposterior de la boca (Pough *et al*., 1998), 5) glándulas de veneno, las cuales se sitúan abajo y hacia atrás de los ojos, asociadas a músculos, los que tienen como función comprimir las glándulas de veneno, dosificando la cantidad a inocular.

El género *Crotalus* es el más conocido por la población del estado de Morelos; su característica principal es la presencia de un crótalo –"cascabel"– en el ápice de la cola, que le sirve para alertar a los depredadores de recibir un daño si es que se le molesta. En el estado hay dos especies de talla grande, las cuales pueden alcanzar hasta 180 cm. C. *culminatus* (figura 1) tiene como característica principal dos líneas paravertebrales de color negro que se pueden extender hasta el primer tercio del cuerpo. La coloración dorsal es variada, puede ser marrón, café claro, grisáceo, rojizo, verdoso o amarillento. Su distribución es la más amplia en el estado. *C. molossus nigrescens* (figura 2) se distribuye en el norponiente del estado, en el Corredor Biológico Chichinautzin.




Gráfica 1.- Serpientes de Morelos



**Figura 1.** *Crotalus culminatus*



**Figura 2.** *Crotalus molossus nigrescens*

Las cuatro serpientes de cascabel restantes son de talla pequeña, cuya distribución también es en el Corredor Biológico Chichinautzin, *C. ravus* (figura 3) y *C. triseriatus* (figura 4) probablemente las especies más abundantes de las regiones frías. *C. polystictus* (figura 5) y *C. transversus* son menos comunes en la región, esta última con poblaciones bien definidas y poco frecuentes. Todas estas serpientes presentan coloraciones que van de café, verde, rojizo, marrón, lo que hace que se mimeticen en los pastizales y bosques (Castro-Franco y Bustos, 2006).

El género *Agkistrodon* se encuentra representado por una sola especie, *A. bilineatus* (figura 6), la cual se encuentra asociada a cuerpos de agua. Su alimentación se basa en anfibios y pequeños mamíferos; la coloración de los ejemplares juveniles va de café claro a marrón, la cola es de color amarillenta, la cual utiliza como señuelo, que mueven simulando a un gusano, atrayendo a las presas. Los ejemplares adultos presentan coloración negra con rayas blancas; el color de la cola cambia a blanco. Es una especie muy nerviosa, por lo tanto, se encuentra la mayor parte del tiempo a la defensiva, por lo que, si se siente amenazada se verá obligada a morder. Es una especie muy rápida al momento de morder, puede hacerlo repetidas veces, inoculando veneno en todas ellas, lo que la hace muy importante desde el punto de vista clínico.

**Familia Elapidae**

La familia Elapidae se encuentra en Morelos representada por un solo género, *Micrurus*, y dos especies. Las características principales de los elápidos americanos son: 1) cuerpo alargado, cilíndrico y delgado, 2) ojos pequeños, comparados con el tamaño de la cabeza, 3) pupila redonda, 4) cabeza poco diferenciada del cuerpo, 5) coloraciones aposemáticas es decir, muy coloridas para alejar a sus depredadores 6) poseen una dentición de tipo proteroglifa es decir, presentan un par de "colmillos" acanalados, situados en la parte anterior de la mandíbula superior, asociados al hueso maxilar y relativamente fijos. Estos colmillos se conectan directamente a las glándulas de veneno por medio de un par de conductos especializados.

*Micrurus laticollaris* (Figura 7) es la especie con mayor distribución en Morelos, principalmente en el sureste del estado. Son serpientes de talla mediana que llegan a medir hasta 85 cm. El patrón de coloración se encuentra formado por tríadas, tres anillos negros flanqueados por anillos amarillo claros, entre cada tríada se observa un anillo color rojo más ancho que los negros; su alimentación se basa exclusivamente de otras serpientes y lagartijas con extremidades cortas, incluso se ha observado canibalismo en vida libre.

Por otro lado, *Micrurus tener fitzingeri* es una especie con menor distribución en el estado. Es una especie que puede alcanzar tallas mayores a las de *M. laticollaris*, llegando a medir hasta 124 cm, aunque generalmente miden de 60 a 80 cm; presentan un patrón de 10-30 anillos negros los que se encuentran flanqueados en ambos costados por anillos amarillos más delgados y que, generalmente, no tienen manchas ni puntos negros. Separando a éstos hay un anillo rojo más ancho el cual tiene, en términos generales, sus escamas manchadas regularmente en color negro a tal grado que en ocasiones se forman manchas ovaladas o romboidales. Estos organismos también se alimentan de otros ofidios.

## CONOCIMIENTO POPULAR

Dentro del conocimiento popular sobre la fauna del estado de Morelos, las serpientes son las más mencionadas. En el trabajo etnoherpetológico realizado por Reyna (2013), en la Sierra de Montenegro, reporta que *C. culminatus* es una de las especies con mayor uso y relatos. Otra de las serpientes venenosas más mencionadas fue la coralillo que, debido a la zona y abundancia, la asociamos a *M. laticollaris*.

## RELATOS Y CATEGORÍA DE USO

Quizá el relato más conocido en el estado de Morelos es aquél que menciona lo siguiente: "Las serpientes venenosas se quitan las bolsas de veneno cuando van a tomar agua, éstas las colocan debajo de los hongos, y por esta razón las serpientes dejan de tener veneno cuando se les encuentra cerca del agua y por lo tanto, los hongos adquieren



**Figura 3.** *Crotalus ravus*



**Figura 4.** *Crotalus triseriatus*



**Figura 5.** *Crotalus polystictus*



**Figura 6.** *Agkistrodon bilineatus bilineatus*



**Figura 7.** *Micrurus laticollaris*

toxicidad". La realidad es que las serpientes no pueden quitarse las glándulas de veneno, pues se encuentran situadas en la cabeza, y asociadas a músculos, lo que hace imposible que las serpientes se puedan quitar las glándulas.

Una de las frases más arraigadas en el lenguaje popular es la de "lo picó la serpiente", sin embargo, este término es equívoco, ya que las serpientes muerden. Abren la boca y cierran las mandíbulas sobre el sitio blanco, generando una mordedura. Las mordeduras de vipéridos ocurren en segundos, lo único que se siente es un "piquete" lo que hace que el término se siga conservando.

Dentro de las comunidades de la Sierra de Montenegro, las cascabeles son utilizadas como mascotas, alimento, y se les atribuyen efectos medicinales. La gran mayoría de la gente menciona lo siguiente: "Pedazos de piel o del crótalo los utilizamos contra el piquete de alacrán, cualquiera de las partes ya dichas, se colocan en el sitio de la picadura y enseguida se comienza absorber el veneno". Esta propiedad conferida no ha sido comprobada científicamente. Probablemente lo que sucede es que las personas son picadas por especies de alacranes cuyos venenos no son "peligrosos" para los humanos o que el alacrán no inoculó veneno al momento de la picadura, de este modo se relaciona el poder curativo; a final de cuentas es una observación mal interpretada.

Otra de las propiedades medicinales que se le atribuyen a las serpientes, es la de curar el cáncer, los pobladores mencionan lo siguiente: "La carne de cascabel es buena para curar el cáncer, se puede comer de distintas formas, asada, seca o se generan cápsulas de carne seca". Dicha propiedad tampoco ha sido validada científicamente, probablemente lo que sucede es que al comer cantidades importantes de proteínas la persona siente una

mejoría, pero esta es momentánea y no tiene que ver con la disminución de los tumores; otra de las posibilidades es el efecto placebo, un conjunto de efectos positivos que no se deben al medicamento, y más bien tienen que ver con la parte psicológica del paciente, liberando moléculas endógenas que ayudan a su mejoramiento casi siempre transitorio.

Los corales son de las especies más temidas dentro de las comunidades, son muy difícil de observar, debido al tipo de hábitos que posee y a su comportamiento evasivo. Por otro lado, los pobladores creen que son líderes de las hormigas, porque se les ha visto entrar a hormigueros y otros piensan que se alimentan de ellas. Estas malas interpretaciones se deben a que las corales se alimentan de otras serpientes, y muchas de sus presas sí se alimentan de huevos de hormiga. Lo que probablemente ocurre es que los corales entran a los hormigueros en busca de sus presas y no de las hormigas.

## VENENO

Pocos estudios acerca de los componentes bioquímicos de los venenos de serpiente se han realizado uno de ellos del estado de Morelos es el de Neri y colaboradores (2013), donde se estudia el proteoma del veneno y las actividades biológicas de *C. culminatus*. En dicho trabajo se describen las familias proteicas que conforman el veneno, las metaloproteasas con 48.5%, serino proteasas con 15.9%, tripéptidos con 11.6%, crotamina 3.3%, fosfolipasas 3.4%, y otros componentes en menor proporción (gráfica 2).

En el mismo trabajo se determinaron distintas actividades biológicas. Los resultados demostraron que el veneno de *C. culminatus* presenta actividad hemorrágica importante, no tiene actividad coagulante sobre plasma humano y tiene actividad crotamina, la cual se manifiesta con parálisis rígida en las patas posteriores de los ratones; la parálisis se observa segundos después de la inoculación del veneno por vía intravenosa. La actividad letal del veneno es baja, es decir, poseen venenos poco letales, se reportan dosis letales medias ($DL_{50}$) de 3.5 a 15.5 microgramos de veneno por gramo de ratón (μg/g ratón), en tanto que el veneno de especies de cascabeles potentes tienen valores 10-20 veces menores.

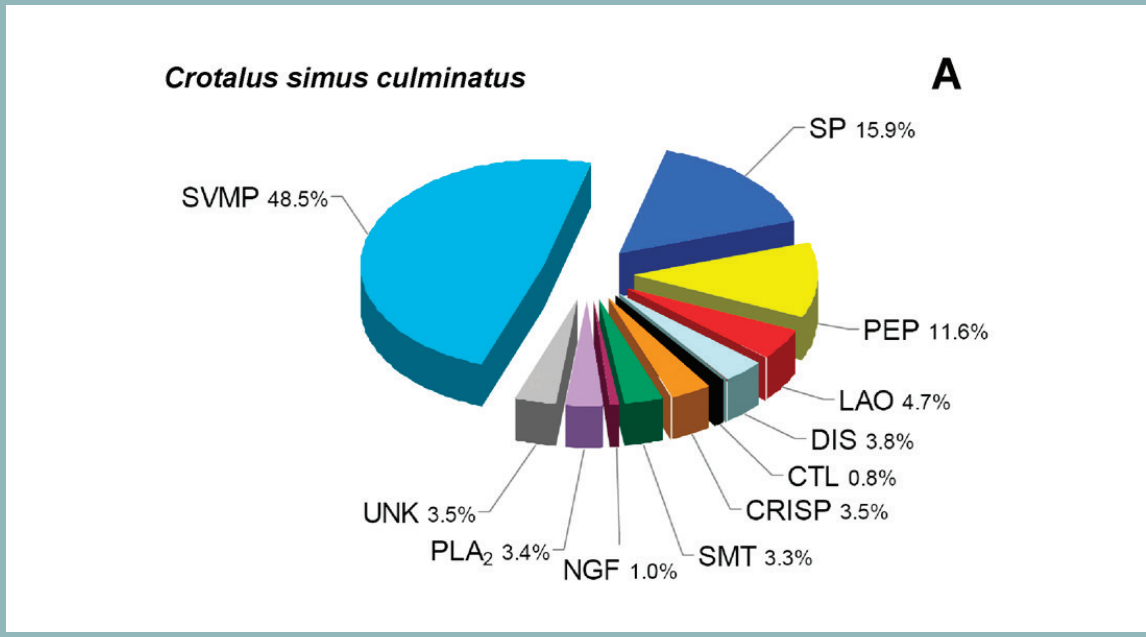
Los resultados mostrados por Neri y colaboradores (2013), ayudan a entender la sintomatología que esta presente en un caso de envenenamiento, la cual se caracteriza en hemorragia en el sitio de la mordedura y sistémicas, contracciones involuntarias cercanas al sitio de la mordedura y edema importante.

## CASOS CLÍNICOS EN EL ESTADO

El Sistema Único de Información para la Vigilancia Epidemiológica reporta para el estado de Morelos del año 1995 al 2010 un promedio de 22 accidentes ofídicos al año; el problema de estas cifras es que en el accidente ofídico se engloban serpientes venenosas y no venenosas, por lo tanto, no sabemos cuántos de esos casos resultaron en envenenamientos. Desde nuestro punto de vista, creemos que los datos mencionados están subestimados, puesto que los accidentes que se producen en comunidades rurales con mucha frecuencia no se reportan.

En nuestro país los accidentes ofídicos ocasionados por vipéridos son tratados con antivenenos antiviperinos. Existen dos empresas que suministran dichos antivenenos, Bioclon y Birmex, los que deberían encontrarse en los hospitales y centros de salud, sin embargo, por distintas razones muchas veces no los tienen por lo que se pierde tiempo consiguiendolos, poniendo en peligro la salud del paciente.

En 2012, uno de nuestros colegas fue envenenado por una serpiente de cascabel, del complejo *C. simus*, no se sabe con exactitud el lugar de donde provenía dicho ejemplar, pero gracias a una serie de datos pareciera ser del estado de Morelos. El contratiempo se ocasiona por una serie de imprudencias que finalmente llevan al accidente ofídico, éste se produjo cerca de las 12:00 a.m. en la casa del accidentado, la mordedura se dio mientras éste limpiaba el terrario. La lesión fue en la mano derecha entre el nudillo del dedo índice y medio, el paciente ingresó al hospital a las 12:36 a.m. y a las 12:45 le administran cinco viales de antiveneno.




Gráfica 2.- Proteoma del pool de veneno de *C. culminatus*, metaloproteasas (SVMP), serino proteasas (SP), péptidos (PEP), L-amino oxidasas (LAO), desintegrinas (DIS), proteínas similares a lectinas tipo-C (CTL), proteínas de secreción ricas en cisteína (CRISP), miotoxinas pequeñas (crotamina) (SMT), factor de crecimiento neuronal (NGF), fosfolipasa $A_2$, desconocido (UNK).

A las 2:00 a.m. después de observarle problemas respiratorios se le administraron cinco viales más. El paciente nos informó sobre la sintomatología: hinchazón leve, sangrado constante en el sitio de la mordedura, dolor en toda la extremidad afectada, dolor de cabeza y de estómago, sangrado en encías. El paciente fue dado de alta dos días después, ya en casa, aún manifestó sangrado en encías y diarrea. Fue un accidente ofídico no menos grave ya que todo indica que sólo fue un colmillo el que hizo contacto con la mano del afectado.

## CONCLUSIONES

Las serpientes venenosas del estado de Morelos generan poca confianza, miedo mal entedidos en la gran mayoría de la población. Por otro lado, se sabe que son de gran importancia dentro de los ecosistemas al formar parte de la cadena alimenticia, como excelentes depredadores y presas. Se tiene información relevante acerca de la parte biológica de dichos organismos, la que ayuda para entender mejor lo papeles biológicos que éstos desempeñan. También representan un papel importante en nuestra riqueza cultural, puesto que tienen gran cantidad de mitos y leyendas asociados. De la parte bioquímica de los venenos se conoce la de dos especies, *C. culminatus* y *M. laticollaris*, de las otras especies se sabe muy poco o nada.

## AGRADECIMIENTOS

Al Instituto de Biotecnología de la UNAM por el apoyo académico y económico recibido en los últimos años. Al proyecto DGAPA UNAM IN214211. A la M. en C. Melisa Bénard Valle, a la pasante de Bióls. Mariel Valdés Arellanes, al Bióls. Juan Carlos Sandoval Manrique y al Bióls. Carlos Montalbán Huidobro, por las discusiones y

comentarios realizados. Al Dr. Gerardo Corzo por la invitación, comentarios y discusión durante la elaboración de este capítulo.

**LITERATURA CITADA**

Campbell J. A. and Lamar W. L. (2004) The venomous Reptiles of the Western Hemisphere. Vol. 2. Cornel University Prees. China.

Castro-Franco R. y M. Bustos Z. (2006). Herpetofauna de las áreas naturales protegidas corredor biológico chichinautzin y la sierra de Huautla, Morelos, México. Publicación especial del Centro de Investigaciones Biológicas, UAEM 1 (2006).

De Roodt A. (2002). Estudio inmunológico del veneno de serpientes de importancia sanitaria en la argentina. Tesis de doctorado. Facultad de Farmacia y Bioquímica. Universidad de Buenos Aires, Argentina.

Galich, Manuel. 1947. Popol Vuh. Libro del Común de los Quichés. Colección Literatura Latinoamericana. Casa de las Américas. La Habana.

Klauber L. M. (1965). Rattlesnakes: their habits, life histories, and influence on markind. University of California Berkeley.

Neri C. E. E., Lomonte B.., Gutiérrez M. C., Alagón C. A., Gutiérrez M. J. (2013). Intraspecies variation in the venom of the rattlesnake Crotalus simus from Mexico: Different expression of crotoxin results in highly variable toxicity in the venoms of three subspecies. Journal of Proteomics 87: 103-121.

Pough H. F., Andrews M. R., Cadle E. J., Crump L. M., Savitzky H. A., Wells D. K., (1998). Herpetology. Pretince Hall. Londres

Reyna R. M. A. (2013). Conocimiento Etnoherpetológico en las comunidades de Barranca Honda y Ticumán, en la Reserva estatal Sierra de Montenegro, Morelos, Méico. Tesis de licenciatura, UAEM.

Uetz, P., Goll, J., Hallerman, J. (2010). The TIGR Reptile Database. Disponible en: http://www.reptile-database.org

III



# USO, MANEJO Y PERCEPCIÓN DE HERPETOFAUNA EN DOS LOCALIDADES DEL MUNICIPIO DE TLALTIZAPÁN

## USE, HANDLING AND PERCEPTION OF HERPETOFAUNA IN TWO LOCATIONS OF THE MUNICIPALITY OF TLALTIZAPÁN



Mario Alberto Reyna-Rojas
Edgar Enrique Neri-Castro
Alejandro Alagón-Cano

Morelos, por sus características fisiográficas, cuenta con el 10.2% (123 spp.) de la herpetofauna descrita a nivel nacional. Sus habitantes, poseen conocimientos tradicionales que permiten el uso y manejo de la herpetofauna presente en las comunidades rurales. Sin embargo, persisten problemas ambientales como cambios de uso de suelo que impactan los recursos herpetofaunísticos y el conocimiento tradicional. Con el objetivo de sistematizar el conocimiento etnoherpetológico en las localidades de "Ticumán" y "Barranca Honda", municipio de Tlaltizapán, se realizaron entrevistas, recorridos guiados, colectas y estadística descriptiva, encontrando que las especies de anfibios más conocidas son el sapo *Rinhella marina* y la rana *Lithobates* sp., utilizados como medicina y alimento. Los reptiles más conocidos son, la iguana negra *Ctenosaura pectinata*, como alimento, medicina y mascota; la víbora de cascabel *Crotalus culminatus,* como alimento, medicina, ornamento y mascota y el "tilcuate" *Drymarchon melanurus*, en relatos. Los habitantes poseen conocimiento sobre la herpetofauna, reflejado en las formas de manejo, uso, creencias y relatos, además identifican hábitos de las diferentes especies, así como aquellas venenosas y no venenosas, debido a que realizan actividades relacionadas con el campo, conocimiento que se transmite con sus familiares y amigos, por lo tanto, no existen semejanzas entre éste. Por otra parte, no existen diferencias significativas entre el conocimiento de ambas comunidades, con tendencias de aprovechamiento similares sobre las mismas especies.

Morelos,due to its physiographic characteristics, holds about 10.2% (123 spp.) of Mexico's described herpetofauna. Its people possess traditional knowledge that allows them the utilization and management of reptiles and amphibians present in rural communities. However, environmental issues such as changes in zoning, affect the herpetofauna as well as traditional knowledge. This project aims to standardize the knowledge of the herpetofauna at the communities of "Ticuman" and "Barranca Honda" in the municipality of Tlaltizapan. We performed interviews, guided visits, specimen collection and descriptive statistics, finding that the toad *Rinhella marina* and the frog *Lithobates* sp., are the most com-mon and known species of amphibians and are used as medicine and food. The most known species of reptiles are: The black iguana *Ctenosaura pectinata*, used for food, medicine and as pet; the rattlesnake *Crotalus culminatus*, used as food, medicine, ornament and pet; and the "tilcuate" *Drymarchon melanurus,* present in storytelling. Inhabitants of these communities have knowledge about herpetofauna that is reflected in management, utilization, beliefs and storytelling. They are able to identify specific behaviours as well as distinguish venomous from harmless spe-cies, mainly because they perform outdoor activities. This knowledge is transmit-ted to family and friends and is therefore homogeneous in the population. On the other hand, knowledge in both communities is very similar and both have similar tendencies regarding the use of amphibian and reptile species.

## INTRODUCCIÓN

En el estado de Morelos, las comunidades campesinas e indígenas por su íntima dependencia del medio natural, han establecido una estrecha relación con su biota, adquiriendo así un conocimiento sobre su utilidad, lo anterior les ha permitido aprovechar, respetar y conservar los recursos naturales, en los que se incluyen, por ejemplo, los anfibios y reptiles, a los cuales desde la antigüedad, se les han atribuido gran cantidad de usos, ya sea como productos medicinales, alimenticios y ornamentales; o bien, en el aspecto religioso personificando, o como tributo, a ciertas deidades (Gómez *et al*., 2005).

En diferentes grupos étnicos este conocimiento se ha transmitido de generación en generación (Sánchez, 2005), contribuyendo a la riqueza herpetológica y cultural con la que cuenta nuestro país (Reyna, 2013).

Por otro lado, a los anfibios y reptiles se les atribuyen diferentes propiedades nutricionales, medicinales y/o habilidades sobrenaturales, que se han sumado al desconocimiento y a la errónea percepción, lo cual ha provocado que sean blanco de innumerables agresiones (Santiago-Pérez *et al*., 2012).

## MATERIALES Y MÉTODOS

Con el objetivo de conocer el manejo que se le da a la herpetofauna presente en el estado de Morelos, la cual equivale al 10.2% de la diversidad herpetofaunística a nivel nacional (Aréchaga *et al*., 2008; y Casas y Aguilar, 2010), se realizaron 105 entrevistas semiestructuradas a 50 hombres y 55 mujeres, con un rango de edad de 15 a 88 años, en las comunidades de "Ticumán" y "Barranca Honda", en el municipio del Tlaltizapán en la Reserva Estatal Sierra de Montenegro. Las entrevistas se realizaron en un horario de 2:00 a 8:00 pm, considerando que por las mañanas la mayoría de las personas se encuentran trabajando. Cada entrevista tuvo una duración aproximada de 10 a 50 minutos y se realizó con ayuda de una persona de la comunidad, auxiliándonos con grabaciones de audio, si el entrevistado lo permitía, para recuperar la mayor cantidad de información posible (García, 2008).

El análisis de datos se realizó de la siguiente manera: para obtener el valor de uso se utilizó el índice de importancia relativa calculado directamente del consenso de las respuestas de los informantes. Para identificar la forma de uso de la herpetofauna, se hizo una valoración de la intensidad de manejo de las especies mediante el índice de intensidad de manejo propuesto por Gonzalez-Insuasti y Caballero (2007). Para este trabajo se tomaron en cuenta las formas de manejo propuestas por Martínez-Ceballos *et al*., (2008):

A) Caza, cuando el organismo se recolecta por necesidad y no es sometido a alguna otra forma de manejo. B) Tolerado, cuando la finalidad es sólo mantener los individuos sin objetivo concreto y sin esperar algún beneficio. C) Protegido, cuando se busca conservar y salvaguardar a los ejemplares. D) Zoocría, cuando el objetivo principal es la reproducción y con esto propagar una especie en los ambientes antropogénicos.

También se hizo una evaluación del posible estado de amenaza sobre las especies utilizadas, mediante el índice de impacto de uso, el cual se basa en el índice de importancia cultural de Gonzalez-Insuasti y Caballero (2008) (Monroy *et al*, 2011 y García, 2012) y en la información suministrada sobre la frecuencia de uso, disponibilidad, parte usada, forma de obtención y posibilidad de comercio. Estos últimos propuestos por Pieroni (2001) (Martínez-Ceballos *et al*., 2008).

## RESULTADOS

### Usos tradicionales de la herpetofauna

De las 57 especies de anfibios y reptiles reportadas en la Sierra de Montenegro (Barreto, 2010), sólo 15 equivalente al 26%, poseen valor cultural para las localidades de Barranca Honda y Ticumán, y de ellas, sólo 10 equivalente al 17%, presentaron usos tradicionales dentro de siete categorías: Medicinal, especies de las cuales algunas de sus partes sirven para curar dolores o enfermedades. Alimentaria, que incluye a aquellos animales que se consideran aptos para el consumo humano. Comercial, especies que se comercializan en las comunidades o en la región, es decir, se llega a vender la carne, como mascota o de ornato. Mascota: referido a aquellos

animales que se adquieren sin finalidad alguna, más que mantenerlos. Muchas veces corresponden a organismos jóvenes cuyos padres fueron cazados. Ornamental: cuando se refiere a aquellas especies que son utilizadas como adorno en casa o negocios. Mágico-religioso: especies cuyas partes son usadas como protección contra algún peligro, también incluye aquellas especies que sirven para la buena suerte. Y servicio ambiental: como controladores biológicos (Reyna, 2013).

Una de las especies con mayor número de usos es la Iguana negra o garrobo (*Ctenosaura pectinata* Wiegmann, 1834), cuyo objetivo principal, para la mayoría de los habitantes, es utilizarla medicinalmente, se dice que su sangre es muy buena para curar diversos males, pero es más común usarla para mejorar la debilidad visual, además, mencionan que la carne en caldo es muy buena para curar la anemia. Las personas cazan a esta especie por ser parte de su dieta y se pueden preparar en caldo, asadas, salsa verde o roja. Por otro lado, también es utilizada como mascota por algunos habitantes, quienes las mantienen en cautiverio con esta finalidad. Incluso algunas personas comercializan esta especie para los fines ya mencionados.

El camaleón o sapo cornudo (*Phrynosoma taurus* Dugès, 1873, *y P. orbiculare* Linnaeus, 1758), es considerado uno de los reptiles más venenosos, sin embargo, su comportamiento pasivo, hace que sea uno de los animales menos temidos. Estas dos especies, las cuales no son fácilmente distinguibles entre sí por las personas, son utilizadas como amuleto para atraer la abundancia, por ejemplo, son colocadas en cajas o terrarios dentro de los establecimientos o negocios porque aseguran atraen la clientela. Por otro lado, también se dice que las niñas aprenden a "echar mejores tortillas" cuando se les coloca un animal de estos en las manos o los cargan en las bolsas del delantal.

La Víbora de cascabel (*Crotalus culminatus* Latreille, 1801), es la especie que presenta mayor número de usos. Su carne es utilizada como alimento, la mayoría de las personas mencionan que la comen asada, la piel es utilizada de manera ornamental en sus casas o la venden para la industria peletera. También juega un papel importante dentro de la medicina tradicional como remedio para el piquete del alacrán, para ello se coloca un pedazo de carne, piel o el cascabel, en el lugar de la picadura para que "succione el veneno". Algunas personas comentaron que el veneno de esta serpiente lo han utilizado como ungüento para curar dolores y sin duda el remedio más mencionado es la utilización de su carne para curar el cáncer. Al igual que la iguana, esta especie es comercializada con cualquiera de los fines antes mencionados.

La Tortuga casquito (*Kinosternon integrum* Le Conte, 1854), es utilizada en la medicina tradicional para curar el "empacho", principalmente en niños.

En el caso de los anfibios, las Ranas de río (*Lithobates* sp. Fitzinger, 1843) forman parte de la dieta de algunos habitantes, sin embargo, en esta zona todas las personas entrevistadas aseguraron no haber consumido antes este tipo de animales. La Rana verde (*Agalychnis dacnicolor* Cope, 1864), en algunas ocasiones es capturada por ser atractiva y utilizada como mascota principalmente por los niños.

Un componente de la medicina tradicional de estas comunidades, es el sapo (*Rinhella marina* Linnaeus, 1758). Dicen los habitantes que anteriormente, estos animales eran utilizados para curar la "erisipela", un mal que se desarrolla en la piel en forma de "erupciones" o salpullido. Las personas tomaban al sapo por las patas y frotaban la "panza" del animal sobre la zona afectada. Posteriormente el animal tenía que lavarse o de lo contrario éste moría porque contraía la enfermedad.

Otro aspecto importante del conocimiento que se tiene acerca de los anfibios presentes en la zona, es su función ecológica. Una gran parte de las personas entrevistadas comentaban que su utilidad es comerse insectos, como cucarachas o mosquitos, que resultan ser bastante molestos para las personas, siendo éste un servicio ambiental que prestan a la comunidad en general.

## ANÁLISIS DEL APROVECHAMIENTO DE LA HERPETOFAUNA

El grupo herpetofaunístico más representado por sus valores de uso es el de las serpientes, seguido de

las lagartijas junto con las ranas y sapos, y finalmente el de las tortugas (figura 1). Dependiendo de la cantidad de usos que presentaron,se obtuvieron los índices de importancia relativa para cada una de las especies. En este caso de 57 especies reportadas (Barreto, 2010) sólo el 17%, fue mencionado en por lo menos un uso.

Para "Ticumán", la víbora de cascabel (*Crotalus culminatus* Klauber, 1952), obtuvo el 66.7% de importancia, seguida de la iguana negra (*Ctenosaura pectinata* Wiegmann, 1834), con el 61.1%.

Igualmente para "Barranca Honda", las especies con mayor índice de importancia, son la víbora de cascabel y la iguana negra ambas con el 69.2%. En esta comunidad en contraste con la anterior, el Tilcuate (*Drymarchon melanurus* Duméril, Bibron & Duméril, 1854) obtuvo el 7.6% de importancia (figura 2).

En la mayoría de los casos, solo se usa una parte del cuerpo de estos animales, pero todo depende del fin para el cual sean requeridos. Por ejemplo, suele usarse su carne como alimento, su piel de ornato o bien su sangre o secreciones en la medicina. En este caso se otorgan valores a la herpetofauna de acuerdo con la parte utilizada. La iguana negra (*Ctnosaura pectinata* Wiegmann, 1834) es la especie con el valor más alto, 7.5, seguida de la víbora de cascabel (*Crotalus culminatus* Klauber, 1952) con 6.0 (figura 3).

En síntesis el 71.4% (10) de las familias, 50% (10) de los géneros, y 17% (10) de las especies, se encuentran por lo menos en una de las categorías de uso antes mencionadas. Así, el 50 % de las especies con usos, están destinadas a la medicina tradicional, seguido de las categorías alimentario y mascota con el 30% cada una, y finalmente las categorías ornamental, mágico-religioso y servicios ambientales con el 20% (figura 4). Así mismo, la categoría medicinal y alimentaria, son las más citadas por los habitantes de las comunidades obteniendo valores del 47.7% y 41% respectivamente para "Ticumán" y valores del 58.7% cada una para la comunidad de "Barranca Honda" (figura 5).

Las principales formas de manejo identificadas para esta investigación fueron la caza y tolerado por lo cual los valores de intensidad de manejo fueron bajos en ocho de las diez especies registradas. Sin embargo para la iguana se obtuvo una intensidad de manejo elevada, 7.5 para Barranca Honda y 6.1 para Ticumán, ya que presenta las cuatro formas de manejo propuestas.

Aun cuando el estado de amenaza de la herpetofauna en la reserva es desconocido por falta de estudios poblacionales, y estudios sobre el estado de conservación de cada una de las especies, es de gran importancia investigar y publicar el impacto originado por el uso tradicional sobre las diferentes especies de anfibios y reptiles con valor tradicional. Se determinó que ocho especies mantienen un impacto de uso bajo, menores a 0.7, sin embargo, en especies como la iguana negra y la víbora cascabel se presentan índices muy altos, 7.2 para ambas (figura 6). Esto se debe a que se encuentran en categorías de uso como medicinal y alimentario, lo que ocasiona una gran demanda no sólo por habitantes de las comunidades sino también para personas que vienen de fuera.

## PERCEPCIÓN ACERCA DE LA HERPETOFAUNA

Al inicio de las entrevistas, la mayoría de las personas se mostraban indiferentes a la problemática, sin embargo una vez que iniciamos las preguntas acerca de estos organismos, mostraron mayor interés aportando una gran cantidad de información. Se pudo observar que la mayoría de las personas le temen a este grupo de animales, sobre todo si se trata de serpientes, pero aun así, mantienen la disposición de cuidarlos, respetarlos y por tanto conservarlos.

Una gran parte de los informantes conoce la importancia de estos organismos dentro de los ecosistemas y de los diferentes servicios ambientales y beneficios que estos aportan a la sociedad. En contraste, es muy común que las personas piensen que la mayoría de los anfibios y reptiles "son venenosos", basándose en distintos puntos como, el lugar en que se encuentran, tipo de escamas, morfología del animal y principalmente en la coloración del organismo (Casas, 2000). Se registran 11 especies de anfibios y reptiles

consideradas venenosas: la cascabel (*C. culminatus* Klauber, 1952), la coralillo (*Micrurus laticollaris* Peters, 1870) y el escorpión (*Heloderma horridum* Wiegmann, 1829*)* tuvieron el valor máximo (100%) mencionados en el total de las entrevistas, seguidas de especies como el sapo (*R. marina* Linnaeus, 1758), el camaleón (*Phrynosoma Taurus Dugès, 1873, y P. orbiculare Linnaeus, 1758)* y la mazacuata (*Boa constrictor* Linnaeus, *1758*) (figura 7). Cabe señalar que para estas dos últimas, ninguno de los entrevistados han sido testigos de algún envenenamiento, basando sus respuestas sólo en lo que les han contado. En el caso de la Besucona (*Hemydactilus frenatus* Schlegel, *1836*) una de las informantes, asegura haber sido envenenada por un ejemplar de estos al caer en su comida, que posteriormente ingirió.

En el supuesto caso de envenenamiento por alguno de estos animales, la gente posee conocimientos acerca de diferentes remedios o alternativas para contrarrestar los efectos que pudieran existir, tales como la incisión y los torniquetes en caso de mordedura de serpientes, o la avapena, ingesta de ajos, huevos crudos, leche, y café en caso de envenenamiento por sapos etc. Pero un punto importante y sumamente interesante que se debe hacer notar, es que la gran mayoría de las personas utiliza como complemento de cada uno de los remedios, la atención médica, siendo la alternativa más citada por el grupo informante (figura 8).

## RELATOS Y LEYENDAS ACERCA DE LA HERPETOFAUNA

Debido a que fueron muchas las historias que se contaron sobre este grupo de vertebrados, aquí sólo se harán mención de las más representativas, es decir, las que mayor número de reportes tuvieron.

Cuenta la gente que los escorpiones (*H. horridum* Wiegmann, 1829) son animales tan venenosos que cuando van caminando, a su paso van secando toda la vegetación. O que el veneno es tan fuerte que incluso son capaces de matar con su sombra. Alguna vez un señor mató uno y lo dejó colgado de un árbol, y cuando regresó, el animal no estaba, dice que la grasa y sangre que salió de este habían quemado todo el "bosque" (refiriéndose a la vegetación) que estaba debajo de él y parte del árbol en que se encontraba.

Hay que tener mucho cuidado, porque a veces los escorpiones se pueden cruzar con las iguanasy las hijas son muy venenosas, las llaman iguanas cruzadas. Es muy fácil distinguirlas, porque su lengua está "partida" (bífida) y su cola es muy corta.

Otro relato cuenta que los camaleones (*Phrynosoma Taurus* Dugès, 1873, *y P. orbiculare* Linnaeus, 1758) son los reyes de los animales porque tienen una "corona", éstos pueden pegar grandes saltos hacia atrás para estamparse en el pecho de los hombres y lastimar con sus espinas o para morder, son animales muy venenosos y cuando se les hace enojar, sueltan un "humito" muy tóxico que sale por las espinas de su "corona".

Se cuenta que las serpientes al envejecer y cuando "sienten" la hora de morir, suben a lo alto del cerro cuando hay tormentas eléctricas en busca de que los rayos las maten.

En un jagüey entre la comunidad de Barranca Honda y Ticumán, apareció una víbora muy grande y muy robusta, era una víbora nesgua (*Masticophis mentovarius* Duméril, Bibron & Duméril, 1854), en la cabeza tenía una especie de cuernos, quienes la vieron aseguran que era una víbora ya vieja, la cual era tan grande que no podía moverse ni arrastrarse, es por eso que utilizaba su "bao" para atraer a sus presas, adormecerlas y tragarlas. Los que estuvieron ese día cerca de la serpiente, se sintieron mareados por efectos del "bao", que según los habitantes, es un gas o tipo de vapor tóxico que liberan estas serpientes por la boca.

Las víboras de cascabel (*C. culminatus* Klauber, 1952) son muy celosas, y cuando andan en pareja son muy peligrosas, por eso cuando se encuentran con una es mejor no molestarlas e irse por otro lado, si no el macho se enoja y defiende a su hembra o atacan los dos en forma de emboscada rodeando a la víctima.

Existe en la región una serpiente llamada flechilla (*Oxybelis aeneus* Wagler, 1824), tiene la cabeza en forma de punta de flecha, suele pasarse por los bejucos y por eso es difícil verla, porque es muy delgada. Esta serpiente si es molestada, puede

atravesar el cuerpo de una persona y/o de una vaca como si fuese una flecha.

A las mazacuatas (*B. constrictor* Linnaeus, *1758*), al envejecer, les crecen alas y se convierten en una especie de dragones. Un día un señor trató de matar una muy grande, y al pegarle se dio cuenta de que tenía dos bolas a los costados, eran alas que apenas estaban saliendo. Otras personas dicen que hipnotizan a las personas con su "bao" para después poder comérselas.

Los tilcuates (*D. melanurus* Duméril, Bibron & Duméril, 1854), son serpientes "muy malas" que siguen a las mujeres que se encuentran en lactancia, para alimentarse de su leche, estas serpientes pueden adormecer a las mujeres que amamantan, mientras ellas toman su leche y colocan su cola en la boca del bebé para que no llore. Uno se da cuenta de esto cuando el bebé comienza a adelgazar sin razón aparente, es común que cuando esto pasa, se encuentren pescados en la casa que visitan los tilcuates, para que la madre se alimente. También dicen que los tilcuates machos son los que siguen a las mujeres, pero los tilcuates hembras, siguen a los hombres y suelen chiflarles y a veces tratan de llamar su atención para enamorarlos. Cuando los hombres se encuentran pescando, los tilcuates les roban el pescado, pero tienen gran preferencia por los bagres. Las serpientes cuando andan en pareja son muy peligrosas y agresivas porque emboscan a la gente, la rodean y atacan golpeando con sus colas. Hay una manera muy efectiva de matar a los tilcuates: como las hembras tienen preferencias por los hombres y los machos los odian, las dos suelen irse hacia ellos, entonces cuando una se acerca, hay que clavar un machete y poner sobre este un sombrero para que la serpiente lo confunda con un hombre, esta tratará de enroscarlo y cuando apriete, se cortará y matará sola.

## CONCLUSIONES

Los habitantes de las comunidades de Barranca Honda y Ticumán poseen conocimiento utilitario y místico acerca de anfibios y reptiles, reflejado en el manejo, formas de uso y de apropiación de los organismos, así como en sus creencias. Gracias a que mantienen un contacto cotidiano con estos organismos, resultado del trabajo en el campo, logran identificar los diferentes hábitos entre cada una de las especies, así como aquellas venenosas y no venenosas, y en su mayoría tienen ideas muy claras de lo que se debe hacer en caso de accidentes con alguno de estos vertebrados.

Son dos las especies herpetofaunísticas mayormente impactadas por los usos que se les dan en las comunidades: la iguana negra y la víbora de cascabel. Sumado a este hecho, está la fragmentación del hábitat por cambio de uso de suelo, que si bien resulta productiva para muchos de los pobladores, es devastador para las especies presentes en la zona. Por las razones anteriores, se propone la implementación de planes de manejo sostenibles para estas dos especies, así como diferentes programas educativos.

Muchas personas aseguran que las poblaciones de ambas especies están siendo afectadas, afirmando que a lo largo del tiempo, ha disminuido considerablemente y que en años anteriores, se caracterizaban, por ser abundantes.

## AGRADECIMIENTOS

Al Instituto de Biotecnología de la UNAM por el apoyo académico y económico recibido en los últimos años. Al proyecto DEGAPA por el Patrocinio que nos ha brindado. Así como a la M. en C. Melisa Bénard Valle, a la Biól. Mariel Valdéz Arellanes y al M. en C. Alejandro García Flores, por la invitación, comentarios y discusión durante la realización de este capítulo. Gracias a todos.

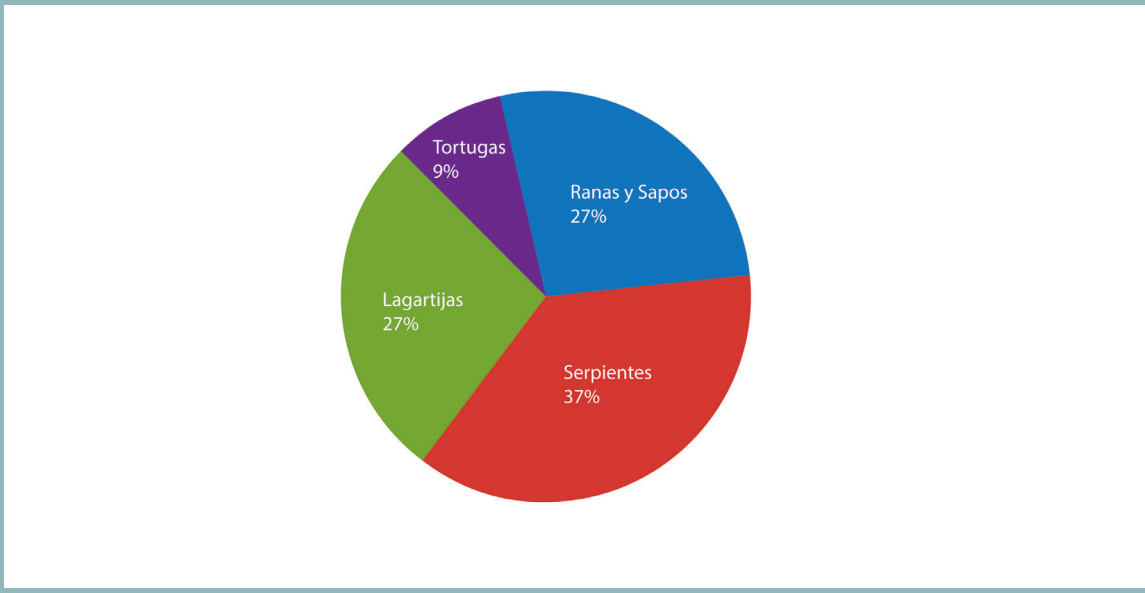



**Figura 1.** Distribución porcentual de la Herpetofauna utilizada por grupo.

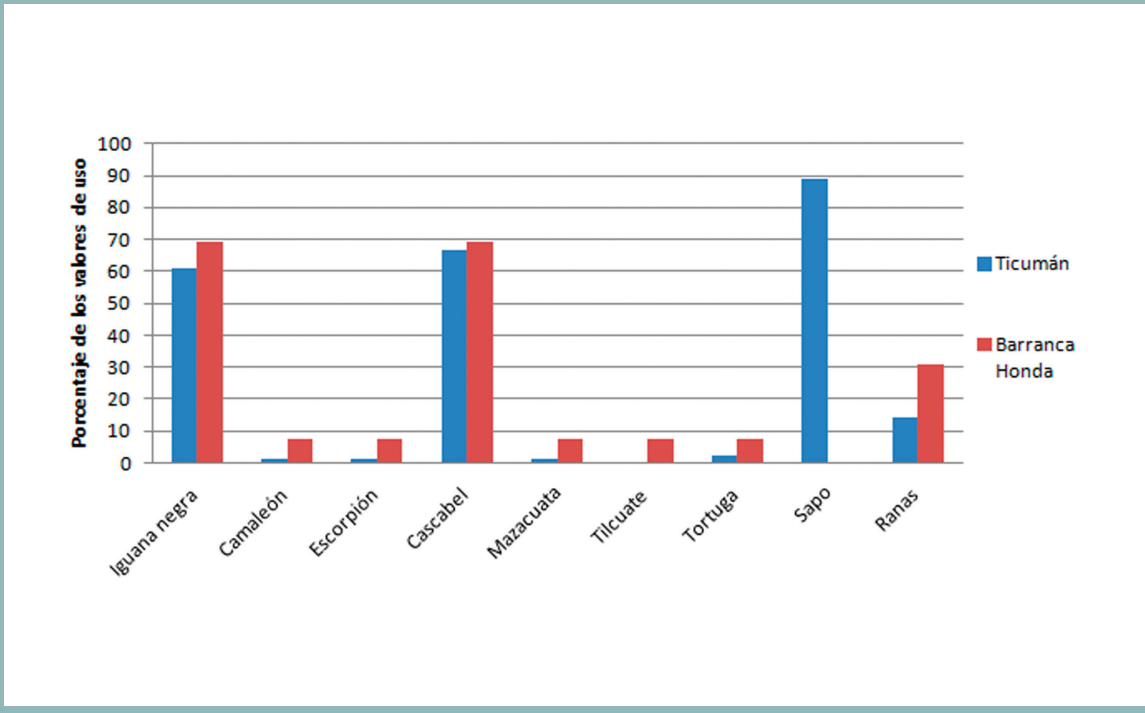



**Figura 2.** Importancia Relativa de la Herpetofauna.

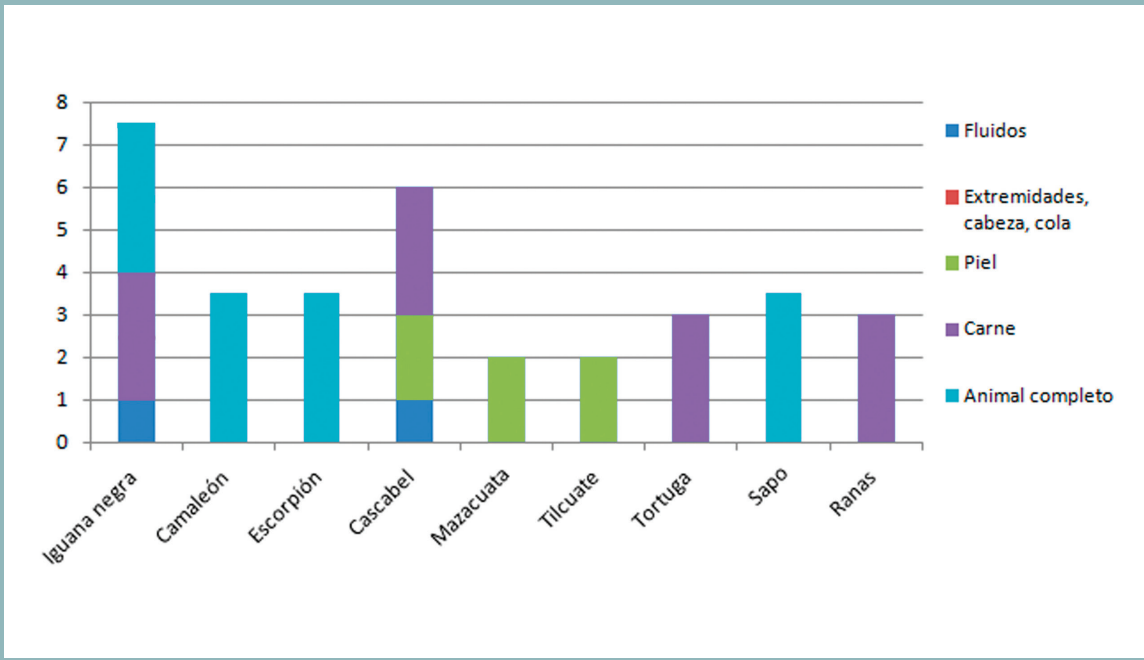



**Figura 3.** Parte usada de la Herpetofauana.

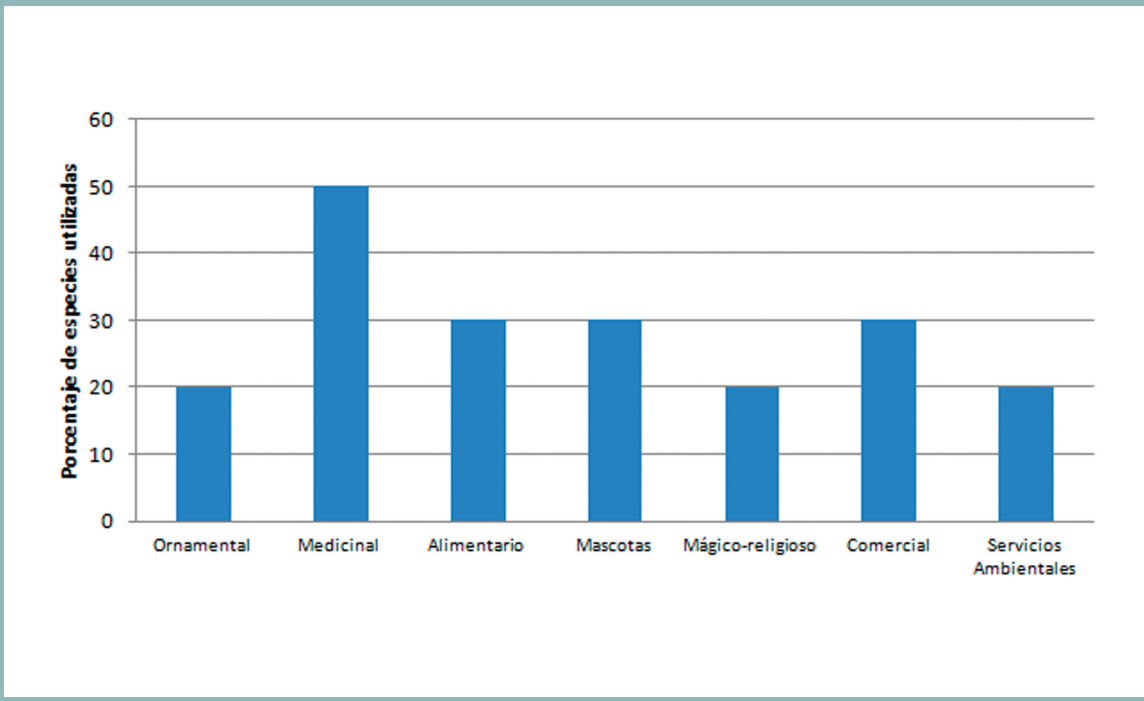



**Figura 4.** Valor porcentual de las categorías de uso de la herpetofauna.

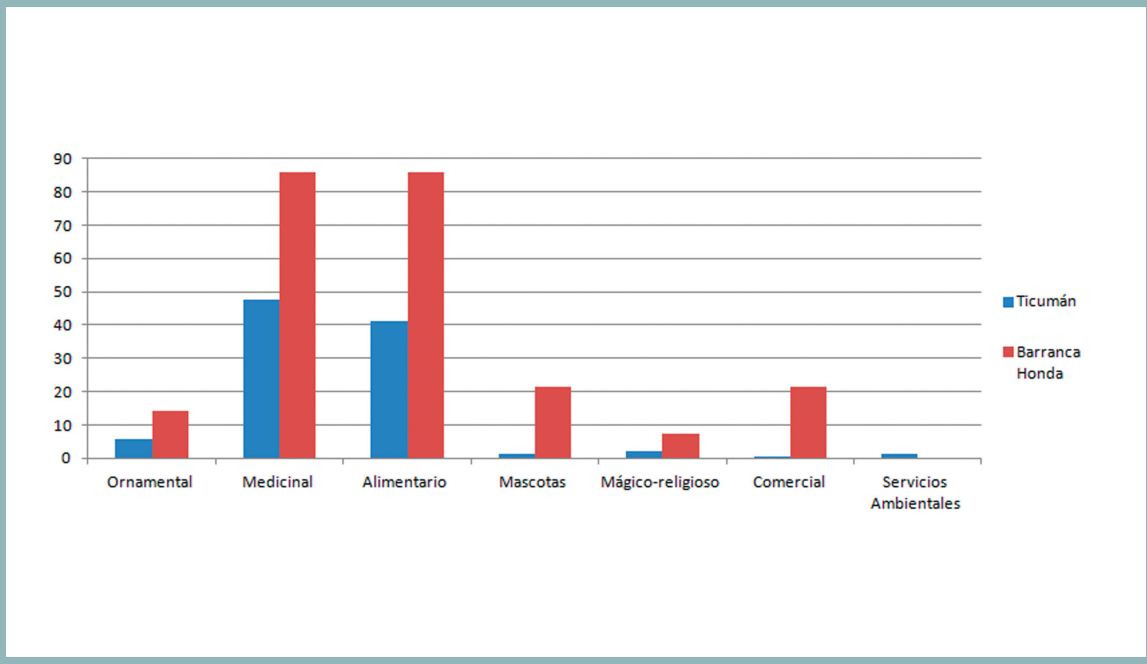



**Figura 5.** Valor porcentual de las categorías de uso más citadas por los habitantes .

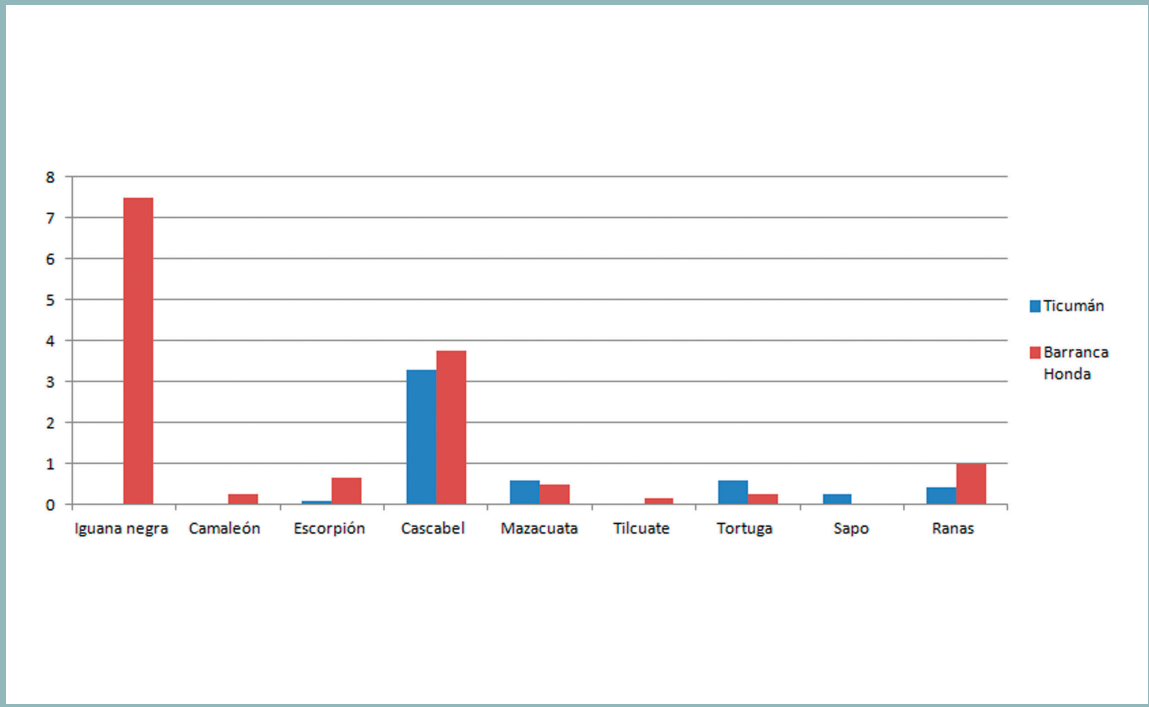



**Figura 6.** Intensidad de manejo de la Herpetofauna.

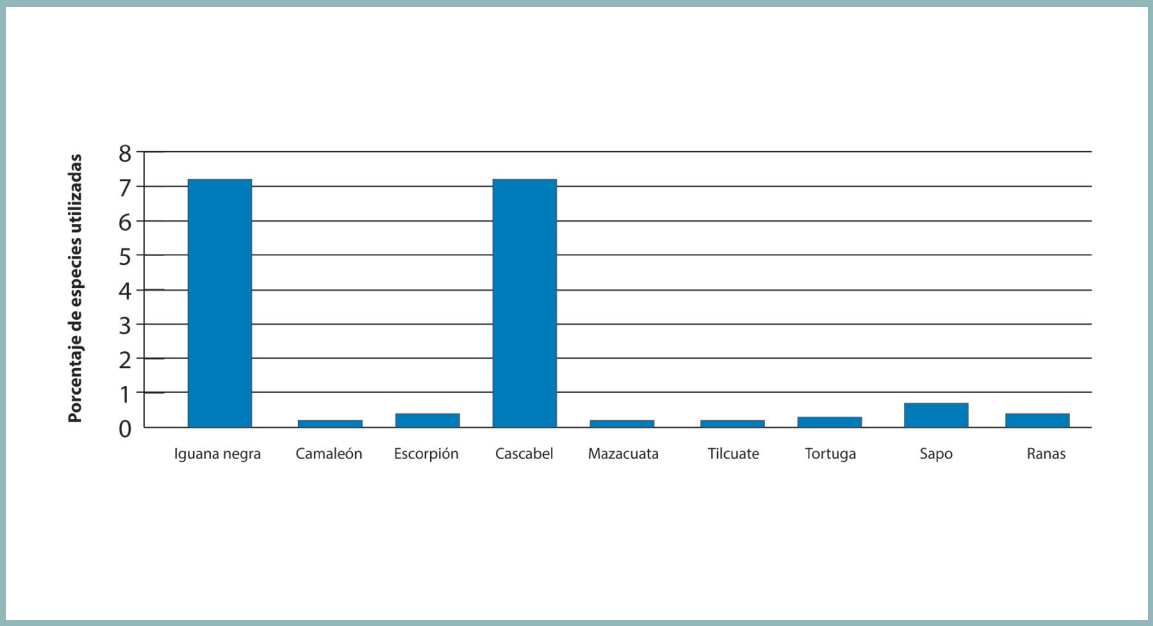



**Figura 7.** Índice de impacto de uso para la Herpetofauna.

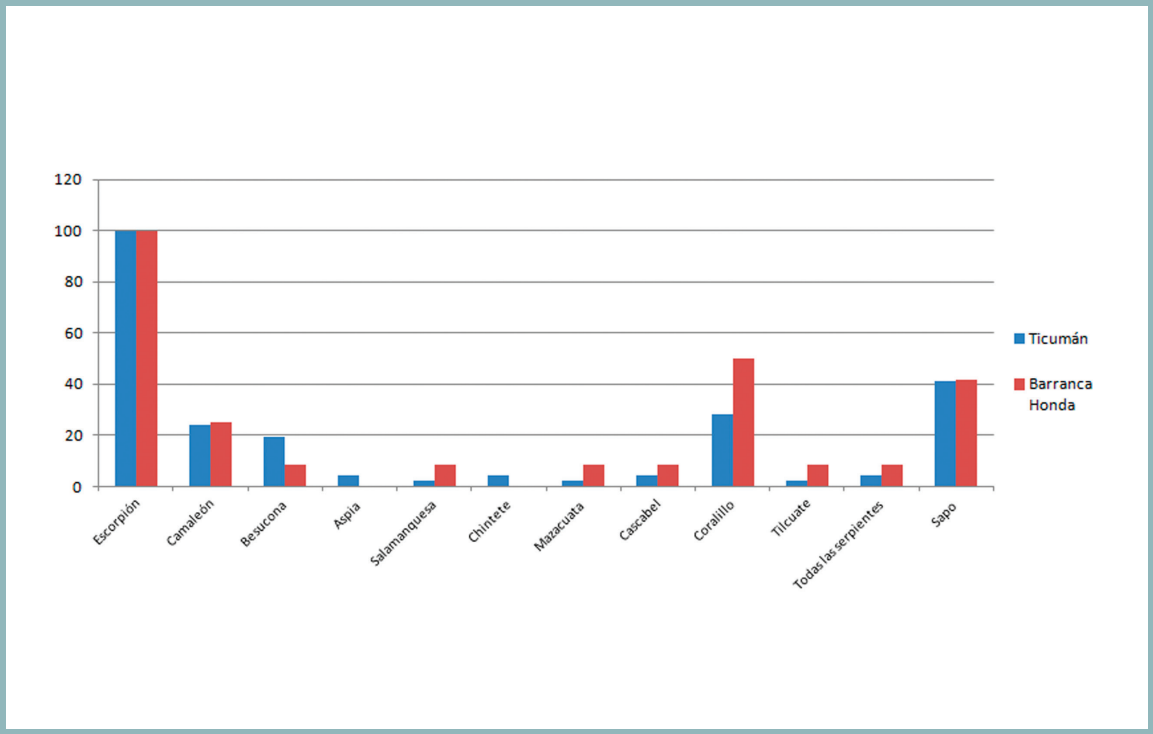



**Figura 8.** Herpetofauna venenosa de acuerdo a la percepción social.

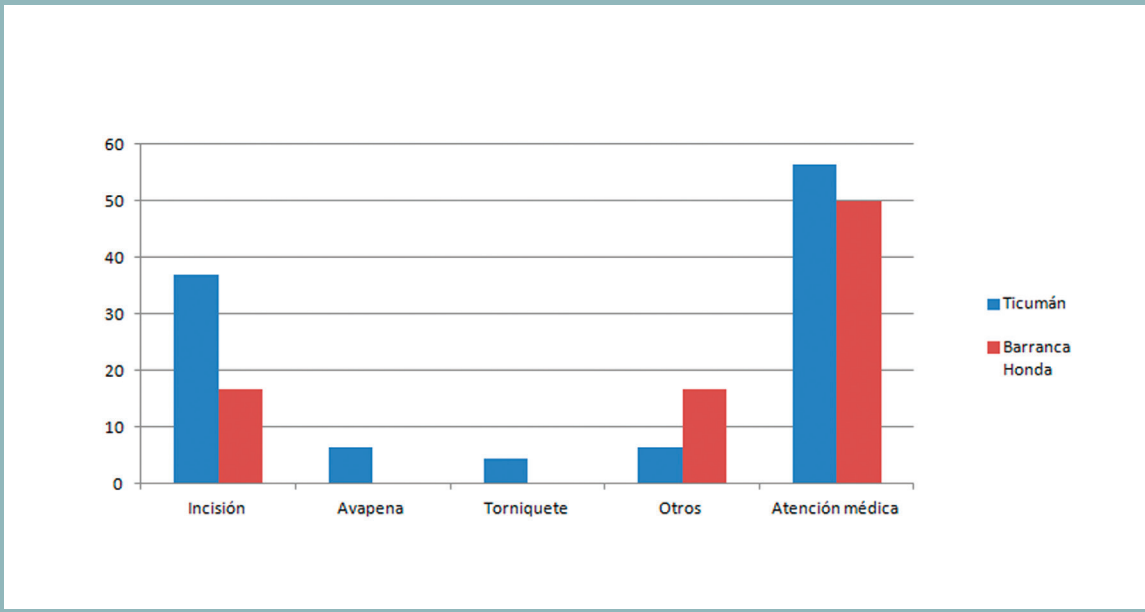



**Figura 8.** Herpetofauna venenosa de acuerdo a la percepción social.

## LITERATURA CITADA


Barreto S S. D., 2010. Vertebrados Terrestres en La Reserva Estatal Sierra de Monte Negro, Morelos México. Tesis de Licenciatura. Facultad de Ciencias Biológicas. UAEM.

Casas A. G., 2000. Mitos, leyendas y realidades de los reptiles en México. *Ciencia Ergo Sum. 7(3):286-291.*

Casas A. G. & X. Aguilar M., 2010. Anfibios y Reptiles. La Diversidad Biológica del Estado de México. ESTUDIO DE ESTADO 1(2010): 125-130.

Gómez G. A., Sabel R. R. Gómez, C. T. Solano & R. Valadez A., 2005. La Medicina Tradicional Prehispánica, Vertebrados Terrestres y Productos Medicinales de tres Mercados del Valle de México. Etnobiología 5: 86-98

González-Insuasti M. S. & Caballero J., 2007. Managing plant resources: how intensive can it be? Hum Ecol 35:303-314.

González-Insuasti M. S. & Caballero J., 2008. Factors the influence the intensity of non-agricultural management of plant resources. Agroforest Syst.

Martínez-Ceballos M. M., M. A. Suárez-Besuquillo, M. S. González-Insuasti& J. J. C. Leyton, 2008. Estudio Etnozoológico de la red de reservas naturales de la Cocha, Corregimiento del Encano, Departamento de Nariño. Universidad de Nariño, Colombia.

Pieroni A., 2001. Evaluation of the cultural significance of wild food botanicals traditionally consumed in northwestern Tuscany, Italy. Journal of Ethnobiology 21(1): 89-104.

Reyna R. M., 2013. Conocimiento etnoherpetológico en las comunidades de Barranca Honda y Ticumán, en la Reserva Estatal Sierra de Montenegro, Morelos, México. Facultad de Ciencias Biológicas. Universidad Autónoma del Estado de Morelos. México. Tesis de Licenciatura. 97pp.

Sánchez N. E., 2005. Conocimiento tradicional Mazahua de la herpetofauna: un estudio etnozoológico en la Reserva de la Biósfera Mariposa Monarca, México. Centro de Investigación en Alimentación y Desarrollo, A.C. 15(28): 66 pp.

Santiago P. A. L., Domínguez L. M., Rosas E. V. C. & Rodríguez C. J. M., 2012. Anfibios y Reptiles de las montañas de Jalisco: Sierra de Quila. 222 pp.

IV



# LA URBANIZACIÓN Y LOS RIESGOS A LA DIVERSIDAD BIOLÓGICA; ESTUDIO DE CASO: AVIFAUNA DEL PARQUE ESTATAL "EL TEXCAL", JIUTEPEC

## RISKS OF URBANIZATION TO BIODIVERSITY; A CASE STUDY: BIRDS OF THE STATE PARK "EL TEXCAL", JIUTEPEC



Aquiles Argote Cortés
Gerardo González Palomares
César Daniel Jiménez Piedragil

El Texcal es un área natural protegida bajo la categoría de Parque Estatal dependiente del gobierno del estado de Morelos. Esta área posee en su interior el único sitio RAMSAR en Morelos (el manantial Joya de Hueyapan), rodeado de Selva Baja Caducifolia (SBC). El Parque está ubicado dentro del municipio de Jiutepec, el segundo con mayor tasa de crecimiento poblacional en Morelos. El Texcal posee un número importante de especies de aves (160), con 15 especies de aves endémicas de México entre las que resaltan el carpintero del Balsas *Melanerpes hypopolius* y el mosquero del Balsas *Xenotriccus mexicanus*. Las principales amenazas que enfrenta el parque provienen de los asentamientos humanos que le rodean.

El Texcal State Park is a protected area dependent on the government of the Mexican State of Morelos. This area has the only Ramsar's site in Morelos, Hueyapan's spring and lagoon, surrounded by Tropical Deciduous Forest. The Park is within the municipality of Jiutepec, the second one with the highest population growth rate in Morelos. El Texcal has a considerable number of bird´s species (160), 15 of them endemic to Mexico, highlighting the Gray-breasted Woodpecker (*Melanerpes hypopolius*) and the Pileated Flycatcher (*Xenotriccus mexicanus*).

## INTRODUCCIÓN

La diversidad biológica, entendida aquí en su más amplia acepción, ha sido afectada por las actividades humanas a tal grado que se considera que estamos ante un nuevo proceso de extinción masiva (Erwin, 1998; McKinney y Lockwood, 1999; Barnosky *et al*., 2011), comparable en su magnitud con las otras cinco grandes extinciones del pasado (Raup y Sepkoski, 1984; Barnosky *et al*., 2011). El cambio de uso del suelo, esto es, la transformación de los hábitats naturales a ambientes antrópicos es reconocido como la principal causa de la pérdida de la biodiversidad (Foley *et al*., 2005; Borgström *et al*. 2012). Entre los tipos de transformación antrópica del hábitat están la fragmentación y la urbanización. El fenómeno de fragmentación del hábitat provoca la extinción local de las poblaciones de diferentes especies y amenaza seriamente a las de distribución restringida o especializadas (McKinney y Lockwood, 1999; Fisher y Lindmayer, 2007; Clavel *et al*., 2011, Koleček *et al*, 2014). En sí es posible decir que la fragmentación es el proceso básico y fundamental del cambio de uso del suelo (Foley *et al*., 2005), del cual la urbanización sería su último estadio, la cual es considerada como la forma de alteración del hábitat más agresiva (McKinney, 2006; Shochat *et al*., 2006).

Con el tema de las aves en áreas urbanas y suburbanas se han realizado diferentes estudios sobre los efectos que tiene el crecimiento de las ciudades sobre las poblaciones de aves. Estos trabajos se han centrado tanto en definir como son afectadas las poblaciones naturales (Blair 1996, Mason 2006), como responden estas poblaciones a diferentes grados de urbanización (Blair, 1996, 2004; Crooks *et al*., 2004; Blair y Johnson, 2008; Loss *et al*., 2009) y a la presencia de parques y zonas arboladas dentro de las ciudades (González-Oreja *et al*., 2007; Husté y Bolinier, 2010; Carbó-Ramírez y Zuria, 2011) o también en los efectos sobre los remanentes de vegetación natural alrededor de algunas urbes (Clergeau *et al*., 1998, 2001; Blair y Johnson, 2008). Es bajo este último contexto que se desarrolló el presente estudio, esto es determinar si el ensamble de aves de un área protegida (el Parque Ecológico El Texcal) ha sido afectado por el crecimiento urbano y si el área en cuestión brinda aún beneficios a las poblaciones de aves que allí se encuentren.

## ÁREAS NATURALES PROTEGIDAS

La biología de la conservación tiene como una de sus principales estrategias la designación de porciones del territorio como áreas naturales protegidas (ANP) con la finalidad de cuidar la riqueza biológica en sus cuatro niveles (genes, especies, ecosistemas y paisaje). Sin embargo, las ANP no son la única consideración de la biología de la conservación. Es necesario incluir los aspectos sociales relacionadas con la conservación (socioambientales), resaltar el valor de los hábitats fuera de las reservas para especies nativas, incrementar la conectividad del paisaje entre reservas y mitigar las influencias adversas de zonas aledañas a las reservas. (Wilson, 1988, NRC, 1999; Primack *et al*., 2001; Margules y Sarkar, 2009).

Las ANP deben poseer un conjunto de características para poder ser consideradas bajo algún estatus de protección. Entre estos atributos resaltan los conceptos de la representatividad, persistencia y complementariedad como aspectos relevantes en la planeación y diseño de las áreas protegidas (Margules y Pressey, 2000; Margules y Sarkar 2009). Sin embargo, en la mayoría de las áreas, tanto en México como en otras naciones, el proceso de selección no ha sido el óptimo y/o no se consideraron los aspectos sociales que terminan por hacer que las áreas naturales no cumplan con los objetivos, si los hubo, por lo que fueron propuestas (Margules y Sarkar, 2009).

## EL CRECIMIENTO URBANO COMO AGENTE MODIFICADOR

El crecimiento urbano o urbanización es considerado aquí como el proceso a través del cual el ambiente natural es transformado a partir de asentamientos humanos y las obras de infraestructura relacionadas con estos (edificaciones, caminos, carreteras, puentes, mobiliario urbano entre otros), o como lo definen Alig y Healy (1987): la expansión urbana es el resultado del cambio de las tierras "naturales" a campos de cultivo, pastizales y potreros y que posteriormente se transforman en estructuras de escala mayor. Aunque esta definición puede ser considerada como simplista, es

útil para referir al proceso relativo a la creación de ciudades. Diversos autores han referido al proceso de urbanización como el modelo transformador del hábitat con mayores efectos sobre las comunidades bióticas (Pickett *et al*. 2011). La urbanización es uno de los cambios de uso del suelo más agresivos de origen antropogénico, con modificaciones extremas en la biota, por lo que es una prioridad para la investigación en la conservación (Miller y Hobbs 2002).

## CRECIMIENTO URBANO EN MORELOS

De acuerdo con el INEGI (2010a), el municipio de Jiutepec, Morelos, es el que tiene la mayor concentración de población en áreas urbanas del estado, con una alta tasa de crecimiento (2º lugar en Morelos). Este crecimiento urbano provoca que los hábitats naturales sean reducidos en su extensión y estén sumamente fragmentados. Así por ejemplo la tasa de deforestación de la Selva Baja Caducifolia (SBC) en el estado de Morelos ha sido muy alta: 1.4% al año para el año 2000 (Trejo y Dirzo 2000).
En este sentido las áreas urbanas que han tenido un mayor desarrollo son las de Cuernavaca, Cuautla y Jojutla. En el caso de Cuernavaca, esta expande y se fusiona con localidades de los municipios de Emiliano Zapata, Huitzilac, Jiutepec, Temixco, Tepoztlán y Xochitepec (INEGI 2010b).

## ÁREA DE ESTUDIO: EL PARQUE ECOLÓGICO EL TEXCAL (PEET)

El Parque Ecológico El Texcal (PEET) es un área protegida de carácter estatal ubicada en el municipio de Jiutepec, Morelos. El Texcal, como coloquialmente se le conoce, es una zona que ha pasado a lo largo de su historia una serie de vicisitudes que provocaron que su estatus como área protegida se encontrara en entredicho.

El PEET fue decretado como Área Sujeta a Conservación Ecológica en 1992 con una superficie total de 407.8 ha, dividida en dos unidades: un área de Protección Ecológica de 294.4 ha, y otra de Uso Urbano Restringido de 113.4 ha. Sin embargo, en 2010 el polígono de conservación fue redimensionado a su actual superficie de 258.9 ha como respuesta a la presión urbana a su alrededor y recategorizado a Parque Estatal (Periódico Oficial "Tierra y Libertad" 4780 del 17/02/2010; Programa de Manejo del Parque Estatal El Texcal, 2010).
El Texcal pertenece en su totalidad a los bienes comunales de Tejalpa, municipio de Jiutepec, Morelos. Está ubicado entre las coordenadas 18º52'56"N y 99º11'00"E. El clima de la región es cálido húmedo con lluvias en verano, $Aw_0(w)w''(e)g$ (Taboada *et al*.,1992). De acuerdo con el Programa de Manejo del Parque Estatal El Texcal (2010), el suelo es somero y pedregoso dominado por litosoles de textura media dominante, asociados a vertisoles pélicos de textura fina con fase lítica de lecho rocoso entre 10 y 25 cm de profundidad. En cuanto a su origen geológico, el mismo documento señala que forma parte del grupo Chichinautzin, por lo que se caracteriza por sus rocas de origen ígneo extrusivo. Las características edáficas combinadas con las geográficas y climáticas favorecen que el tipo de vegetación sea el de Selva Baja Caducifolia.

En la imagen satelital del actual polígono del PEET (figura 1), se puede observar que El Texcal está inmerso en la zona conurbada de las ciudades de Cuernavaca y Jiutepec, en particular por colonias pertenecientes a Tejalpa (San Lucas y San Francisco Texcalpan), las unidades habitacionales Acolapa y El Texcal, a la Ciudad Industrial del Valle de Cuernavaca (CIVAC) y la carretera estatal Cuernavaca-Cuautla. Sólo hacia la porción Norte y Noreste está colindando con el Parque Nacional El Tepozteco, el cual forma parte del Área de Protección de Flora y Fauna Corredor Biológico Chichinautzin (Programa de Manejo del Parque Estatal El Texcal 2010).
El conjunto de las características mencionadas permite considerar al PEET más que como un área natural, como un parque periurbano, tal y como lo establece González–Palomares (2014) y otros autores (DeStefano y DeGraaf, 2003; MacGregor-Fors, 2010), esto es, es un área que se encuentra en los límites del crecimiento de una ciudad y que se ve influenciada por esta. La conectividad que tiene el PEET hacia el norte y noreste con el Parque Nacional El Tepozteco es posiblemente lo que favorezca que la avifauna sea aún rica en especies (Pascual-Hortal y Saura, 2007; Tinoco *et al*., 2013).




**Figura 1.** Imagen satelital del actual polígono del PEET

**La presión urbana ejercida en la reserva**

Al interior del PEET se construyeron estructuras urbanas como caminos, tendido eléctrico y edificaciones, esto producto del funcionamiento de un balneario que actualmente está en desuso. Esto aunado al hecho que antes se extraía roca y la existencia de diversos senderos dentro de la reserva son muestras de cierto nivel de urbanización.
Esto no es el único factor de influencia urbana, ya que durante el período del estudio había asentamientos humanos irregulares en el PEET, los cuales contribuyeron con el deterioro ambiental al cultivar alrededor de sus viviendas y obtener leña de los árboles cercanos. Considerando lo anterior, es posible decir que en el Parque Estatal El Texcal existe heterogeneidad en el grado de conservación de la cobertura vegetal, esto relacionado con la proximidad a los asentamientos humanos y de la historia de uso.

**RESULTADOS:**

**Aves del Texcal**

González-Palomares (2014) reportó para el Parque Ecológico El Texcal una riqueza aviar de 101 especies, las cuales están incluidas en 28 familias y 12 órdenes. El número de aves migratorias, tanto de verano como invernales, fue de 34. De las residentes, 11 son endémicas de México y en particular cuatro son endémicas de la Cuenca del Balsas, la cual es considerada como un Área de Endemismo de Aves (Endemic Bird Area 008; Birdlife International 2013). Este hecho se resalta aún más con la presencia de dos especies, *Melanerpes hypopolius* (carpintero del Balsas) y *Xenotriccus mexicanus* (mosquero del Balsas). Ambos taxones son considerados como de distribución restringida y en particular *M. hypopolius* la cual es una especie cuya presencia en el área está determinada por la ocurrencia de *Pachycereus grandis* (órgano cenizo), cacto

candelabriforme que se distribuye exclusivamente en la Cuenca del Balsas (Bravo-Hollis, 1978). El mosquero *X. mexicanus* está también restringido a la cuenca del Balsas, con escasos registros y cuya localidad tipo es el Cañón de Lobos, localidad cercana al Texcal y que debió conformar parte de un mismo conjunto. Para las 101 especies registradas por González-Palomares resaltan por su abundancia las siguientes 13 especies: *Columbina inca* (Tórtola cola larga), *Leptotila verreauxi* (paloma arroyera), *Piaya cayana* (cuclillo canelo), *Amazilia violiceps* (colibrí corona violeta), *Melanerpes hypopolius* (carpintero del Balsas), *Picoides scalaris* (carpintero mexicano), *Catherpes mexicanus* (saltapared barranqueño), *Thryophylus pleurostictus* (saltapared barrado), *Polioptila caerulea* (perlita azulgris), *Turdus rufopalliatus* (mirlo dorso canela), *Melozone kieneri* (rascador nuca canela), *Icterus pustullatus* (calandria dorso rayado) y *Passer domesticus* (gorrión doméstico). Las especies consideradas como comunes (con registros de 11 a 15 individuos en cada visita) son en total 30. Se estimó como poco comunes (de seis a diez individuos; no observados en todos los muestreos) a 21 especies y raras (cinco o menos registros, sin frecuencia continua) a 36.

La lista de González-Palomares (2014) es enriquecida en este estudio con los registros posteriores publicados en AverAves (E-Bird, https://ebird.org/averaves/ consultado en abril de 2018) y dos registros de Urbina (2016) quedando un total de 160 especies para la Reserva (ver anexo 1). El número de especies endémicas aumenta de 11 a 14, con tres especies asociadas a bosque mixto: *Catharus occidentalis* (zorzal mexicano), *Arremon virenticeps* (rascador cejas verdes) y *Oriturus superciliosus* (zacatonero serrano).

El total de especies con residencia permanente incrementa a 82 especies, 65 especies con residencia invernal, nueve con residencia de verano, dos transitorias, una accidental y una introducida.

Este listado incluye registros de especies que se observan en los bosques mixtos de Pino-Encino del norte del estado como: *Mitrephanes phaeocercus* (papamoscas copetón), *Euphonia elegantissima* (eufonia gorra azul) y *Basileuterus rufifrons* (chipe gorra canela), observadas solo durante el invierno lo que hace suponer que probablemente son migrantes altitudinales.

**Análisis de Respuesta a la urbanización del ensamble aviar**

González-Palomares (2014) analiza la respuesta a la urbanización de las aves en el PEET y consideró las categorías de respuesta propuestas por Blair (1996) que son: Urban Avoider, Suburban Adaptable y Urban Exploiters (denominadas aquí como Sensibles, Intermedias y Tolerantes, ver anexo 1).

Para ello contrasta los valores de diversidad entre ocho transectos al interior de parque. La diversidad específica de cada uno de estos fue evaluada a través de tres análisis estadísticos: índice de similitud de Jaccard, la proporción de área ocupada (MacKenzie *et al*. 2002) e índice de respuesta transformado de Canterbury (2000).

Las especies consideradas por González-Palomares (2014) para establecer la tolerancia a la urbanización incluyó solo las residentes, omitiendo además a rapaces y acuáticas. Esto de acuerdo con lo dicho por Hansbauer (2008) quienes señalan que las migratorias suelen preferir hábitats secundarios en sus sitios de invernada, mientras que las rapaces se mueven a escalas mucho más amplias. En el caso de las acuáticas entra en consideración las características del humedal a ocupar, mismas que no se determinaron en el presente estudio.

En sus resultados destaca que de 60 especies analizadas, 32 son sensibles a la urbanización, 18 especies con un grado de tolerancia intermedia a la urbanización y 10 especies urbanas (ver anexo 1).

## CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

El Texcal posee una elevada riqueza de aves (160 especies), la cual contrasta con el reducido tamaño de su superficie (258.9 ha) y la potencial presión que puede ejercer sobre el PEET el área urbana que le rodea. Esta riqueza es posiblemente favorecida por la conectividad que posee el PEET con la porción sur del Parque Nacional El Tepozteco, la cual posiblemente sería menor si esta continuidad de hábitat no existiera (Tinoco *et al*. 2013). Es esta riqueza lo que pone de manifiesto

la importancia que tiene continuar protección del PEET y concuerda con dicho por algunos autores sobre el valor que tiene para la conservación de la biodiversidad el mantenimiento de parches de vegetación natural (Carbó-Ramírez y Zuria, 2011, Fischer y Lindenmayer, 2002).

La respuesta de las aves y otros organismos a los ambientes urbanos, y en general a los antropizados, es tema de estudio que cobra cada vez más importancia como se puede apreciar a partir del número de publicaciones y grupos de investigación que se dedican a ello (Marzluff *et al*. 2001, Ramírez-Bautista y Pineda-López 2016). En el caso de las aves, los estudios de González-Palomares (2014) y Ruíz-Contreras (2015) constituyen un aporte importante para los estudios en ambientes urbanos del estado de Morelos. Del primero se presentaron aquí parte de los resultados obtenidos.

La conservación de la biodiversidad requiere que se continúen con programas enfocados al conocimiento de esta y la difusión del valor que posee por sí misma. La educación ambiental es en este sentido fundamental, pero lo es también la conciencia e interés que los comuneros y demás habitantes de la zona tengan por su mantenimiento. El PEET puede sufrir futuras invasiones si las políticas públicas en el estado con respecto a la conservación se modifican o si el interés de las comunidades involucradas es ajeno a cualquier propuesta de conservación, ya sea porque no se les hace partícipes de ello y no se les muestra los beneficios que obtienen de la conservación.

**LITERATURA CITADA**


Alig, R. J. & Healy R. G.. 1987. Urban and Built-Up Land Area Changes in the United States: An Empirical Investigation of Determinants. Land Economics 63(3):215-226.

Barnosky, A. D., Matzke, N., Tomiya, S., Wogan, G. O., Swartz, B., Quental, T. B., & Ferrer, E. A. 2011. Has the Earth's sixth mass extinction already arrived? Nature, 471 (7336), 51-57.

BirdLife International 2013 Endemic Bird Area factsheet: Balsas region and interior Oaxaca. Downloaded from http://www.birdlife.org on 05/03/2013.

Blair R. B. 2004. The effects of urban sprawl on birds at multiple levels of biological organization. Ecology and Society, 9(5), 2.

Blair, R. B. 1996. Land use and avian species diversity along an urban gradient. Ecological applications, 6(2), 506-519.

Blair, R. B. & Johnson E. M. 2008. Suburban habitats and their role for birds in the urban-rural habitat network: points of local invasion and extinction? Landscape Ecology, 23 (10), 1157–1169.

Borgström, S., Cousins, S.A.O. & Lindborg, R. 2012. "Outside the Boundary – Land Use Changes in the Surroundings of Urban Nature Reserves." Applied Geography, 32 (2): 350–359.

Bravo-Hollis H. 1978. Las Cactáceas de México. Vol I. Universidad Nacional Autónoma de México. México.

Canterbury, G. E., Martin, T. E., Petit, D. R., Petit, L. J., & Bradford, D. F. (2000). Bird communities and habitat as ecological indicators of forest condition in regional monitoring. Conservation Biology, 14(2), 544-558.

Carbó-Ramírez, P., & Zuria, I. 2011. The value of small urban greenspaces for birds in a Mexican city. Landscape and Urban Planning, 100(3), 213-222.

Clavel, J., Julliard, R., & Devictor, V. 2011. Worldwide decline of specialist species: toward a global functional homogenization? Frontiers in Ecology and the Environment, 9(4), 222–228.

Clergeau, P., Savard, J. P. L., Mennechez, G. & Falardeau, G.1998. Bird abundance and diversity along an urban-rural gradient: A comparative study between two cities on different continents. The Condor, 100(3): 413-425.

Clergeau, P., Jokimaki, J., & Savard, J.P.L. 2001. Are urban bird communities influenced by the bird diversity of adjacent landscapes? Journal of Applied Ecology, 38 (5):1122-1134.

Crooks, K. R., Suarez, A. V. & Bolger, D. T. 2004. Avian assemblage along a gradient of urbanization in a highly fragmented landscape.

Biological Conservation 115:451–462.

DeStefano, S. & De Graff, R.M. 2003. Exploring the ecology of suburban wildlife. Frontiers in Ecology and the Environment. 1 (2), 95–101.

Erwin, D. H. 1998. The end and the beginning: recoveries from mass extinctions. Trends in Ecology & Evolution, 13(9), 344-349.

Fischer, J., & Lindenmayer, D. B. 2002. Small patches can be valuable for biodiversity conservation: two case studies on birds in southeastern Australia. Biological Conservation, 106 (1), 129–136. http://doi.org/10.1016/S0006-3207(01)00241-5.

Fisher, J., y Lindenmayer, D. B. 2007. Landscape modification and habitat fragmentation: a synthesis. Global Ecology and Biogeography, 16 (3), 265-280.

Foley, J. A., DeFries, R., Asner, G. P., Barford, C., Bonan, G., Carpenter, S. R., & Snyder, P. K. 2005. Global consequences of land use. Science, 309(5734), 570-574.

González-Oreja, J.A., Bonache-Regidor, C., Buzo-Franco, D., de la Fuente-Díaz Ordaz, A.A. y Hernández-Satín, L. 2007. Caracterización ecológica de la avifauna de los parques urbanos de la Ciudad de Puebla (México). Ardeola, 54 (1),53–67.

González-Palomares G. 2014. Diversidad de aves en el Parque Estatal El Texcal (PEET) Morelos, México. Tesis de Licenciatura. Universidad Autónoma del Estado de Morelos. Cuernavaca, Morelos. Pag. 57.

Hansbauer, M.M., Storch, I., Leu, S., Nieto-Holguin, J.P., Pimentel, R.G., Knauer, F., & Metzger, J.P., 2008. Movements of neotropical understory passerines affected by anthropogenic forest edges in the Brazilian Atlantic Rainforest. Biological Conservation, 141 (3), 782–791.

Husté, A., & Boulinier, T. 2011. Determinants of bird community composition on patches in the suburbs of Paris, France. Biological Conservation, 144 (1), 243-252.

INEGI, Instituto Nacional de Estadística y Geografía. 2010a. Anuario de Estadística por Entidad Federativa.

INEGI, Instituto Nacional de Estadística y Geografía. 2010b. Delimitación de las Zonas Metropolitanas de México.

Koleček, J., Albrecht, T., & Reif, J. 2014. Predictors of extinction risk of passerine birds in a Central European country. Animal Conservation, 17(5), 498–506.

Loss, S. R., Ruiz, M. O., & Brawn, J. D. 2009. Relationships between avian diversity, neighborhood age, income, and environmental characteristics of an urban landscape. Biological Conservation, 142(11), 2578-2585.

MacGregor-Fors, I. 2010. How to measure the urban-wildland ecotone: redefining 'peri-urban' areas. Ecological research, 25 (4), 883-887.

MacKenzie, D.I., Nichols, J.D., Lachman, G.B., Droege, S., Royle, J.A., Langtimm, C.A., 2002. Estimating site occupancy rates when detection probabilities are less than one. Ecology, 83(8), 2248–2255.

Mason, C. F. 2006. Avian species richness and numbers in the built environment: can new housing developments be good for birds? En Hawksworth, D. L. y Bull, A. T. (Eds.) Serie: Topics in Biodiversity and Conservation, Vol. 3: Human Exploitation and Biodiversity Conservation. pp. 25-38. Springer Netherlands.

Margules, C. R., & R.L. Pressey. 2000. Systematic conservation planning. Nature, 405(6783), 243–253.

Margules C. y S. Sarkar. 2009. Planeación sistemática de la conservación. Universidad Nacional Autónoma de México, Comisión Nacional para el Uso y Conocimiento de la Biodiversidad. México. D. F.

Marzluff, J. M. J., Bowman, R., & Donnelly, R. (2001). A historical perspective on urban bird research: trends, terms, and approaches. In J. M. Marzluff, R. Bowman, & R. Donnelly (Eds.), Avian ecology and conservation in an urbanizing world (pp. 1–17). Kluwer Academic.

McKinney, M. L. 2006. Urbanization as a major

cause of biotic homogenization. Biological conservation, 127(3), 247-260.

McKinney, M. L., & Lockwood, J. L. 1999. Biotic homogenization: a few winners replacing many losers in the next mass extinction. Trends in ecology & evolution, 14(11), 450-453.

Miller, J. R., & Hobbs, R. J. 2002. Conservation where people live and work. Conservation biology, 16(2), 330-337.

NRC. 1999. Perspectives on biodiversity: valuing its role in an everchanging world. National Academy Press, Washington, DC E.U.A. Pp. 129.

Pascual-Hortal, Lucía, and Santiago Saura. 2007. "Impact of Spatial Scale on the Identification of Critical Habitat Patches for the Maintenance of Landscape Connectivity." Landscape and Urban Planning, 83 (2-3): 176–186.

Periodico Oficial "Tierra y Libertad" 17/02/2010. Decreto por el que se expide la declaratoria que establece como área natural protegida con el carácter de Parque Estatal a "El Texcal". 4780:7-12.

Pickett, S T A, M L Cadenasso, J M Grove, C. G Boone, P. M Groffman, E. Irwin, S. S Kaushal. 2011. "Urban Ecological Systems: Scientific Foundations and a Decade of Progress." Journal of Environmental Management 92 (3) (March): 331–62.

Pisanty, I., M. Mazari, y E. Ezcurra, 2009. El reto de la conservación de la biodiversidad en zonas urbanas y periurbanas. En. Capital natural de México Vol. II: Estado de conservación y tendencias de cambio. CONABIO, México. Pp. 719–759.

Programa de Manejo del Parque Estatal "El Texcal", Morelos (PMPEET) 2010. Gobierno del Estado de Morelos 144p.

Primack, R., R. Rozzi, P. Feinsenger, R. Dirzo y F. Massardo. 2001. Fundamentos de conservación biológica. Perspectivas latinoamericanas. Fondo de Cultura Económica. México, D. F. Pp. 797.

Raup, D. M., & Sepkoski, J. J. 1984. Periodicity of extinctions in the geologic past. Proceedings of the National Academy of Sciences, 81(3), 801-805.

Ruiz-Contreras, J. D. 2015. Impacto de la urbanización sobre el ensamble de aves en la Universidad Autónoma del Estado de Morelos. Tesis de Licenciatura. Universidad Autónoma del Estado de Morelos. Cuernavaca, Morelos. Pp. 96.

Shochat, E., Warren, P. S., Faeth, S. H., McIntyre, N. E., & Hope, D. 2006. From patterns to emerging processes in mechanistic urban ecology. Trends in Ecology & Evolution, 21 (4), 186-191.

Taboada, M., R. Oliver y T. Reyna 1992. Manual sobre temperaturas del estado de Morelos.

Tinoco, B.A., P.X. Astudillo, & S.C. Latta. 2013. Influence of Patch Factors and Connectivity on the Avifauna of Fragmented Polylepis Forest in the Ecuadorian Andes. Biotropica, 45 (5): 602-611.

Trejo, I. & R. Dirzo. 2000. Deforestation of seasonally dry tropical forest: a national and local analysis in México. Biological Conservation, 94, 133-142., 1122–1134.

Urbina-Torres, F. 2016. Registros notables de aves de Morelos, México. Huitzil, 17(1): 163–174.

Wilson, E. O. 1988.The current state of biological diversity. En Biodiversity. E. O. Wilson, editor. National Academy of Sciences, Smithsonian Institute. E.U.A. P.p. 53.

## ANEXO 1

### Aves registradas en la Reserva Estatal El Texcal

El presente listado incluye las especies reportadas por Gónzalez-Palomares (2014); Urbina (2016) y los reportes en E-Bird a enero de 2018. La estacionalidad, para los registros de E-Bird y Urbina (2016), considera lo establecido por otros autores para México. Los datos registros de González-Palomares consideran el período del año que fueron reportadas.

**Acc.** = Accidental. RI = Invernal, RP = Permanente, RV = Verano. Acc. Accidental. Exo. Exótica. A = Abundante. C = Común, PC = Poco Común, R = Rara. E = Endémica (a México). E-CB = Endémica a la Cuenca del Balsas. CE = Cuasiendémica, SE = Semiendémica.

| ORDEN | FAMILIA | ESPECIE | ESTACIONALIDAD | ABUNDANCIA | ENDEMISMOS | GONZÁLEZ-PALOMARES 2014 | REPORTADA EN E-BIRD | URBINA 2016 | RESPUESTA A LA URBANIZACIÓN |
|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| Anseriformes | Anatidae | *Dendrocygna autumnalis* | RP | | | | X | | |
| Anseriformes | Anatidae | *Spatula discors* | RI | | | | X | | |
| Anseriformes | Anatidae | *Anas platyrhynchos* | RP | | | | X | | |
| Galliformes | Cracidae | *Ortalis poliocephala* | RP | C | E | X | X | | Sensible |
| Podicipediformes | Podicipedidae | *Tachybaptus dominicus* | RP | C | | X | X | | |
| Podicipediformes | Podicipedidae | *Podilymbus podiceps* | RP | C | | X | X | | |
| Columbiformes | Columbidae | *Streptopelia decaocto* | Exo | | | | X | | |
| Columbiformes | Columbidae | *Columbina inca* | RP | A | | X | X | | Tolerante |
| Columbiformes | Columbidae | *Columbina passerina* | RP | C | | X | X | | Intermedia |
| Columbiformes | Columbidae | *Columbina minuta* | RP | | | | X | | |
| Columbiformes | Columbidae | *Columbina talpacoti* | RP | | | | X | | |
| Columbiformes | Columbidae | *Leptotila verreauxi* | RP | A | | X | X | | Intermedia |
| Columbiformes | Columbidae | *Zenaida asiatica* | RP | PC | | X | X | | Sensible |
| Columbiformes | Columbidae | *Zenaida macroura* | RP | C | | X | X | | |
| Cuculiformes | Cuculidae | *Piaya cayana* | RP | A | | X | X | | Intermedia |
| Cuculiformes | Cuculidae | *Coccyzus americanus* | Tr | | | | X | | |
| Cuculiformes | Cuculidae | *Coccyzus minor* | Acc | PC | | X | X | | |
| Cuculiformes | Cuculidae | *Morococcyx erythropygus* | RP | | | | X | | |
| Cuculiformes | Cuculidae | *Geococcyx velox* | RP | C | | X | X | | Sensible |
| Cuculiformes | Cuculidae | *Crotophaga sulcirostris* | RP | PC | | X | X | | Intermedia |
| Caprimulgiformes | Caprimulgidae | *Chordeiles minor* | RV | R | | X | | | |
| Caprimulgiformes | Caprimulgidae | *Nyctidromus albicollis* | RP | R | | X | | | |
| Caprimulgiformes | Caprimulgidae | *Antrostomus ridgwayi* | RP | R | | X | | | |
| Apodiformes | Apodidae | *Cypseloides niger* | RV | | | | X | | |

| | | | | | | | | | |
|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| Apodiformes | Apodidae | *Streptoprocne semicollaris* | RI | | E | | X | | |
| Apodiformes | Apodidae | *Chaetura vauxi* | RV | | | | X | | |
| Apodiformes | Trochilidae | *Eugenes fulgens* | RP | | | | X | | |
| Apodiformes | Trochilidae | *Heliomaster constantii* | RP | PC | | X | X | | Sensible |
| Apodiformes | Trochilidae | *Calothorax lucifer* | RP | PC | SE | X | | | Sensible |
| Apodiformes | Trochilidae | *Archilochus colubris* | RI | | | | X | | |
| Apodiformes | Trochilidae | *Selasphorus rufus* | RI | R | | X | X | | |
| Apodiformes | Trochilidae | *Chlorostilbon auriceps* | RP | | | | X | | |
| Apodiformes | Trochilidae | *Cynanthus sordidus* | RP | PC | E-CB | X | X | | Sensible |
| Apodiformes | Trochilidae | *Cynanthus latirostris* | RP | R | SE | X | X | | Sensible |
| Apodiformes | Trochilidae | *Amazilia beryllina* | RP | C | | X | X | | Sensible |
| Apodiformes | Trochilidae | *Amazilia violiceps* | RP | A | SE | X | X | | Tolerante |
| Apodiformes | Trochilidae | *Hylocharis leucotis* | RI | R | | X | | | |
| Gruiformes | Rallidae | *Gallinula galeata* | RP | | | X | X | | |
| Charadriformes | Charadidrae | *Charadrius vociferus* | RI | | | | X | | |
| Pelacaniformes | Ardeidae | *Ardea herodias* | RI | | | | X | | |
| Pelacaniformes | Ardeidae | *Ardea alba* | RV | | | | X | | |
| Pelacaniformes | Ardeidae | *Bubulcus ibis* | RP | R | | X | | | |
| Pelacaniformes | Ardeidae | *Butorides virescens* | RI | | | | X | | |
| Pelacaniformes | Ardeidae | *Nycticorax nycticorax* | RP | | | | X | | |
| Pelacaniformes | Ardeidae | *Plegadis chihi* | RP | | | | X | | |
| Cathartiformes | Cathartidae | *Coragyps atratus* | RP | C | | X | X | | |
| Cathartiformes | Cathartidae | *Cathartes aura* | RP | C | | X | X | | |
| Accipitriformes | Accipitridae | *Accipiter cooperi* | RI | R | | X | X | | |
| Accipitriformes | Accipitridae | *Buteo plagiatus* | RP | R | | X | | | Sensible |
| Accipitriformes | Accipitridae | *Buteo lineatus* | RI | | | | X | | |
| Accipitriformes | Accipitridae | *Buteo brachyurus* | RP | | | | X | | |
| Accipitriformes | Accipitridae | *Buteo jamaicensis* | RP | | | | X | | |
| Strigiformes | Strigidae | *Glaucidium brasilianum* | RP | PC | | X | X | | Intermedia |
| Strigiformes | Strigidae | *Ciccaba virgata* | RP | R | | X | | | Sensible |
| Coraciiformes | Momotidae | *Momotus mexicanus* | RP | C | CE | | X | | Sensible |
| Coraciiformes | Cerylidae | *Chloroceryle americana* | RP | | | | X | | |
| Piciformes | Picidae | *Melanerpes chrysogenys* | RP | PC | E | X | X | | Tolerante |
| Piciformes | Picidae | *Melanerpes hypopolius* | RP | A | E-CB | X | X | | Sensible |
| Piciformes | Picidae | *Picoides scalaris* | RP | A | | X | X | | |
| Piciformes | Picidae | *Picoides villosus* | RP | | | | X | | |
| Falconiformes | Falconidae | *Falco sparverius* | RI | | | | X | | |

| | | | | | | | | | |
|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| Passeriformes | Furnariidae | *Xiphorhynchus flavigaster* | RP | PC | | X | | | Sensible |
| Passeriformes | Furnariidae | *Lepidocolaptes leucogaster* | RP | | | | X | | |
| Passeriformes | Tyrannidae | *Camptostoma imberbe* | RP | C | | X | X | | Intermedia |
| Passeriformes | Tyrannidae | *Myiopagis viridicata* | RP | R | | X | X | | Sensible |
| Passeriformes | Tyrannidae | *Xenotriccus mexicanus* | RP | R | E-CB | X | X | | Sensible |
| Passeriformes | Tyrannidae | *Mitrephanes phaeocercus* | RI | | | | X | | |
| Passeriformes | Tyrannidae | *Contopus pertinax* | RI | PC | | X | X | | |
| Passeriformes | Tyrannidae | *Contopus sordidulus* | RP | | | X | X | | |
| Passeriformes | Tyrannidae | *Empidonax traillii* | Tr | | | | X | | |
| Passeriformes | Tyrannidae | *Empidonax minimus* | RI | | | | X | | |
| Passeriformes | Tyrannidae | *Empidonax hammondii* | RI | | | | X | | |
| Passeriformes | Tyrannidae | *Empidonax wrightii* | RI | | | | X | | |
| Passeriformes | Tyrannidae | *Empidonax occidentalis* | RI | PC | | X | X | | |
| Passeriformes | Tyrannidae | *Empidonax fulvifrons* | RI | R | | X | X | | |
| Passeriformes | Tyrannidae | *Sayornis nigricans* | RP | | | | X | | |
| Passeriformes | Tyrannidae | *Pyrocephalus rubinus* | RP | R | | X | X | | Intermedia |
| Passeriformes | Tyrannidae | *Myiarchus tuberculifer* | RP | R | | X | X | | Sensible |
| Passeriformes | Tyrannidae | *Myiarchus cinerascens* | RI | C | | X | X | | |
| Passeriformes | Tyrannidae | *Myiarchus nuttingi* | RI | C | | X | X | | Intermedia |
| Passeriformes | Tyrannidae | *Myiarchus tyrannulus* | RI | R | | X | X | | Sensible |
| Passeriformes | Tyrannidae | *Pitangus sulphuratus* | RP | C | | X | X | | Intermedia |
| Passeriformes | Tyrannidae | *Myiozetetes similis* | RP | C | | X | X | | Intermedia |
| Passeriformes | Tyrannidae | *Myiodynastes luteiventris* | RV | PC | | X | X | | Sensible |
| Passeriformes | Tyrannidae | *Tyrannus melancholicus* | RP | C | | X | X | | Tolerante |
| Passeriformes | Tyrannidae | *Tyrannus vociferans* | RI | PC | SE | X | X | | |
| Passeriformes | Tyrannidae | *Tyrannus crassirostris* | RP | R | | X | X | | Sensible |
| Passeriformes | Tyrannidae | *Tyrannus verticalis* | RI | R | | X | X | | Sensible |
| Passeriformes | Tityridae | *Pachyramphus aglaiae* | RP | C | | X | X | | Sensible |
| Passeriformes | Vireonidae | *Vireo hypochryseus* | RP | C | E | X | X | | Sensible |
| Passeriformes | Vireonidae | *Vireo hutonni* | RI | R | | X | X | | |
| Passeriformes | Vireonidae | *Vireo cassinii* | RI | | | | X | | |
| Passeriformes | Vireonidae | *Vireo solitarius* | RI | R | | X | X | | |
| Passeriformes | Vireonidae | *Vireo plumbeus* | RI | | | | X | | |
| Passeriformes | Vireonidae | *Vireo gilvus* | RI | | | | X | | |
| Passeriformes | Hirundinidae | *Progne chalybea* | RV | | | | X | | |
| Passeriformes | Hirundinidae | *Tachycineta bicolor* | RI | | | | X | | |
| Passeriformes | Hirundinidae | *Stelgidopteryx serripennis* | RI | C | | X | X | | |

| | | | | | | | | | |
|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| Passeriformes | Hirundinidae | *Riparia riparia* | RI | | | | X | | |
| Passeriformes | Hirundinidae | *Hirundo rustica* | RP | C | | X | X | | |
| Passeriformes | Troglodytidae | *Catherpes mexicanus* | RP | A | | X | X | | Intermedia |
| Passeriformes | Troglodytidae | *Troglodytes aedon* | RP | PC | | X | | | Sensible |
| Passeriformes | Troglodytidae | *Cistothorus palustris* | RP | R | | X | | | |
| Passeriformes | Troglodytidae | *Thryomanes bewickii* | RP | C | | X | X | | Sensible |
| Passeriformes | Troglodytidae | *Campylorhynchus jocosus* | RP | R | E-CB | X | | | Sensible |
| Passeriformes | Troglodytidae | *Pheugopedius felix* | RP | C | E | X | X | | Sensible |
| Passeriformes | Troglodytidae | *Thryophyllus pleurostictus* | RP | A | | X | X | | Intermedia |
| Passeriformes | Polioptilidae | *Polioptila caerulea* | RI | A | | X | X | | |
| Passeriformes | Regulidae | *Regulus satrapa* | RI | | | | X | | |
| Passeriformes | Regulidae | *Regulus calendula* | RI | PC | | X | X | | |
| Passeriformes | Turdidae | *Catharus aurantiirostris* | RI | R | | X | | | Sensible |
| Passeriformes | Turdidae | *Catharus occidentalis* | RI | | E | | X | | |
| Passeriformes | Turdidae | *Turdus assimilis* | RI | PC | | X | | | |
| Passeriformes | Turdidae | *Turdus rufopalliatus* | RP | A | CE | X | X | | Tolerante |
| Passeriformes | Turdidae | *Turdus migratorius* | RP | PC | | X | X | | |
| Passeriformes | Mimidae | *Toxostoma curvirostre* | RP | | | X | X | | |
| Passeriformes | Ptilogonatidae | *Ptiliogonys cinereus* | RI | PC | CE | X | X | | |
| Passeriformes | Passeridae | *Passer domesticus* | RP | A | | X | X | | Tolerante |
| Passeriformes | Fringillidae | *Euphonia elegantissima* | RI | R | | X | X | | |
| Passeriformes | Fringillidae | *Haemorhous mexicanus* | RP | C | | X | X | | Tolerante |
| Passeriformes | Fringillidae | *Spinus psaltria* | RP | C | | X | X | | Intermedia |
| Passeriformes | Passerellidae | *Arremon virenticeps* | RI | | E | | X | | |
| Passeriformes | Passerellidae | *Aimophila rufescens* | RP | | | X | | | |
| Passeriformes | Passerellidae | *Melozone kieneri* | RP | A | E | X | X | | Intermedia |
| Passeriformes | Passerellidae | *Melozone fusca* | RP | PC | | X | X | | |
| Passeriformes | Passerellidae | *Peucea ruficauda* | RP | C | | X | X | | Tolerante |
| Passeriformes | Passerellidae | *Peucea humeralis* | RP | R | E | X | | | Sensible |
| Passeriformes | Passerellidae | *Oriturus superciliosus* | RI | | E | | X | | |
| Passeriformes | Icteridae | *Icterus wagleri* | RP | | | | X | | |
| Passeriformes | Icteridae | *Icterus spurius* | RI | | | | X | | |
| Passeriformes | Icteridae | *Icterus cucullatus* | RI | A | SE | X | X | | |
| Passeriformes | Icteridae | *Icterus pustulatus* | RP | C | | X | X | | Tolerante |
| Passeriformes | Icteridae | *Icterus bullockii* | RI | | | | X | | |
| Passeriformes | Icteridae | *Molothrus aeneus* | RV | R | | X | X | | Intermedia |
| Passeriformes | Icteridae | *Molothrus ater* | RV | R | | X | | | Sensible |

| | | | | | | | | | |
|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| Passeriformes | Icteridae | *Quiscalus mexicanus* | RP | PC | | X | X | | Tolerante |
| Passeriformes | Parulidae | *Seiurus aurocapilla* | RI | | | | X | | |
| Passeriformes | Parulidae | *Mniotilta varia* | RI | R | | X | X | | |
| Passeriformes | Parulidae | *Oreothlypis crissalis* | RI | | | | X | | |
| Passeriformes | Parulidae | *Oreothlypis ruficapilla* | RI | PC | | X | X | | |
| Passeriformes | Parulidae | *Oreothlypis virginiae* | RI | | | | X | | |
| Passeriformes | Parulidae | *Geothlypis tolmiei* | RI | C | | X | X | | |
| Passeriformes | Parulidae | *Setophaga americana* | RI | | | | | X | |
| Passeriformes | Parulidae | *Setophaga magnolia* | RI | | | | | X | |
| Passeriformes | Parulidae | *Setophaga petechia* | RI | | | | X | | |
| Passeriformes | Parulidae | *Setophaga coronata* | RI | | | | X | | |
| Passeriformes | Parulidae | *Basileuterus rufifrons* | RI | R | CE | X | | | |
| Passeriformes | Parulidae | *Basileuterus belli* | RI | | | | X | | |
| Passeriformes | Parulidae | *Cardellina pusilla* | RI | R | | X | X | | |
| Passeriformes | Cardinalidae | *Piranga flava* | RI | R | | X | X | | |
| Passeriformes | Cardinalidae | *Piranga rubra* | RI | R | SE | X | X | | |
| Passeriformes | Cardinalidae | *Piranga ludoviciana* | RI | | | | X | | |
| Passeriformes | Cardinalidae | *Pheucticus chrysopeplus* | RV | R | CE | X | X | | Intermedia |
| Passeriformes | Cardinalidae | *Pheucticus melanocephalus* | RI | C | SE | X | X | | Sensible |
| Passeriformes | Cardinalidae | *Passerina caerulea* | RI | R | | X | X | | |
| Passeriformes | Cardinalidae | *Passerina cyanea* | RI | R | | X | X | | |
| Passeriformes | Cardinalidae | *Passerina versicolor* | RI | | | | X | | |
| Passeriformes | Cardinalidae | *Passerina ciris* | RI | R | | X | | | |
| Passeriformes | Thraupidae | *Volatinia jacarina* | RP | R | | X | | | |
| Passeriformes | Thraupidae | *Sporophila torqueola* | RP | C | | X | X | | Intermedia |

# INDICE DE AUTORES

# INDICE DE AUTORES


A

Abarca Camacho, Carolina, Laboratorio de Neurofarmacología, CEIB-UAEM..... 236

Acosta Urdapilleta, Ma. de Lourdes, Laboratorio de Micología, CIB-UAEM.....111, 147, 165

Acuña-Soto, Jesús Alberto, Instituto de Fitosanidad, Colegio de Posgraduados..... 251

Alagón-Cano, Alejandro, Departamento de Biología Molecular, Bioprocesos IBT-UNAM..... 385

Argote Cortés, Aquiles, Laboratorio de Ornitología, CIB-UAEM..... 415

B

Bahena Galindo, María Eugenia, Laboratorio de Edafoclimatología, CIB-UAEM..... 21

Barragán-Zaragoza, Petra, Laboratorio de Invertebrados, Facultad de Ciencias Biológicas..... 219

Barraza García, Guillermo, Departamento de Medicina Molecular y Bioprocesos, IBT-UNAM..... 301

Burgos-Dueñas, Armando, Facultad de Ciencias Biológicas, UAEM..... 339

Burgos-Dueñas, Oscar, Facultad de Ciencias Biológicas, UAEM..... 339

Burgos-Solorio, Armando, Laboratorio de Parasitología Vegetal, CIB-UAEM..... 339

C

Caspeta-Mandujano Juan Manuel, Laboratorio de Parasitología de Animales Silvestres, Facultad de Ciencias Biológicas, UAEM..... 179

Chaires-Grijalva, M. Patricia, Instituto de Fitosanidad, Colegio de Posgraduados..... 251

Clement Carretero Herlinda C., Departamento de Medicina Molecular y Bioprocesos, IBT-UNAM..... 301

Corzo Burguete, Gerardo, Departamento de Medicina Molecular y Bioprocesos, IBT-UNAM..... 300

D

Díaz-Godínez, Gerardo, Laboratorio de Biotecnología, Centro de Investigación en Ciencias Biológicas, UAT, Tlaxcala, México..... 165

Diego-García, Elia, Departamento de Medicina Molecular y Bioprocesos, IBT-UNAM..... 301

E

Equihua-Martínez, Armando, Instituto de Fitosanidad, Colegio de Posgraduados..... 251

Espinosa Vargas, Erika Janeth, MMRN, CIB-UAEM.....147

Estrada-Venegas, Edith G., Instituto de Fitosanidad, Colegio de Posgraduados..... 151

G

García García, Francia, Departamento de Medicina Molecular y Bioprocesos, IBT-UNAM..... 301

García Zavala, Edith Berenice, Facultad de Ciencias Biológicas, UAEM..... 165

Gómez-Márquez, José Luis, Laboratorio de Limnología, FES-Z UNAM..... 219

González Palomares, Gerardo, Laboratorio de Limnología, FES-Z UNAM..... 415

Granados-Ramírez, José Guadalupe, Laboratorio de Invertebrados, Facultad de Ciencias Biológicas, UAEM..... 219
Granjeno Colín, Andrea Elizabeth, Laboratorio de Edafoclimatología, CIB-UAEM..... 21
Gutiérrez Villafuerte, María del Carmen, Laboratorio de Neurofarmacología, CEIB-UAEM..... 237

J

Jiménez Piedragil, César Daniel, Laboratorio de Ornitología, CIB-UAEM..... 415

L

León Rivera, Ismael, Laboratorio de Química Orgánica, CIQ-UAEM..... 115
López-Campos, Mercedes G., Laboratorio de Acarología, Departamento de Biología Comparada, Facultad de Ciencias, UNAM..... 275
López Martínez Víctor, Facultad de Ciencias Agropecuarias, UAEM..... 339
Lozano García, Marco Antonio, Laboratorio de Mastozoología, CIB-UAEM..... 365

M

Martínez-Carrera, Daniel Claudio, Laboratorio de Hongos Comestibles, Medicinales y Funcionales, Colegio de Postgraduados campus Puebla, México..... 79
Medina-Soriano, Francisco, Laboratorio de Acarología, Departamento de Biología Comparada, Facultad de Ciencias, UNAM..... 275
Medrano-Vega, Francisco Abel, Laboratorio de Micología, CIB-UAEM..... 164
Mendoza-Franco, Edgar Fernando, Instituto de Ecología, Pesquerías y Oceanografía del Golfo de México (EPOMEX), UAC- Campeche, México..... 179
Montiel Arcos, Elizur, Laboratorio de Micología, CIB-UAEM..... 79, 93, 115
Morón Ríos, Miguel Ángel †, Departamento de Biosistemática de Insectos, Instituto de Ecología, Xalapa, Veracruz..... 121
Mundo Ocampo, Elena Mariana, Facultad de Ciencias Biológicas, UAEM..... 131

N

Neri-Castro, Edgar Enrique, Departamento de Biología Molecular, Bioprocesos IBT-UNAM..... 385

O

Oliver Guadarrama, Rogelio, Laboratorio de Edafoclimatología, CIB-UAEM..... 21
Ortiz Villaseñor, Ana Luisa, Laboratorio de Mastozoología, CIB-UAEM..... 365

P

Pérez Silva, Evangelina, Departamento de Botánica, Laboratorio de Micología, Instituto de Biología, UNAM..... 61

R

Rebollar Flores, Jhasua, Facultad de Ciencias Biológicas, UAEM..... 93

Reyna-Rojas, Mario Alberto, Departamento de Biología Molecular, Bioprocesos IBT-UNAM..... 387

S

Santillán Alarcón, Salvador, Laboratorio de Mastozoología, CIB-UAEM..... 365

T

Taboada Salgado, Marisela, Laboratorio de Edafoclimatología, CIB-UAEM..... 21

Tapia-Osorio, Marina, Laboratorio de Parasitología de Animales Silvestres, FCA-UAEM..... 179

Téllez-Téllez, Maura, Laboratorio de Micología, CIB-UAEM..... 165

Tello-Salgado, Isaac, Laboratorio de Micología, CIB-UAEM..... 79, 93, 115

Trejo-Albarrán, Roberto, Laboratorio de Hidrobiología, CIB-UAEM..... 219

Trejo Hernández, María del Refugio, CEIB-UAEM..... 131

U

Uriarte Martínez, Andrea, MMRN, CIB-UAEM..... 147

V

Valladares C., Lucero, Laboratorio de Neurofarmacología, CEIB-UAEM..... 237

Vázquez-Rojas, Ignacio, Laboratorio de Acarología, Departamento de Biología Comparada,
Facultad de Ciencias, UNAM..... 275

Villegas Villarreal, Elba C., Laboratorio de Estructura-Función e Ingeniería de Proteínas,
CEIB-UAEM..... 147, 300



# INDICE TAXONÓMICO

**INDICE TAXONOMICO**


*Abacarus* 252, 288

*Abacarus sacchari* 252

*Abacarus uruetae* 252

*Abiectus* 26, 278

*Abiectus* sp. aff *hanseni* 278

*Abies* 336

*Abies religiosa* 47, 343

*Arbutus jalapensis* 47

*Acalitus* 252, 288

*Acacia* 336

*Acacia farneciana* 344

*Acalitus santibanezi* 252

*Acantocéfala* 365

*Acantocéfalos* 167, 364, 365, 368

*Acanthocephala* 166

*Acanthophthirius lopezi* 287

*Acantophrynus coronatus* 272

ACARI 241, 244, 259, 260, 261, 262, 268, 273, 365

*Acaricalus segundus* 252

ACARIDAE 259, 289

ACAROIDEA 259

*Acarus siro* 259, 289

*Aceria fica* 253

*Aceria granati* 253

*Aceria lycopersici* 253

ACARIFORMES 244, 250, 268, 286

*Acarapis woodi* 256, 260

*Aceria fraxiniflora* 253

*Aceria mangifera* 253

*Acarina* 267, 285

*Acariformes* 244,250,268,286

*Acrotacarus mirabilis* 259, 289

*Accipiter cooperi* 420

*Accipitriformes* 420

ACCIPITRIDAE 420

*Acrotacarus mirabilis* 256, 289

*Aculops lycopersici* 253

*Adineta* 221

*Agalychnis dacnicolor* 395

*Agkistrodon* 381,383,385

*A. bilineatus bilineatus* 381, 383, 385

*Agaricales* 46,47,50,59,70,88, 90,91,92,95,96,98, 105,110

AGARICACEAE 50, 88, 95, 96, 105, 111, 113, 114

*Agaricus* 47,91,94,110,111,133

*Agaricus arvensis* 50,55,111

*Agaricus* (aff. *campestris)* 111

*A. placomyces* Peck, var. *placomyces* 50

*A. sylvicola* 50

*A. xanthodermus* 50

AGARICACEAE 50, 88, 95, 96, 105, 111, 113, 114

*Agaricales* 46, 47, 50, 59, 70, 88, 90, 91, 92, 95, 96, 98, 105, 110

*Agaricus* 47,91,94,110,111,133

*Agaricus arvensis* 50, 55, 111

*Agaricomycetes* 105

AGELENIDAE 274, 283, 299, 306

*Agelenopsis aperta* 300

*Argemone* sp 343

*Agistemus* 255

*Agistemus simplex* 138, 255, 287
*Agkistrodon bileneatus bilineatus* 386
*Aleuria aurantia* 50
ALISMATACEAE 343
*Alnus* 336
*Alnus jorullenses* 47, 344
*Alternaria* 94
*Allocosa* 282
*Allocosa apora* 282
*Allium cepa* 139, 255, 259, 260
*Allium sativum* 259
AMARANTHACEA 343
*Amanita bisporigera* 46, 50
*Amanita caesarea* 46, 48
*Amanita gemmata* 49, 50, 55
*Amanita rubescens* 49
*A. verna* 46, 50, 55
*A. virosa* 46, 50, 56
*Amaranthus hybridus* 343
*Amaranthus retroflexus* 343
*Amblipygi* 267, 268, 272, 284
*Amblyseius* 249, 285
*Amblypygi* 268
*Amblyomma inornatum* 286
AMEROIDEA 257
AMERONOTHROIDEA 258
AMEROSEIIDAE 249, 285
*Amanita* 46, 49, 59
AMANITACEAE 50
*Amanita bisporigera* 46, 50
*Amanita caesarea* 46, 48
*A. calyptrata* 50
*A. cokeri* 50,55
*A. flavoconia* 50
*A. flavorubens* 49, 50
*A. fulva* 50
*A. gemmata* 49, 50, 55
*A. muscaria* var. *muscaria* 50
*A. ocreata* 50
*A. pantherina* 50
*Plyphyalla concurrens* 322
*Polyphylla petiti* 322
*A. polypyramis* 50
*A. rubescens* 50
*A. tuza* 50
*A. straminea* 50
*A. verna* 46, 50
*A. virosa* 46, 50
*A. xanthoderma* 49
*Amatitlania nigrofasciata* 167, 168, 169, 170, 171, 200
*Amanita caesarea* 46, 48
*Amanita gemmata* 49, 50, 55
*A. xanthoderma* 49
AMAUROBIIDAE 299, 306
AMEROSEIIDAE 249,285
*Amauroderma* 74, 76, 77, 82, 94, 95, 106, 107, 108, 109
*Ambrosia artemissifolia* 343
*Amauroderma cofeatum* 79, 81, 111
*A. rugosum* 81, 82, 111
AMMOTRECHIDAE 272, 277
*Ammotrechula mulaiki* 278

*Ammotrechula pilosa* 278
*Ammotrechula saltatrix* 278
*Amazilia beryllina* 420
*Amazilia violiceps* 413, 420, 413
ANACARDIACEAE 343
*Ancognatha* 317
*A. quadripunctata* 317, 323
*Anas platyrhynchos* 418
*Anamixoderma* 76
*Androlaelaps* 250
*Androlaelaps glasgobi* 250
*Androlaelaps martini* 250, 285
*Androlaelaps fahrenholz* 285
*Androlaelaps glasgowi* 285
*Androlaelaps.* ca. *proyecta* 285
*Anagasta (Ephestia) kuehniella* 256
ANALGOIDEA 259
ANATIDAE 418
*Anopluros* 364
ANTENNOPHORINAE 248
*Annas platyrhunchus* 418
*Anoda cristata* 344
*Anoura geoffroyi* 372
*Anomalini* 322
*Anoura geoffroyi lasiopyga* 250, 254, 259
*Anseriformes* 418
*Antrostomus ridgwayi* 418
*Anuraeopsis fissa* 215
ANYSTIDAE 253, 288
ANYSTIDES 253
ANYSTINA 253
ANYSTOIDEA 253
*Anystis* 253, 288
*Anystis salinus* 253, 288
*Apeltastes* 319
*A. elongata* 319, 324
APHELACARIDAE 289
*Aphelacarus* 257, 289
*Aphonopelma* 278, 304, 307
*Aphonopelma serratum* 304
*Aphylloporales* 105
*Apis mellifera* 256, 260
APODIDAE 418, 420
*Apodiformes* 418, 420
ARACHNIDA 241, 244, 260, 261, 268, 273, 274, 275, 285
ARANEAE 267, 268, 272, 273, 274, 278, 291, 293, 301
*Arbutus jalapensis* 47
*Archilochus colubris* 420
ARCTACARIDAE 285
*Arctacarus* 285
*Arctosa morelosiana* 285
*Arctosa littoralis* 282
*Arctoseius* 249, 285
*Arctoseius multidentatus* 249, 285
*Artiodáctilos* 367
*Ardea alba* 420
*Ardea herodias* 420
ARDEIDAE 420
*Argyrodes elevatus* 280
*Armascirus taurus* 251, 287
*Artermisia luloviciana*

*mexicana* 238, 255
*Artibeus hirsutus* 372
*Artibeus intermadius* 372
*Artibeus jamaicensis* 250, 259, 362, 364, 365, 366, 372
*Artibeus lituratus* 372
*Artrópodos* 229, 230, 231, 232, 233, 234, 237, 243, 245, 247, 260, 262, 271, 273, 320, 364, 368, 369
*Arremon virenticeps* 413
*Asca* 94, 249, 285
ASCIDAE 249, 285
ASCOIDEA 249
*Ascomycota* 47, 49, 91, 92, 94, 96
*Asplanchna* 220, 221
ASTERACEAE 343
*Astigmatina* 246, 258, 262
*Astyanax aeneus* 167, 168, 169, 170, 171, 200, 204
*Astyanax fasciatus* 167
*Arachis hypogaea* 139,256
*Arachnida* 241, 244, 260, 261, 268, 273, 274, 275, 285
*Arenaria tryoides* 251
*Arcyria denudata* 91
*Argiope argentata* 281
*Argiope aurantia* 281
ARANEAE 267, 268, 272, 273, 274, 278, 291, 293, 301
ARGASIDAE 267, 271, 286
*Arthropoda* 268
*Artibeus jamaicensis* 250, 259, 362, 363, 364, 365, 366, 368, 372
*Arctoseius* 249, 285
*Arctoseius multidentatus* 249, 285
*Armillaria mellea* 52
ARRENUROIDEA 254
*Ascocotyle nana* 168
*Ascomycota* 47, 49, 91, 92, 94, 96
*Astigmatina* 246, 258, 262
*Atherinella balsana* 167
*Atta* 317
*Aspidoptera delatorrei* 368
ATURIDAE 254, 289
ATRACTASPIDAE 380
*Atractides tucabus* 254
*Auricularia polytricha* 111
*Auriculariales* 105
AURICULARIACEAE 105, 111
*Augustsonella southcotti* 253
*Avena fatua* 345
AZEMIOPINAE 380
*Azemiops feae* 380
Axonopsis mesoamericana 254

**B***

*Basidiomycota* 47
*Baiomys musculus* 366, 373
*Balantiopteryx plicata* 254, 256, 367, 372
*Balantiopteryx plicata plicata* 256
*Balustium* 253
BANKERACEAE 53
*Barbus* 167

*Bassariscus astutus* 364, 369, 373
*Basidiomicota* 75
*Basidiomycetes* 83, 88, 116, 159
*Basileuterus rufifrons* 413, 426
*Basidiomycota* 47,50,91,92,96,98
BDELLOIDEA 212, 250
BDELLIDAE 250, 287
*Bdella* 250, 251, 287
*Bdella longicornis* 250, 287
*Bdella mexicana* 251, 287
*Bdellodes communis* 251, 287
*Bdellodes* 287
*Bdellodes hurdi* 251, 287
*Bdellodes truncata* 251
*Beauveria* 93, 94
*Beta vulgaris* var. *cicla* 344
*Bidens pilosa* 343
*Boidos* 380
*Blattisocius* 249
*Blattisocius keegani* 249
*Boa sigma* 397, 398
*Boletopsis* 111
*Boletus edulis* 46, 48
*B. frostii* 46, 52
*B. regius* 46
*Boletellus chrysenteroides* 46, 52, 56
*Boophilus micropilus* 248, 260
*Bonnetina* 267, 271, 272, 274, 279
*Bos taurus* 248
BRACHIONIDAE 209, 211, 212, 213, 215, 216, 217, 218, 221, 222
*Brachionus* 212, 213, 219, 220,221,224
*Brachionus angularis* 215
*Brachionus bidentatus* 215
*Brachionus budapestinensis* 215
*Brachionus caudatus* 211,215,218,222
*Brachionus calyciflorus* 215
*Brachionus falcatus* 215
*Brachionus forficula* 215
*Brachionus havanaensis* 215
*Brachionus patulus* 215
*Brachionus plicatilis* 215
*Brachionus quadridentatus* 215
*Brachionus rubens* 215
*Brachionus urceolaris* 215
BRACHYCHTHONIIDAE 257, 289
BRACHYCHTHONIOIDEA 257
*Brachychthonius* 257, 289
*Brachypelma* 270, 291, 293, 294, 295, 296, 297, 298, 299, 300, 301, 302, 304, 306, 307
*B. auratum* 304
*Brachypelma albiceps* 293, 294, 295, 296, 299, 300, 301, 302, 303, 304, 306
*B. smithi* 293, 294, 295, 296, 299, 300
*B. vagans* 267, 279, 294, 295, 296, 297, 298,302, 303, 305, 307
*Brachypelma vagans* 267, 279, 297, 305, 307
*Brachypelma verdezy* 304
*Brachypelma smithi* 293,299,307

BRACHYPYLINA 257
*Brassica campestris* 344
*Brassica oleraceae* 344
*Brennandania* 256
*Boletales* 52, 105
BOLETACEAE 52, 59, 98, 105, 111
*Boletellus chrysenteroides* 46, 52, 56
*Boletus* 50
*Boletus edulis* 46, 48
*B. frostii* 46, 52
*B. pinophillus* 52
*B. queletii* 52
*B. reticulatus* 52
*B. subtomentosus* 52
*B. versicolor* 52
*Bonnetina alagoni* 271, 272, 279
BOLBITACEAE 96
*Brevipalpus* 256
*Brevipalpus edwinae* 256, 288
*Brogniartia vazquezii* 344
*Bromelia haemispherica* 269
*Bubulcus ibis* 420
*Buddleia cordata* 344
*Buddleia verticillata* 252
*Bursera* 336
*Buteo brachyurus* 420
*Buteo lineatus* 420
*Buteo jamaicicensis* 420
*Buteo plagiatus* 420
BUTHIDAE 276
*Butorides virescens* 420

**C***
CLAVARIACEAE 51
*Caenothrombidum* 253
*Calepitrimerus muesebecki* 253
*Calomacraspis* 317
*C. resplendens* 317
*C. concinna* 317, 323
*Calomacraspis splendens* 323
*Calholaspis* 249, 285
*Calorema* 253
*Calothorax lucifer* 420
*Caloglyphus mycophagus* 259
*Calligrapha* 334, 337, 348
*Calligrapha aeneopicta* 338, 348
*Calligrapha aeneovittata* 343, 345, 346, 348
*Calligrapha ramulifera* subsp. *argus* 348
*Calligrapha barda* 344, 346, 338, 344, 348
*Calligrapha consputa* 344, 345, 346, 338, 344, 345, 348
*Calligrapha dislocata* 343, 345, 348
*Calligrapha diversa* 343, 338, 342, 343, 344, 345, 348
*Calligrapha felina* 332, 338, 339, 345, 348
*Calligrapha labyrinthica* 338, 348
*Calligrapha multiguttata* 332, 333, 338, 344, 345, 348
*Calligrapha notatipennis* 343, 338, 344, 348
*Calligrapha pantherina* 344, 345, 338, 344, 345, 348
*Calligrapha serpentina* 338, 348

*Calligrapha* 331, 333, 334, 337, 338, 345, 348
*Calligrapha* sp 1 338, 345, 348
*Calligrapha* sp 2 348
*Calligrapha* sp 3 348
*Calligrapha* sp 4 348
CAMEROBIIDAE 255
*Cameronieta elongatus* 250, 286
*Cameronieta thomasi* 250, 286
CAMISIIDAE 257, 289
*Camisia* 257, 289
CAPONIIDAE 280
*Campylorhynchus jocosus* 424
*Camptostoma imberbe* 422
*Candida albicans* 151
CANESTRINIIDAE 259, 289
CANESTRINIOIDEA 259
*Canis latrans* 368, 369, 373
*Canis lupus* 248
*Cantarellus* 111
CATHARTIDAE 420
*Cantharellales* 53
CANTHARELLACEAE 53, 105, 111
*Cantharellus* 49
*Cantharellus cibarius* 53
*Cathartiformes* 420
*Catharus aurantiirostris* 424
*Catharus occidentalis* 413
*Catherpes mexicanus* 413, 422, 424
*Capsicum* 252, 345
*Capsicum annuum* 345
CARABODIDAE 258
*Carabodes* 258
CARABODOIDEA 258
*Cardellina pusilla* 426
CARDINALIDAE 426
CARPOGLYPHIDAE 259
*Carpoglyphus lactis* 259
CAPRIMULGIDAE 418
*Caprimulgiformes* 418
*Cassia acutifolia* 344
*Castianeira dorsata* 283
*Casuarina* 77
CELAENOPSOIDEA 248
CEPHEOIDEA 257
CETONIIDAE 311, 314, 315, 323
Cetoniini 323
*Chasmatopterini* 322
*Catharas occidentalis* 250
*Cathartes aura* 420
*Centrocestus formosanus* 167, 168, 200, 201, 202, 205
*Centruroides* 276
*Centruroides balsasensis* 276
*Centruroides limpidus* 253,2 67, 270, 276
CERATOZATIDAE 258
*Ceratozetes* 258, 289
CERATOZETOIDEA 258
CERYLIDAE 420
*Cesonia cuernavaca* 284
*Cesonia gertschi* 284
*Cesonia lugubris* 284
*Cestodo* 166, 167, 168, 170, 364, 365, 366, 368, 369

*Chalcocirtus* 284
CHERNETIDAE 277
*Cheiroseius* 249, 285
*Chlorophyllum molybdites* 49, 70
Chilopoda 231, 233, 237, 238
*Choeronycteris mexicana* 368, 372
*Chordeiles minor* 418
*Chnaunanthus discolor* 322
*Cichlasoma istlanum* 167, 168, 169, 171, 200
CICHLIDAE 167, 173, 202, 203, 204, 205
*Cichlidogyrus sclerosus* 167, 169, 172, 173, 174, 201
*Chloroceryle americana* 420
*Citrus paradisi* 256
*Ciccaba virgata* 420
*Clitocybe gibba* 46, 111
*Clitocybe infundibuliformis* 52
*C. odora* 52
*Crataegus mexicana* 252
CROTALINAE 380
*Crotaphytus collaris* 138, 255
*Croton morifolius* 344
*Cruzia tentaculata* 364
*Chaetura vauxi* 420
*Characithecium costaricensis* 167, 169, 200
*Characoderma* 76
CHARARIDAE 420
*Charadrius vociferus* 420
*Cheiroseius* 249, 285
Chelicerata 268, 273
*Chilopoda* 231, 233, 237, 238
*Chirorhynchobia matsoni* 259
CHIRORHYNCHOBIIDAE 259
*Chiroptonyssus robustipes* 250, 286
*Cistothorus palustris* 424
CHEYLETIDAE 256, 287
CHEYLETOIDEA 256
*Cheletomorpha lepidopterorum* 287
*Chenopodium album* 344
*Ch. murale* 344
*Cheyletus cacahuamilpensis* 256, 287
*Cheyletus eruditus* 256, 287
CHIRODISCIDAE 259
*Chrysamelobia labidomearae* 256
*Chrysomela* 331, 332, 333, 334, 336, 337, 348
*Chrysomela knabi* 336, 338, 345, 348
*Chrysomela scripta* 332, 337, 345, 337, 338, 348
CHRYSOMELIDAE 348
CHRYSOMELINAE 332, 334, 348
Chrysomelina 348, 332
Chrysomelini 332, 334, 348
*Chrysina* 315, 317
*Ch. aenigmatica* 317, 323
*Ch. laniventris* 317, 323
*Chrysometa brevipes* 281
CTHONIIDAE 257, 277, 289
*Chlorophyllum molybdites* 49, 70
*Chlorostilbon auriceps* 420
*Clathrus* 94, 98
*Clathrus crispus* 94
CLATHRACEAE 98
*Cocceupodes* 251, 286

*Coccorhagidia clavifrons* 251, 287
*Coccotydeus tenuiclaviger* 252, 287
*Coccyzus americanus* 418
*Coccyzus minor* 418
Coleoptera 311
COLLEMATACEAE
*Cordyceps capitata* 46, 49
*Cordyceps ophioglossoides* 49
*Cordyceps millitaris* 93
*Coriandrum sativum* 346
*Chiroderma salvini* 372
*Chiroptonyssus robustipes* 250, 286
*Chordylochernes* 277
*Cleidodiscus* 167, 169, 201
*Clitocybe* 46, 49, 52, 111
CLUBIONIDAE 274, 283
*Coleoscirus simplex* 251, 287
*Collybia* 94
*Coltricia perennis* 53
*Columbina inca* 250, 413, 418
*Columbuina minuta* 418
*Columbina passerina* 250, 418
*Columbina talpacoti* 418
COLUMBIDAE 418
*Columbiformes* 418
COLUBRIDAE 380
*Conepatus leuconotus* 373
Coraciiformes 420
*Coragyps atratu* 420
CORINNIDAE 283
CORDYCIPITACEAE 49, 96
CORTINARIACEAE 51, 70, 105, 111
*Cortinarius cinnabarinus* 51
*C.* aff. *elegantissimus* 51
*C.* aff. *glaucopus* 51
*C. semisanguineus* 51
*C. violaceus* 51
COPRINACEAE 51
*Coprinellus micaceus* 51
*Coprinus* 88, 91, 94
*Coprinus comatus* 51, 52, 56
*Cryptococcus neoformans* 151
*Cultrobates* 258, 289
*Conus magus* 301
*Cotinis* 315, 318
*C. mutabilis* 318, 323
*C. pauperula* 318
*C. pueblensis* 318, 323
*Cunaxa* 251, 287
*Cunaxoides biscutum* 251, 287
*Coltricia perennis* 53
*Contopus pertinax* 422
*Contopus sordidus* 422
*Connopus acervatus* 51
*Cordyceps capitata* 46, 49
CORIOLACEAE 96
*Cordyceps militaris* 95
CORDYCIPITACEAE 49, 96
CORTINARIACEAE 51, 70, 105, 111
*Cortinarius* 49, 51, 57, 111
*Cortisium* 91
COSMETIDAE 275
*Cosmobunus auratus* 275
*Cosmos bipinnatus* 343

CRACIDAE 418
*Cratogeomys merriami* 361, 373
*Cremastocheilini* 324
*Crepidotus cinnabarinus* 51
*Crotophaga sulcirostris* 418
*Crotalus* 381, 389
*Crotalus culminatus* 379, 381, 383, 387, 393, 395, 396, 397
*C. s. culminatus* 381, 387, 388, 393
*C. laticollaris* 383, 388
*C. molossus nigrescens* 381
*C. nigrescens* 381
*C. polystictus* 381, 383, 385
*C. simus* 387
*C. tlaloc* 381
*C. transversus* 381, 383
*C. triseriatus* 381, 383
*C. ravus* 381, 383
CROTONIDAE 257
CTENACAROIDAE 257
CTENACAROIDEA 257
CTENIDAE 383
*Ctenocephalides felis* 364
*Ctenosaura pectinata* 393, 395, 396
*Ctenus* 283
CTENIZIDAE 278
*Ctenosaura pectinata* 393, 395, 396
CUCULIDAE 418
*Cuculiformes* 418
*Cucumis sativum* 256,259,260
CUCURBITACEAE 344
*Cucurbita pepo* 344
CUNAXIDAE 251, 287
*Cunaxoides biscutum* 251, 287
*Cyathus* 93, 94
*Cyathus colensoi* 94
*Cyclocephalini* 323
*Cyclocephala* 317
*Cyclocephala barrerai* 323
*Cyclocephala deceptor* 323
*C. lunulata* 317, 323
*Cyclocephala melanocephala* 232
*Cyclocephala stictica* 323
CYMBAEREMAEIDAE 258, 262
CYMBAEREMAEOIDEA 258
*Cymbaeremaeus* 258
*Cynanthus latirostris* 420
*Cynanthus sordidus* 420
*Cynorta* 275
CYPRINIDAE 203
*Cyprinus carpio* 167, 169, 170, 191, 193, 200
*Cyphophthalmi* 268
*Cypseloides niger* 418
*Cyta latirostris* 251, 287

**D***

*Daucus carota* 346
*Dacrymycetales* 53
DACRYMYCETACEAE 53
*Dacrymyces palmatus* 53
DACTYLOGYRIDAE 169, 197, 201, 202, 203, 204, 206
*Dactylogyrus dulkeiti* 167, 169, 191, 200
*Dactylogyrus intermedius* 167, 169, 193, 194, 195, 200

*Dactylogyrus vastator* 169, 169, 193, 200
*Daldinia* 59
*Dampfiella procera* 258, 289
DAMPFIELLIDAE 258, 289
*Dasypus novemncinctus* 369, 372
*Datura stramonium* 345
*Dendrocygna autummalis* 418
DERMANNYSSIAE 248
DERMANYSSOIDEA 249
DERMANYSSIDAE 249
*Dermanura azteca* 372
*Dermanura phaeotis* 372
*Dermanura tolteca* 372
*Dermanyssus gallinae* 249
*Dermatophagoides pteronyssinus* 259
*Dermocybe* 49, 70
*Desmodus rotundus* 250, 256, 362, 364, 372
*Desmodus rotundus murinus* 250, 256
*Dípteros* 364, 368, 369
*Didelfimorfios* 367
*Didelphis virginiana* 362, 364, 366, 368, 369, 370, 372
DIGUETIDAE 280
*Diguetia propinqua* 280
*Dinocheirus* 277
*Dinothrombium dugesii* 253, 288
DIPLOGYNIIDAE 248, 261, 286
*Diptacus gigantorhynchus* 252, 288
DIPLOCENTRIDAE 276
*Diplocentrus coylei* 276
*Posthodiplostomum minimum* 167, 168, 200
Diplotaxini 322
*Diplotaxis* 315
*Diplotaxis aenea* 314, 322
*Diplotaxis angularis* 322
*Diplotaxis atramentaria* 314, 322
*D. bifida* 322
*Diplotaxis cribriceps* 322
*Diplotaxis denigrata* 322
*Diplotaxis hallei* 322
*D. iguala* 315, 322
*D. incisa* 315, 322
*D. latispina* 315, 322
*Diplotaxis megapleura* 322
*D. mexcala* 315, 322
*D. microchele* 315, 322
*Diplotaxis puberea* 322
*Diplotaxis roberti* 322
*Diplotaxis simillima* 322
*D. sinuans* 315, 322
*Diplotaxis tarsalis* 322
*Diplotaxis trapezie* 314
*Diplotaxis trapezifera* 322
DIPLURIDAE 273, 278
*Diptacus gigantorhynchus* 252, 288
DIPTILOMIOPIDAE 252, 288
*Dorosoma* 167
*Doryphorina* 334, 348
*Drymarchon melanurus* 393, 396, 398
DICTYNIDAE 273, 283
*Dynastes* 318
*D. hyllus* 318, 323
DYNASTINAE 313, 314, 323

*Dynastini* 323
*Dyspnoi* 268, 275
**E***
*Echinochaete* 94
*Edricus productos* 281
*Egeria densa* 221
*Eiuschoengastia zapoteca* 254
*Elaphomyces granulatus* 46
ELAPIDAE 250, 285, 380, 381, 383
*Elaver tigrinella* 283
*Elfvingya* 74, 75, 76, 77
ENARTHRONOTIDES 257
*Enchisthenes hartii* 372
ENTOLOMATACEAE 51
*Entoloma clypeatum* 51
EREMOBELBIDAE 257
ELEUTHERENGONIDES 254
*Empidonax fulvifrons* 422
*Empidonax hammondii* 422
*Empidonax minimus* 422
*Empidonax occidentalis* 422
*Empidonax traillii* 422
*Empidonax wrigthii* 422
*Eotetranychus ecclisis* 255
*Eotetranychus lewisi* 255
*Epectinaspis* 317
*Epectinaspis opacicollis* 314, 317, 323
*Eptesicus fuscus* 372
ERIOPHYIDAE 245, 261, 288
*Eriophora ravilla* 281
*Eriophyes ficus* 288
*Eriophyes granati* 288
*Eriophyes lycopersici* 288
*Eriophyes mangifera* 288
ERIOPHYIDAE 252
EREMAEIDAE 257
EREMAEOIDEA 257
*Eremaeus* 258
*Eremobelba* 257
*Eriophyes* 253, 288
ERIOPHYOIDEA
*Eruca sativa* 344
*Eukoenenia mexicana*
ERYTHRAIAE 252, 259, 260, 262
ERYTHRAEIDAE 253
ERYTHRAEOIDEA 253
*Escherichia coli* 151
*Euagrus* 273, 278
*Euagrus gus* 278
*Euagrus mexicanus* 278
*Euchlanis* 221
*Eudusbabekia* 256, 288
*Eudusbabekia arganoi* 256, 287
*Eudusbabekia lepidosdela* 256
*Eudusbabekia viguerasi* 287
*Eugenes fulgens* 420
*Eumycetes* 119
*Eupatorium amplifolium* 343
*Eupatorium lasium* 343
EUPHOBIACEAE 344
*Euphoria basalis* 323
*Euphoria biguttata* 324
*Euphoria canescens* 324

*Euphoria dimidiata* 324
*Euphoria iridescens* 324
*Euphoria leucographa* 324
*Euphoria pulchella* 324
*Euphoria subtomentosa* 324
*Euphoria vestita* 324
*Euphoria westermani* 324
EUPODIDAE 251, 286
*Euphonia elegantissima* 413, 424
EUPHTHIRACARIDAE 257, 289
EUPHTHIRACARIDAE 257, 289
EUPHTHIRACAROIDEA 257
EUPODOIDEA 251
EUPODIDAE 251, 286
EUPODIDES 250
*Eudusbabekia* 256, 288
*Eumycetes* 119
*Eupatorium glabratum* 255, 256
*Eupnoi* 268, 275
*Eupodes* 251, 286
*Euphorbia pulcherrima* 139, 256, 288
*Euschoengastia zapoteca* 288
*Eustigmaeus* 255, 287
*Euseius* 249
*Eutetranychus anitae* 255, 288
*Eutetranychus ecclisis* 288
*Eutrombicula alfreddugesi* 254
*Eutrombicula batatas* 254, 288
*Eutrombicula alfredugesi* 247
EVIPHIDAE 285
EVIPHIDOIDEA 249
EUZERCONIDAE 286
*Euzercon* 286
*Expletobia* 256, 288

**F***

FABACEAE 344
*Falconiformes* 420
*Falco sparverius* 420
*Favolus* 111
*Ficus* 77, 138, 252, 253, 255, 261, 262, 288
*Ficus carica* 252, 253, 262
*Filinia* 220,221
FILISTATIDAE 279
Filostomidos 362, 369
*Fistulina guzmanii* 111
*Flamulina velutipes* 102, 110, 133
*Floccularia straminea* 52
*Florinda coccínea* 281
*Fomes* 59, 97, 106, 107, 108, 111
*Fomes roseus* 111
*Fomitopsis* 94, 97, 111
*Fomitiporia* 97
*Fomitopsis* 94, 97, 111
*Fraxinus udhei* 253
FRINGILLIDAE 424
*Frontinella communis* 281
*Frontinella tibialis* 281
FURNARIIDAE 422

**G***

*Gaeolaelaps* 250, 285
GANODERMATACEAE 72, 74, 75, 76, 77, 78, 80, 82, 96, 105, 110, 111, 112, 113

*Ganoderma* 74, 75, 76, 77, 78, 79, 80, 81, 82, 83, 94, 95, 96, 106, 107, 108, 109, 110, 111, 112, 113
*Ganoderma applanatum* 75, 77, 82, 112
*G. areolatum* 77
*Ganoderma lucidum* 74, 75, 82, 83, 111, 112, 151
*G. curtissi* 78, 79, 110
*G. colossus* 79
*G. lobatum* 77, 79
*G. lucidum* 74, 76, 77, 78, 79, 100
*G. oregonense* 77
*G. sessile* 78, 81
*G. sessiliforme* 77
*G. subamboinense* 77, 78, 79, 81
*G. lobatum* 77, 79
*Ganoderma lucidum* 74, 75, 82, 83, 111, 112, 151
*G. resinaseum* 77, 78, 81
*G. sessiliforme* 77
*G. subamboinense* 77, 78, 79, 81
*G. subincrustatum* 77
*Galerina* 40, 49
GALUMNIDAE 258
*Galumna* 258
GALUMNOIDEA 258
*Galliformes* 418
*Gallus gallus* 250
GAMASINA 248
*Gamasolaelaps* 249, 285
GASTRONYSSIDAE 289
*Geastrales* 53
GEASTRACEAE 53
*Geastrum* 53, 57, 94, 249
*Geastrum saccatum* 53, 57
*Geastrum triplex* 53
*Geayia amacuzaca* 254
*Geckobiella texana* 255
*Genarchella astyanactis* 167, 168
*Genuchinus* 315, 319
*G. digitatus* 319, 324
*Geococcyx velox* 418
*Geolycosa* 282
*Geophilomorpha* 232, 237
*Geothlypis tolmiei* 426
*Girardinichthys multiradiatus* 167, 168, 169, 170, 171, 200
*Golofa* 318
*G. imperialis* 318, 323
*G. pusilla* 318, 323
GOODEIDAE 167, 173, 202, 204
*Gossypium hirsutum* 139, 255, 344
*Glaucidium brasilianum* 420
*Glomeromycota* 91
*Glossophaga leachii* 372
*Glossophaga morenoi* 372
*Glossophaga soricina* 372
*Glyptholaspis* 249, 285
*Glyptholaspis americanus* 249, 285
*Glyptholaspis fimicola* 249
GLYCYPHAGIDAE 259
GLYCYPHAGOIDEA 259
*Glycyphagus ornatus* 259

*Gossypium hirsutum* 344
GNAPHOSIDAE 274, 283
*Gnathostoma procyonis* 364
*G. turgidum* 364, 368
*Grammostola spatulata* 300
*Grifola frondosa* 102, 112, 133
*Grifola umbellata* 106, 107, 108, 109
GUANOLICHIDAE 258
*Gymnetini* 323
*Gymnetis* 319
*Gymnetis poecila* 323
*Gymnetina alboscripta* 323
GYMNODAMAEIDAE 257, 289
*Gymnopilus* 52
*Gymnopilus penetrans* 52
*Gymnopus fusipes* 51
GYRODACTYLIDAE 170, 183, 185, 186, 189, 200, 203, 205
*Gyrodactylus* 167, 169, 170, 182, 183, 196, 199, 200, 201, 203, 205
*Gyrodactylus* sp. 1 167, 170, 200
*Gyrodactylus* sp. 2 167, 170
*Gyrodactylus* sp. 3 167, 170, 200

**H***

*Haddwia* 76, 77
*Hamanniella tortuosa* 364
*Hamataliwa facilis* 282
*Haemorhous mexicanus* 424
*Hannemania hylae* 254,288
*Hannemania palaezi* 254
*Haplophorella* 257
HAPLOZETIDAE 258
*Helianthus annuus* 343
Helmintos 164, 166, 167, 168, 202, 203, 204, 205, 364, 365, 366, 368, 369, 370
*Heliomaster constantii* 420
*Heloderma horridum* 397
*Helvella acetabulum* 50
*Helvella crispa* 50
HELVELLACEAE 50
HEMISARCOPTOIDEA 259
*Hemistropharia albocrenulata* 52
*Hemiphileurus* 318
*H. illatus* 318
*Hemiphileurus illatus mexicanus* 323
*H. laevicauda* 318, 323
*Hemydactilus frenatus* 52, 397
*Herichthys cyanoguttatus* 167
*Hericium erinaceum* 102, 133
*Herpailurus yagouaroundi* 368, 373
*Heterandria bimaculata* 167, 202, 205
HETEROPHYIDAE 202
HETEROSTIGMATINA 256
HETEROMYIDAE 366
*Hexagonia* 92, 94
*Hexidionis biagii* 254
*Hexidionis suriana* 288
*Hipsisigus* 102,133
*Hirundo rustica* 259,424
*Hirstiella pelaezi* 255
HIRUNDINIDAE 422, 424
*Hirundo rustica* 259, 424

HIRSTIONYSSIDAE 250, 285
HISTIOSTOMATIDAE 258,289
*Histiostoma* 258
HISTIOSTOMATOIDEA 258
*Histiogaster carpio* 259
*Histiogaster setosus* 289
*Hirstionyssus alvarezi* 285
*Hirstionyssus galindoi* 250
*Hirstionys subreviseta* 285
*Hirstionys sugalindoi* 285
*Hirstionys suneotomae* 285
*Hodomys alleni* 368, 373
*Hoffmannina suriana* 254
*Hoffamannina vesperuginus* 254
*Hologymnetis cinerea* 323
Holothyrida 243, 244, 245
*Holothrydida* 243
*Homobasidiomicetes* 75
*Hommo sapiens* 254
*Homotydeus* 287
*Hooperella vesperuginis* 288
*Hydnellum caeruleum* 53
*Hymenochaetales* 53, 88, 91
*Hymenoclea monogyra* 343
*Hymenolepis diminuta* 364
*Hypomyces* 46, 48, 49, 70
*Hypomyces lactifluorum* 48, 49
*Hoplozotes* 258
*Humphreya* 76, 77, 82
HRYDACHNIDIAE 254
*Hybopsis boucardi* 203
HYDNANGIACEAE 51
*Hydrangea macrophylla* 139, 25
*Hydrobates ampliatus* 254
*Hydrobates boettgeri* 254
*Hydrobates plabejus* 254
HYGROBATIDAE 254
HYGROBATOIDEA 254
HYGROPHORACEAE 51
*Hygrophorus russula* 51
HYGROPHOROPSIDACEAE 52
*Hygrophoropsis aurantiaca* 52
*Hylocharis leucotis* 420
*Hymenochaetales* 53, 88, 91
HYMENOCHAETACEAE 53, 94, 95, 96
*Hymenochaetales* 53, 88, 91
*Hyoscyanus niger* 345
*Hypoaspis* 250, 285
*H. hyalinus* 49
HYPOCREACEAE 49
*Hypomyces lactifluorum* 48, 49
*Hypomyces hyalinus* 49
*H. lactifluorum* 49
*H. lateritius* 50
*H. luteovirens* 50
*H. macrosporum* 49
HYPOCREALES 49, 70

**I***

*Ictalurus balsanus* 167, 168, 169, 170, 171, 201
ICTERIDAE 424, 426
*Icterus cucullatus* 254, 424
*Icterus pustullatus* 413
*Insecta* 260, 320, 321, 324, 351, 352, 364, 365

*Inocybe corydalina* 46, 57
*Inocybe cookei* 51
*I. corydalina* 51
*I.* aff. *dulcamara* 51
*I. fastigiata* 51
*I. geophylla* 51
*I. grammata* 51
*I. obscura* 51
*I. praetervisa* 51
*Iguana* 255, 393, 395, 396, 397, 398
*Icterus cucullatus* 254, 424
*Icterus pustulatus* 424
*Ideoblothrus* 277
*Ilyodon* 167, 168, 171, 201, 202
*Illinichernes distinctus* 277
*Insecta* 260, 320, 321, 324, 351, 352, 364, 365
INOCYBACEAE 51
*Ipomoea murocoides* 252
*Ipomoea stans* 344
*Isonychus* 316
*Isonychus arizonensis* 322
*Ixodida* 243, 244, 245, 246, 248, 260, 261, 267, 271, 286
IXODIDAE 248, 260, 267, 271, 286
IXODOIDEA 248
*Ixodes cuernavacensis* 286
*Ixodes neotomae* 286
**J***
*Jalapyphantes Cuernavaca* 281
*Joshuella* 257, 289
*Juniperus deppeana* 253
**K***
*Kallstroemia* sp 346
*Kallstroemia rosei* 346
*Keratella* 215, 217, 218, 220, 221
*Kellicotia* 211, 215, 217
*Kellicotia bostoniensis* 211, 215, 217
*Kellicotia longispina* 215
*Keratella americana* 215
*Keratella cochlearis* 215, 217
*Keratella lenzi* 215
*Keratella quadrata* 215
*Keratella tropica* 215, 218
*Kinosternon integrum* 395
*Kleemania* 249, 285
*Kinosternon integrum* 395
KRENDOWSKIIDAE 254
*Kukulcania hibernalis* 279
**L***
LAELAPIDAE 250, 285
*Labidomera* 333, 334, 337, 338, 348
*Labidomera suturella* 338, 348
*Lachesana* 297
*Laccaria amethystina* 51
*L. laccata* 51
*Lactarius* 46, 48, 49, 50, 53
*Lactarius chrysorrheus* 53
*L. deliciosus* 53
*Lactarius indigo* 46, 48
*L. rufus* 53

*L. scrobiculatus* 53
*Lactuca sativa* 343
*Laelapidae* 250, 285
*Lagomorfos* 360, 367
*Lamellobates* 258, 289
LAMPROCHERNES 277
*Laniatores* 268, 275
*Linyphia limbata* 281
*Lasiurus borealis* 254
*Lasiurus ega* 372
*Latrodectus* 267, 269, 280
*Latrodectus mactans* 267, 269, 280
*Lawrenceocarpus puertoricensis* 259
*Lecane* 211, 213, 215, 216, 221, 224
*Lecane aculeata* 215
*Lecane arcuata* 215
*Lecane bulla* 211, 215
*Lecane closterocerca* 215,217
*Lecane cornuta* 215
*Lecane curvicornis* 215
*Lecane flexilis* 215
*Lecane hamata* 215,218
*Lecane hastata* 211, 215
*Lecane leontina* 215
*Lecane ludwigii* 215
*Lecane decipiens* 215
*Lecane hornemanni* 215
*Lecane luna* 215
*Lecane lunaris* 215
*Lecane nana* 215
*Lecane quadridentata* 215
*Lecane papuana* 215, 217, 218, 221, 222
*Lecane pyriformis* 215
*Lecane spinulifera* 215
LECANIDAE 209, 211, 212, 213, 215, 216, 217, 218, 219, 221, 222, 224
*Leucocoprinus* 91
*Ledermuelleria* 255, 287
LEEUWENHOEKIIDAE 253
*Leiobunum desertum* 275
*Lentinula* 102, 106, 107, 108, 109, 110
*Lentinula boryana* 106, 107, 108, 109, 110, 113
*Lentinula edodes* 102, 113, 133, 151
*Lepidocolaptes leucogaster* 422
*Lepista nuda* 46, 52, 113
*Lepomis macrochirus* 167
*Lepiota* 88
*Leptinotarsa* 331, 332, 333, 334, 336, 337, 338, 343, 344, 348, 351, 352
*Leptinotarsa behrensi* 338, 343, 348
*Leptinotarsa boucardi* 338, 339, 343, 344, 348
*Leptinotarsa cacica* 256, 338, 343, 348
*Leptinotarsa calceata* 338, 348
*Leptinotarsa chalcospila* 338, 344, 348
*Leptinotarsa decemlineata* 256, 332,336, 338, 339, 344, 345, 346, 348, 349, 350, 351, 352, 353
*Leptinotarsa haldemani* 256, 338, 345, 346, 348
*Leptinotarsa cerca lineolata* 338, 343, 344, 345,

346, 348
*Leptinotarsa dahlbomi* 345, 348
*Leptinotarsa defecta* 338, 345, 346, 348
*Leptinotarsa dilecta* 338, 348
*Leptinotarsa haldemani* 338, 345, 346, 348
*Leptinotarsa heydeni* 338, 343, 344, 348
*Leptinotarsda junca* 336
*Leptinotarsa lacerata* 332, 338, 339, 340, 343, 348, 350, 352
*Leptinotarsa rubiginosa* 343
*Leptinotarsa undecemlineata* 256, 332, 333, 338, 346, 348
*Leptinotarsa signaticollis* 256, 332, 333, 338, 344, 346, 353
*Leptinotarsa ståli* 338
*Leptinotarsa tlascalana* 338, 343, 344, 345, 346
*Leptinotarsa* sp 1 338, 344, 348
*Leptotila verreauxi* 250, 413, 418
*Ledermuelleria* 138, 255, 287
*Leiobunum* 253
*Leopardus pardalis* 368, 373
*L. wiedii* 368, 373
*Lepiota* 88
*Leptonycteris* 256, 259
*Leptonycteris yerbabuenae* 368
*Leptonycteris curasoae* 366, 368, 372
*Leptonycteris nivalis* 250, 254, 364, 371, 372
*L. yerbabuenae* 368
*Leptotila verreauxi* 250, 413, 418
*Leptus* 253
*Leucauge* 281
*Leucocoprinus* 91
*Lycopersicon esculentum* 128, 345
*Ligyrus* 318, 323
*L. sallaei* 318, 323
*L. nasutus* 318, 323
LIMNESIIDAE 254
*Limnesia mesoamericana* 254
*Linopodes* 251, 286
LINYPHIIDAE 274, 281
*Liomys irroratus* 362, 363, 364, 366, 371, 373
*Lithobates* 393, 395
LOGANIAXCEAE 344
*Lyophyllum decastes* 48, 49, 113
LYCOPERDACEAE 51
*Lycoperdon* 51
*Lycoperdon pratense* 51
*Lynx rufus* 367, 373
LYOPHYLLACEAE 51
*Lyophyllum* 47
*Lyophyllum connatum* 51, 57
*L. decastes* 51
*Lyophyllum decastes* 48, 113
*Lorryia boycei* 252, 287
*Loxosceles* 269, 273, 279
*Loxosceles boneti* 267, 269, 279
*Loxosceles misteca* 279
*Lupinus* sp 344
*Lycopersicum sculentum* 253
*Lycosa* 282, 294
LYCOSIDAE 273, 282, 294
*Lynx rufus* 367, 373
*Lyophyllum decastes* 48, 113

*Lithobates* 393, 395

**M***

*Macraspis* 317, 321, 323

*M. aterrima* 317, 323

*M. rufonitida* 317, 323

*Macrocheles* 249, 285

*Macrocheles boneti* 249, 285

*Macrocheles dimidiatus* 249

*Macrocheles echti* 249

*Macrocheles halffteri* 249

*M. muscaedomesticae* 249

MACROCHELIDAE 249, 261, 285

*Macrodactylini* 322

*Macrodactylus* 316

*Macrodactylus fulvescens* 322

*Macrodactylus mexicanus* 322

*Macrodactylus nigripes* 322

*Macrodactylus rufescens* 322

*Macrodactylus variipes* 322

MACRONISSIDAE 250

*Macronyssoides kochi* 285

*Macronyssus crosbyi* 250, 285

*Macropodia macropus* 50

*Macrotus waterhousii* 259, 362, 364, 365, 368, 372

MAMÍFEROS 234, 244, 245, 298, 299, 320, 359, 360, 361, 362, 363, 364, 365, 366, 367, 368, 369, 370, 371, 372, 380, 383

*Magoderma* 76

*Mangifera indica* 252, 253, 256

*Malva parviflora* 345

MALVACEAE 342, 344

*Mallos chamberlini* 283

*Mallos dugesi* 283

*Mallos kraussi* 283

*Mallos niveus* 283

*Mallos pallidus* 283

MARASMIACEAE 51, 92, 95, 96, 105, 111, 113

*Marasmius* 88, 94, 95, 96

*Marasmius haematocephalus* 95, 96

*Marchena* 284

*Masticophis mentovarius* 397

*Marsupiales* 365, 366, 368, 371

*Matricaria chamomilla* 343

*Mecaphesa* 284

*Medicago sativa* 344

*Melanerpes chrysogenys* 420

*Melanerpes hypopolius* 409, 412, 413, 420

*Melocosa* 282

*Melozone fusca* 424

*Melozone kieneri* 413, 424

MELOLONTHIDAE 311, 313, 314, 315, 319, 320, 321, 324, 325

MELOLONTHINAE 313, 314, 320, 321, 324, 325

MELOLONTHINI 321

*Melpomene elegans* 283

*Mermessus agressus* 281

*Mermessus conexus* 281

*Mermessus tlaxcalanus* 281

*Mephitis macroura* 372

*Mesocestoides* 366

*Mesotritia grangjeani* 257, 289
MESOSTIGMADOS 364
MESOSTIGMATA 243, 244, 245, 248, 261
*Metastigmados* 364
*Metavonones hispidus* 275
*Metepeira spinipes* 281
*Metopilio albispinulatus* 275
*Metopilio multispinulatus* 275
*Metopilio niger* 275
*Mesostigmata* 243, 244, 245, 248, 261
*Microtegeus* 257
*Microthrombidum* 253
*Micronycteris microtis* 372
*Microtrombicula boneti* 254, 288
*Microppia minus* 258, 289
*Micropterus salmoides* 167
*Microtydeus beltrani* 287
*Microtus* 254, 360, 369
*Microtus mexicanus* 362, 373
*Micrurus* 380, 383
*Micrurus laticollaris* 379, 381, 383, 386, 388, 397
*Micrurus tener fitzingeri* 381, 383
MIMETIDAE 280
*Mimetus* 280
MIMIDAE 424
*Mirabilis jalapae* 345
*Mitrephanes phaeocerus* 413, 422
*Misumenoides* 284
*Mniotilta varia* 426
*Myxomycota* 91, 96
MIXONOMATIDES 257
MOLOSSIDAE 365, 372
*Monogenea* 166, 202, 203, 204, 205, 206
*Monogononta* 212, 215, 223
*Monoscheloribate* 258, 289
*Monotrichobdella maxosburni* 251, 287
*Molothrus aeneus* 424
*Molothrus ater* 424
MOMOTIDAE 420
*Momotus mexicanus* 420
MONOGYNASPIDAE 248
*Monoscheloribates* 258
*Montanoa grandiflora* 332, 339, 341, 343, 352
*Montanoa leucantha* 343
*Morchella* 49, 113
*Morchella conica* 113
*Morelacarus morelensis* 254, 289
*Morococcyx erythropygus* 418
*Mormoops megalophylla* 372
*Morus rubra* 139, 255
*Mus musculus* 250
*Musca domestica* 249
*Microppia minus* 258, 289
*Microtrombicula boneti* 254, 288
*Microtus mexicanus* 362, 373
MURIDAE 366, 371,3 73
*Mustela frenata* 373
MYCENACEAE 51
*Myiarchus cinerascens* 422
*Myiarchus nuttingi* 422
*Myarchus tyrannulus* 422

*Mycrotydeus beltrani* 252
*Mycena pura* 52
*Myiarchus cinerascens* 422
*Myiarchus nuttingi* 422
*Myiarchus tuberculifer* 422
*Myiarchus tyrannulus* 422
*Mycena* 51, 52
*Mycogone perniciosus* 50
MYOBIIDAE 256, 287
*Myiodynastes luteiventris* 422
*Myopagis viridicata* 422
*Myotis californicus* 372
*Myotis velifer* 250, 259, 372
*Myotis velifer velifer* 250, 259, 372
*Myiozetetes similis* 422
MYGALOMORPHAE 278
*Myiopagis viridicata* 422

**N***

*Nasua narica* 367, 373
*Natalus stramineus* 250
NEMATODA 364, 365, 366
NEMATODOS 364, 365, 368
NEMASTOMATIDAE 275
*Neoguanolichus* 258
*Neophyllobius* 255
*Neotama* 280
*Neotoma mexicana* 254, 362, 373
*Neotomodon alstoni* 250, 362, 368, 373
*Neotrombicula azteca* 254, 288
*Neoscona* 281, 282
*Neoscona oaxacensis* 281
*Neoschoengastia americana* 254
NOTHRIDAE 289
NOTHRINA 257
*Neotoma mexicana* 254, 362, 373
*Neotoma mexicana torquata* 254
*Neotomodon alstoni* 250, 362, 368, 373
*Neotrombicula azteca* 254, 288
*Nicotiana tabacum* 345
*Nothrus* 257, 289
*Notoedres myotis* 259
*Notropis boucardi* 167, 202
*Notropis moralesi* 167, 168, 170, 171, 201
*Nycterophilia coxata* 368
NYCTAGINACEAE 345
*Nycteriglyphus* 259
*Nycticorax nycticorax* 420
*Nyctidromus albicollis* 418

**O***

*Odocoileus virginianus* 366, 367, 373
*Oligonychus* 138, 255
*Oligonychus cunliffei* 255
*Oligonychus perseae* 255, 288
*Oligonychus pini* 255
*Oligonychus punicae* 255, 288
*Oligonychus pratensis* 255, 288
*Oligonychus stickneyi* 255, 288
*Oligonychus ununguis* 255
*Odontoscirus alpinus* 251, 287
OECOBIIDAE 274, 280
*Oecobius civitas* 280
*Omphalotus* 49
OONOPIDAE 280

OPILIONES 267, 268, 271, 272, 273, 275
*Oreochromis mossambicus* 167, 169, 201
*Oreothlypis ruficapilla* 426
ORIBATIDA 243, 246, 257, 258, 261, 271, 289
ORIBATELLIDAE 258
ORIBATELLOIDEA 258
ORIPODOIDEA 258
*Oriturus superciliosus* 413, 424
*Orizabus batesi* 323
*Orizabus clunalis* 323
*Orizabus cuernavacensis* 323
*Orizabus isodonoides* 323
*Orizomys palustris* 254
*Ornithodoros turicata* 246
*Ortholasma bolivari* 275
*Ornithonyssus bacoti* 250, 286
OROBANCHACEAE
*Oriza sativa* 345
*Orizabus* 318
*O. batesi* 318
*O. cuernavacensis* 318
*Oryzomys couesi* 373
*Oryzomys palustris* 373
OPISTOTHELAE 278
*Oplomus* 253
*Oppia* 258, 289
OPPIOIDEA 258
*Opuntia* 256, 261
*Oribatida* 243, 246, 257, 258, 261, 271, 289
ORIBOTRITIIDAE 257, 289
*Ornithodoros* (*Alectorobius*) *azteca* 286
*Ornithodoros knoxjonesi* 286
*Ornithodoros rossi* 286
*Ornithodoros talaje* 286
*Ornithodoros nicollei* 286
*Ornithonyssus bacoti* 250, 286
*Ornithonyssus sylviarum* 250, 286
*Ortalis poliocephala* 418
*Oryctini* 323
*Oxybelis aeneus* 397
*Oxyopes kitabensis* 297, 307
*Oxyopes ocelot* 282
OXYOPIDAE 282
**P***
*Pachycereu grandis* 412
*Pachyramphus aglaiae* 422
*Paecilophysis* 252
*Paecilophysis pratensis* 252
*Paecilophysis weyerensis* 252
PALAEOSOMATIDAE 257
*Palpatores* 268
*Palpigradi* 267, 268, 272, 274, 278
*Parthenium hysterophorus* 343
*Panaeolus* 88, 93, 96
*Pappogeomys merriami merriami* 361, 369
*Paragamasus* 248, 285
*Parachrysina* 315, 317, 320
*Parachrysina truquii* 316, 317, 323
*Paranelima albalineata* 275
*Paranomala* 315, 316

*Paranomala batesi* 322
*Paranomala chevrolati* 322
*Paranomala cincta* 322
*Paranomala donovani* 322
*Paranomala foraminosa* 322
*Paranomala forreri* 322
*Paranomala histrionella* 322
*Paranomala hoepfneri* 322
*Paranomala ochrogastra* 322
*Paranomala smithiana* 323
*Paranomala sticticoptera* 323
*Paranomala subaenea* 323
*Paranomala undulata* 323
*Paranomala vespertilio* 323
*Paralabicarpus trachops* 259
*Paralorrya* 252
*Parasecia bulbocalcar* 288
*Parasitelus* 248
PARASITENGONINA 253
PARASITIAE 248
PARASITIFORMES 244, 245, 248, 268, 285
PARHOLASPIDAE 249, 285
PAPAVERACEAE 345
*Phaseolus vulgaris* 344
*Passer domesticus* 413, 424
PASSERIDAE 424
*Passeriformes* 422, 424, 426
*Parachernes* 277
*Parasitiformes* 244, 245, 248, 268, 285
*Parasitus* 248, 285
PARHOLASPIDAE 249, 285
*Parichoronyssus sclerus* 250, 286
*Parichoronyssus euthysternum* 285
*Parichoronyssus lopezi* 285
*Parichoronyssus sclerus* 250, 286
*Paraphrynus mexicanus* 84
*Pardosa falcifera* 282
*Pardosa flavipalpis* 282
*Pardosa hamifera* 282
*Pardosa lineata* 282
*Pardosa medialis* 282
*Pardosa guadalajarana* 282
*Pardosa pauxilla* 282
*Pardosa ramulosa* 282
*Paragamasus* 248, 285
*Parasitellus* 285
PARASITIDAE 248, 285
*Parasecia bulbocalcar* 254, 288
*Parasitus* 248, 285
PARULIDAE 426
*Passerina ciris* 426
*Passerina caerulea* 426
*Passerina cyanea* 426
*Paxina* 46, 50
*Paxina acetabulum* 50
*Pelegrina morelos* 284
*Pelidnota* 317, 321
*Pelidnota virescens* 317, 321, 323
*Persea* 138, 318, 249, 253, 255, 288
Phileurini 232, 323, 326
*Phileurus valgus* 323

*Platyias leloupi* 215
*Platyias quadricornis* 215, 217
PLATYHELMINTHES 202
*Platyseius* 249, 285
*Pleurocybella* 91
*Pleurotus* 48, 98, 102, 106, 107, 108, 109, 110, 113, 127, 128, 132, 133, 134, 135, 136
*Pleurotus djamour* var. *roseus* 139
*Pleurotus djamor* 113, 114, 118, 120, 122, 123, 124, 126, 130, 132, 134, 135, 138
*P. opuntie* 133
*Pleurotus ostreatus* 95, 98, 113, 124, 128, 158, 159
*P. pulmonarius* 133
*P. salmoneostramieneus* 134
*P. smithii* 59, 133
*Phaenema* 76
*Phaedon* 331, 333, 334, 348
*Phaedon cyanescens* 338, 343, 344, 346, 348
*Phallales* 98
*Phellinus* 88, 92, 94, 95, 97
*Phellinus rimosus* 95
*Phileurus* 318
*P. valgus* 318
*Pholiota alnicola* 48, 49, 50, 52, 57
*Phoneutria nigriventer* 300
*Phylloporia* 94
*Phyllophaga* 315, 324
*P. (Listrochelus) balsana* 315, 321
*Phyllophaga batillifer* 321
*P. batesi* 316, 321
*Phyllophaga barrerana* 321
*Phyllophaga beameri* 321
*Phyllophaga* (s.str.) *brevidens* 315, 321
*P. cincta* 316
*Phyllophaga collaris* 321
*Phyllophaga cometes* 321
*Phyllophaga crinipennis* 321
*Phyllophaga dasypoda* 321
*Phyllophaga dentex* 321
*P. (Phytalus) dieteriana* 315, 321
*P. forreri* 316
*Phyllophaga fulviventris* 321
*Phyllophaga gravidula* 321
*Phyllophaga heteronycha* 321
*Phyllophaga hoogstraali* 321
*P. (P.) hoogstraali* 315, 321
*P. (Chlaenobia) howdeniana* 315, 322
*P. (Phyllophaga) ilhuicaminai* 315, 322
*Phyllophaga izucarana* 321. 322
*Phyllophaga lenis* 321, 322
*Phyllophaga leonina* 321, 322
*Phyllophaga lineata* 322
*P.* (s.str.) *martinezpalaciosi* 315, 322
*Phyllophaga microcerus* 322
*P.* (s.str.) *microdon* 315
*P. (Phytalus) obsoleta* 315
*P. (L.) oblongula* 315, 322
*Phyllophaga obsoleta* 322
*P. ochrogastra* 316
*Phyllophaga platyrhina* 322

*Phyllophaga porodera* 322
*Phyllophaga pruinosa* 322
*Phyllophaga pubicauda* 322
*P. (s.str.) ravida* 315, 322
*Phyllophaga setifera* 322
*P. (Ch.) rzedowskiana* 315, 322
*Phyllophaga sinuaticeps* 322
*P. smithiana* 316
*Phyllophaga vetula* 322
*Physonata alutacea* 242, 259
*Phytalus batillifer* 314
PHYTOSEIIDAE 249, 285
PHYTOPTIDAE 252
*Pelacaniformes* 420
*Pentodontini* 323
*Pergamasus* 248, 285
*Periglischrus caligus* 250, 286, 268
*Peromyscus* 360
*Peromyscus difficilis* 250, 254, 373
*Peromyscus melanotis* 362, 373
*Persea americana* 138, 249, 253, 255
*Petrobia latens* 139, 255
PEZIZALES 50, 105
*Phillostomyobia leptonycteris* 256
PHOLCIDAE 279
*Piaya cayana* 413, 418
*Picoides scalaris* 413, 420
*Picoides villosus* 420
*Pimeliaphilus podapolipophagus*
PINACEAE 343
*Pinus* 47, 249, 252, 256, 344, 336
*Pinus caribaea* var. *hondurensis* 156
*P. cembroides* 47
*Pinus hartwegii* 47
*Pinus montezumae* 138, 139, 250, 252, 253, 255
*Pinus leiophylla* 47
*Plagiodera* 333, 336, 337, 348
*Plagiodera atritarsis* 338, 345, 348
*Plagiodera scabricula* 338, 345, 348
*Plagiodera seenoi* 336, 338, 345, 348
*Platyias* 215, 217, 221
*Platyseius* 249, 285
PLUTEACEAE 52
*Pluteus cervinus* 52
*Plusiotis* 317
*P. adelaida* 317, 323
*Pholiota alnicola* 48, 49, 50, 52, 57
PHYSALACRIACEAE 52
*Physalis* spp 345
*Physalis acutifolium* 345
*Physalis gracilis* 345
*Physalis pubescens* 345
*Physalis viscosa* 345
*Physalis oxicarpa* 345
*Physarum nucleatum* 91
*Physocyclus* 280
*Physocyclus dugesi* 279
*Physocyclus modestus* 280
PHYTOLACACEAE 345
*Plecoderma* 76
*Plegadis chihi* 420
*Pleurotus* 48, 98, 102, 106, 107, 108, 109, 110,

113, 114, 118, 120, 127, 128, 132, 133, 134, 135, 136
*Ploimida* 209, 211, 215
PICIDAE 420
*Piciformes* 420
*Pitangus sulphuratus* 422
PLATEREMAEOIDEA 257
*Pleurocybella* 91
*Pleurotus* 48
*Pleurotus djamor* 113, 114, 122, 124, 130, 132, 134, 135, 138
*Pleurotus djamor* var. *roseus* 118, 120, 122, 123, 124, 126, 134
*Pleurotus ostreatus* 95, 98, 113, 124, 128, 158, 159
*Poala granulosa* 275
PODAPOLIPIDAE 288
*Podapolipus* 288
PODICIPEDIDAE 418
*Podicipediformes* 418
*Podilymbus podiceps* 418
PODOCINIDAE 249
POMERANTZIIDAE 253
*Pomerantzia* 253
*Poecilia maylandi* 167
*Poecilia reticulata* 167, 168, 170, 171, 199, 201
*Poecilia sphenops* 168, 169, 171, 201
POECILIIDAE 167, 202, 204, 205
*Poeciliopsis gracilis* 167, 169, 171, 201
*Poecilophysis* 287
*Podocinum pacificum* 249
*Poecilophysis pratensis* 287
*Poecilophysis weyerensis* 287
*Polyarthra* 220, 221
*Polygonum mexicanum* 221
POLIOPTILIDAE 424
*Polioptila caerulea* 413, 424
*Polyarthra* 220, 221
*Polyporales* 53, 88, 91, 95, 105, 110
POLYPORACEAE 53, 59, 83, 88, 94, 95, 96, 105, 111, 113, 114
*Polyporus* 53, 88, 93, 94, 114
*Polyporus tricholoma* 53
POMERANTZIOIDEA 253
*Populus alba* 345
*Potamogeton illinoensis* 221
*Procyon lotor* 367, 373
*Progne chalybea* 422
*Pronematus* 252, 287
*Pronematus anconai* 252, 287
*Pronematus sexton* 252, 287
*Pronematus ubiquitous* 252, 287
*Proctolaelaps belemensis* 249, 285
PROTOPLOPHOROIEA 257
PROTOZOARIOS 368
*Proctophyllodes tanagrae* 259
PROCTOPHYLLODIDAE 259
*Protereunetes* 251, 286
*Protozoa* 91, 96, 365, 366, 369
*Protozoario* 365, 366, 369
*Prostigmados* 364

*Prostigmata* 243, 246, 250, 259, 261, 262, 271, 286
*Prunus* 138, 255
*Psaltriparus minimus* 259
*Psalmopeus cambridgei* 300
PSATHYRELLACEAE 52
*Pseudobonzia delfinadobakerae* 251, 287
*Pseudoschoengastia guatemalensis* 254, 288
*Pseudoschoengastia pedregalensis* 254, 288
*Pseudobonzia delfinadobakerae* 251, 287
*Pseudoschoengastia audyi* 254, 288
*Pseudoschoengastia guatemalensis* 254, 288
*Pseudoschoengastia pedregalensis* 254, 288
*Pseudomonas aeruginosa* 151
*Pseudoscorpiones* 267, 268, 271, 272, 277
*Peseudoscorpionida* 364
PIPERACEAE 345
POACEAE 345
PSEUDOTROCHA 215
*Psidum guajava* 252
*Psilocybe coprophila* 94
*Psilocybe cubencis* 118, 120, 122, 124, 125, 126, 127
*Psylosibe aztecorum* var. *(boneti)* 113
*Psilocybe coprophila* 94
*Pterocarpus acapulcensis* 156
PTEROCHTHONIIDAE 257, 289
*Pterochthonius angelus* 257, 289
*Pteronotus herrarai* 250
*Pteronotus iheringi* 250
*Pteronotus mexicanus* 250
*Pteronotus parnelli* 250, 366, 372
*Pteronotus parnelli mexicanus* 259
*Pteronotus psilotis* 250
*Pteronotus vargasi* 250
PTEROCHTHONIIDAE 257, 289
*Pterochthonius ángelus* 257, 289
*Pterygoplichthys* 167
PTERYGOSOMIDAE 255
PTERYGOSOMATOIDEA 255
PTILOGONATIDAE 424
*Ptiliogonys cinereus* 424
*Pulaeus* 251, 287
*Pulaeus patzcuarensis* 251, 287
*Pulaeus pectinatus* 251
*Punica granatum* 253
*Puma concolor* 367, 368, 373
*Puma yagoauroundi* 366, 367, 368, 369
*Pyemotes* 256, 260
*Pyemotes ventricosus* 256, 288
PYEMOTIDAE 256, 288
PYEMOTOIDEA 256
PYGMEPHOROIDEA 256
*Pyrocephalus rubinus* 422
PYROGLYPHIDAE 258
PYRONEMATACEAE 50

**Q***

*Quercetum centralis* 343
*Quercetum rugosae fruticosum* 343
*Quercus* 47, 77, 105, 252, 255, 260, 336, 344

*Quercus candicans* 47
*Quercus laurina* 139, 255
*Quercus laurina* 138, 139, 249, 252, 255, 256
*Q. glabrescens* 47
*Quercus obtusata* 252
*Quercus rugosa* 138, 139, 249, 252, 255, 256
QUIRÓPTEROS 361, 362, 364, 365, 366, 367, 368, 369, 371
*Quiscalus mexicanus* 426
**R***
*Radfordiella anourae* 286
*Radfordiella desmodi* 250, 286
*Radfordiella oricola* 286
RALLIDAE 420
*Ramaria* 46, 48
*Ramaria aurea* 51
*R. cystidiophora* 51
RHAGIDIIDAE 251, 287
RAPHIGNATHINA 254
RAPHIGNATHOIDEA 255
*Ramaria* 46, 48
*Rana berlandieri* 254
*Raphanus raphanistrum* 344
*Rattus rattus* 250
REGULIDAE 424
*Regulus calendula* 424
*Regulus satrapa* 424
*Reithrodontomys* 360, 361
*Reithrodontomys chrysopsis* 362, 363, 370, 373
*Reithrodontomys fulvescens* 373
*R. megalotis* 362, 363, 373
*Reithrodontomys sumichrasti* 373
*Rhipicephalus sanguineus* 14, 248, 260
*Rinhella horribilis* 395, 397
*Rhysotritia* 257, 289
*Rhysotritia ardua* 257, 289
*Rhizoglyphus robini* 259
*Ricinulei* 268
*Rinhella horribilis* 393, 395
*Riparia riparia* 424
*Robustocheles hilli* 252, 287
*Robustocheles mucronata* 252
*Roedores* 300, 360, 362, 363, 364, 365, 366, 367, 368, 369, 370, 371, 380
*Rhodacarus* 249, 285
*Rhogeesa parvula* 372
*Rhyncaphytoptus ficifoliae* 252
RHODACAROIDEA 248
*Rodhainyssus balantiopteryx* 289
*Romerolagus diazy* 368, 374
*Rosa* 29, 46, 47, 49, 120, 134, 135, 136, 139, 169, 179, 249, 255, 351
*Rosa dilecta* 139, 255
ROTARIA 221
ROTATORIA 215, 223
ROTIFERA 109, 209, 211, 212, 220, 221, 223, 224
*Rubus* 252
*Russula* 46, 49, 50, 51

*Russulales* 53, 98, 105
RUSSULACEAE 53
*Russula cyanoxantha* 53
*R. foetens* 53
*R. olivácea* 53
*R. queletii* 53
*R. sanguínea* 53
*R. sardonia* 53
RUTELINAE 311, 314, 320, 325, 322
*Rutelini* 320, 323
**S***
*Saccocoelioides sogandaresi* 201
*Sagitaria* sp 343
SALICACEAE 345
*Salsuginus* 167, 170, 200, 204
SALTICIDAE 274, 284
SARCOPTIDAE 259
*Saccharum officinarum* 252
*Scarabaeoidea* 311, 314, 321
*Saracha jaltomata* 345
SARCOPTIFORMES 244, 257
*Salix bonplandiana* 332, 345
*Salix* 345
*Scapheremaeus* 258
*Scapheremaeus simplex* 258
*Scapheremaeus tillandsiophilus* 258
*Schistocarpa bicolor* 343
*Sciurus* 361,373
*Sciurus aureogaster* 373
*Sancassania* 259, 289
*Sancassania berlesei* 259
*Sancassania mycophagus* 259, 289
*Sayornis nigricans* 422
*Sceloporus* 254
*Sceloporus aeneus* 254
*Sceloporus aeneus aeneus* 254
*Sceloporus grammicus* 138, 255, 261
*Sceloporus grammicus microlepidotus* 138, 255
*Sceloporus palaciosi* 254
*Schinus molle* 343
SCOLOPENDRIDAE 232, 237, 238
*Scolopendra* 227, 229, 231, 232, 233, 234, 236, 237, 238, 307
*Scolopendra cingulata* 232
*Scolopendra gigantea* 233, 235
*Scolopendra heros* 233, 235
*Scolopendra pomacca* 232
*Scolopendra morsitans* 232, 237
*Scolopendra subpinipes dehaani* 232
*Senecio canicida* 343
*Senecio praecox* 343
*S. viridicornis* 232
*Sida rhombifolia* 332, 345
Sorex oreopolus 372
*Spatula discors* 418
*Streptopelia decaocto* 418
*Sylvilagus cunicularius* 369, 374
*Sylvilagus floridanus* 374
*Synema madidum* 284
*Scyphophorus acupunctatus* 248
*Sceloporus torquata torquata* 138, 255
*Scheloribates* 258, 289

SCHELORIBATIDAE 258, 289
*Schizopelma* 279
SCHIZOPHYLLACEAE 52, 105, 114
*Schizophyllum* 94
*Schizophyllum commune* 52, 95
SCLERODERMATACEAE 52
*Scleroderma verrucosum* 52, 58
SCLEROSOMATIDAE 275
SCOLOPENDROMORPHA 229, 230, 232, 237, 238
*Scutigeromorpha* 232, 237
*Scytodes* 279
*Scytodes fusca* 279
*Scytodes intrincata* 279
*Scytodes longipes* 279
SCYTODIDAE 279
*Scorpiones* 267, 268, 272, 276
*Sechium edule* 252
*Selasphorus rufus* 420
SELENOPIDAE 274, 284
*Selenops gracilis* 284
*Sepedonium ampullosporum* 50
SICARIIDAE 279
SIFINÁPTEROS 364, 368
*Sida* spp 345
*Sida rhombifolia* 332, 345
*Sida carpinflora* 345
*Sida pyramidata* 345
*Sida rhombifolia* 332, 345
*Sigmodon hispidum* 373
*Sigmodon leucotis* 373
*Simsia amplexicaulis* 343
*Smaris* 253
SOLANACEAE 342, 345
*Solanum americanun* 346
*Solanum angustifolium* 346
*Solanum carolinensis* 346
*Solanum chacoense* 346
*Solanum cervantesii* 346
*Solanum diversifolium* 332, 339, 346
*Solanum* sp 346
*Solanum douglassi* 346
*Solanum dulcamara* 346
*Solanum eleagnifolium* 346
*Solanum lanceolatum* 346
*Solanum laurifolium* 346
*Solanum marginatum* 346
*Solanum melongena* 346
*Solanum mitlense* 346
*Solanum nigrum* 342, 346
*Solanum ochraceoferrugineum* 346
*Solanum rostratum* 339, 346
*Solanum sarrachoides* 346
*Solanum sisymbriifolium* 346
*Solanum subinerme* 346
*Solanum trifolium* 346
*Solanum triquetum* 346
*Solanum tridynamun* 346
*Solanum tuberosum* 332, 346
*Solanum* 323, 339, 342, 346, 351
SOLIFUGAE 267, 268, 272, 277
*Sorex saussurei* 254, 372
*Sonotetranychus albiflora* 255
*Sorex saussurei* 254, 372
*Sorgum vulgare* 345

SMARIDIDAE 253
*Sossipus agalenoides* 282
*Sossipus michoacanus* 282
*Spathodea campanulata* 77
SPHAEROCHTHONIIDAE 257
*Sphaeralcea angustifolia* 345
*Spelaeorhynchus chilonycteris* 250, 286
*Spaerochthonius* 257
SPELAEORHYNCHIDAE 250, 286
*Spelaeorhynchus chilonycteris* 250, 286
*Spermophilus* 361, 371
*Spermophilus variegatus* 371, 373
*Spilogale gracilis* 373
*Spinibdella cronini* 251, 287
SPINTURNICIDAE 250, 286
SPINTURNICIDAE 250, 286
*Spinus psaltria* 424
*Sphaeralcea angustifolia* 345
*Spinibdella depressa* 251, 287
*Spinibdella tenuirostris* 251, 287
*Spinibdella thori* 251, 287
*Spinturnix americanus* 250, 286
*Spongypellis* 114
*Sporophila torqueola* 426
*Staphylococcus aureus* 151, 273
*Steatoda* 269, 273, 274, 281
*Steatoda autumnlalis* 280
*Steatoda grossa* 280
*Steatoda nahuana* 280
*Steatoda transversa* 281
*Stebla mirabilis* 368
*Stelgidopteryx serripennis* 422
*Stereotydeus mexicanus* 251, 286
*Stereum* 94
*Strategus* 318
*S. aloeus* 318, 323
*Streptoprocne semicollaris* 420
*Strigoderma sallaei* 314, 323
*Strigoderma vestita* 323
*Strigoderma villosela* 323
STRIGIDAE 420
*Strigoderma* 317
*Strigoderma costulipennis* 323
*Strigoderma protea* 323
*Strigoderma sallaei* 323
*Strigoderma sulcipennis* 323
*Strobilomyces confusus* 50, 52
*Strobilomyces strobilaceus* 52, 56
STROPHARIACEAE 52, 96, 105, 113, 114
STIGMAEIDAE 255, 287
*Stigmaeus* 138, 255, 287
*Stilodes* 333, 334, 337, 348
*Stilodes caelebs* 338, 344, 348
*Strigiformes* 420
STROPHARIACEAE 52, 96, 105, 1113, 114
*Sturnira lilium* 250, 256, 364, 365, 366, 368
*Sturnira lilium* 250, 256, 364, 365, 366, 372
*Sturnira ludovici* 254
STYGNOPSIDAE 275
*Suctobelbella* 258
SUCTOBELBIDAE 258
SUILLACEAE 53

*Suillus intermedius* 53
*Suillus luteus* 46
SYARINIDAE 277
*Sycyos* spp 344
**T***
*Tabebuia serratifolia* 156
*Tachybaptus dominicus* 418
*Tachycineta bicolor* 422
*Tadarida brasiliensis mexicana* 250, 372
*Taeniopoda auricornis* 253
*Tlacuatzin canescens* 368, 372
*Tegenaria mexicana* 283
*Tagetes erecta* 139, 256
*Tagetes lucida* 343
*Tagetes tenuifolia* 343
*Tardus migratorius* 251
*Tarsolarkus* 253, 288
Tarsonemus 256, 288
*Tarsonemus bilobatus* 256
TARSONEMIDAE 256, 260, 288
TARSONEMOIDEA 256
*Tecomatlana sandovali* 254, 288
*Tectocepheus* 258
TECTOCEPHEIDAE 258
TECTOCEPHEIOIDEA 258
TENUIPALPIDAE 256, 288
*Tenuipalpus* 256, 288
*Tepoztlana sandovali* 253
TETRAGNATHIDAE 274, 281
*Testudinella* 221
TETRANYCHOIDEA 255
TETRANYCHIDAE 255, 261, 262, 288
*Tetranychus* 256
*Tetranychus (Armenychus)* 255
*Tetranychus cinnabarinus* 255, 288
*Tetranychus desertorum* 255, 288
*Tetranychus hydrangea* 255
*Tetranychus merganser* 256, 261
*Tetranychus urticae* 256
THERAPHOSIDAE 272, 274, 278, 290, 294, 299, 307
*Thelephorales* 53
THELEPHORACEAE 53
*Thelephora terrestris* 53
THERIDIIDAE 273, 274, 280
*Theridion* 274, 281
*Theridion cynicum* 281
*Theridion transgressum* 281
*Thichocerca* 220
THRAUPIDAE 426
THOMISIDAE 273, 284
*Thorichthys ellioti* 167
*Thyrophagus* 289
*Thyrophagus neiswanderi* 259, 289
*Thryophilus pleurostictus* 413, 424
*Thrixopelma pruriens* 300
*Tidaeolus tenuiclaviger* 252
*Tithonia tubiformis* 344
TITYRIDAE 422
*Tlacuatzin canescens* 368, 372
*Tomophagus* 76
*Trachydera* 76
*Trachyderma* 76
*Trametes versicolor* 106, 107, 108, 109, 110, 114, 127, 128,

148, 150, 151, 152, 153, 154, 155, 156, 157, 158
*Trematoda* 202, 205, 365
*Trichobius parasiticus* 368
*Trichobius sphaeronotus*364
*Trigonopeltastes* 319
*T. sallaei* 319, 324
*Triticum vulgare* 345
*Tylopilus felleus* 52
*Tillandsia* 249, 251, 252, 258
*Tillandsia multicaulis* 249
*Trachelas* 274, 283
*Trachelas depressus* 283
*Trametes* aff. *Máxima* 91
*T.* aff. *villosa* 91
*Tremellales* 53
TREMELLACEAE 53
*Tremella reticulata* 53, 58
TRICHOCERCIDAE 215, 221
*Trichocerca* 213, 215, 221
*Trichocerca bidens* 215
*Trichocerca cylindrica* 215
*Trichocerca elongata* 215
*Trichocerca longiseta* 215
*Trichocerca porcellus* 215
*Trichocerca stylata* 215
*Trichocerca pusilla* 215
*Trichocerca similis* 215
*Trichocerca tenuior* 215
TRICHOLOMATACEAE 52, 70, 105, 111, 113
*Trichoribates* 258, 289
*Tricholoma equestre* 46, 52
*T. caligatum* 52
*Tridilatydeus hirsutus* 25, 287
TRHYPOCHTONIIDAE 257
TRICHIINAE 313, 314, 320, 324, 326
*Trichiini* 324
TRICHOLOMATACEAE 52, 70, 105, 111, 113
*Tridiplogynium muñizi* 248, 286
*Triophtydeus* 252
*Thryomanes bewickii* 424
*Thrypochthonius* 257
*Thrypochthonius tepoztecuz* 257
TROCHILIDAE 420
TROGLODYTIDAE 422, 424
*Troglodytes aedon* 424
TROMBICULOIDEA 253
TROMBIDIDIAE 253
TROMBIDIIDAE 253, 288
TROMBIDIOIDEA 247, 253
*Trypanoosoma cruzi* 366
*Toxocara cati* 368
*Toxocara canis* 368
*Toxocaara leonilae* 368
*Toxostoma curvirostre* 424
TURDIDAE 424
*Turdus assimilis* 424
*Turdus migratorius* 424
*Turdus rufopalliatus* 413, 424
*Tydeus* 252, 287
*Tydaeolus tenuiclaviger* 287
*Tydeus bifurcates* 287

*Tydeus shawi* 252, 287
*Tydeus zempoalensis* 287
*Tylodelphys* 167, 169
*Typha latifolia* 221
*Typlhodromus pini* 249
TRYGYNASPIDAE 248
TYDEIDAE 252, 287
TYDEOIDEA 252
*Typlhodromus pinnatus* 249
*Tyrannochthonius* 277
*Tyrannus crassirostris* 422
*Tyrannus melancolichus* 422
*Tyrannus verticalis* 422
*Tyrannus vociferans* 422
*Tyrophagus* 259
TYRANNIDAE 422
*Typlhodromus* 249
*Trichocerca* 213, 215, 221
*Trichotria* 220
TRIDENCHTHONIIDAE 277
*Tridenchthonius mexicanus* 277
TROMBICULIDAE 254, 288
TROMBIDIFORMES 244, 250, 263
TROMBIDIIDAE 253, 288
*Trombidium dugesii* 247
*Trombidioidea* 247, 253

**U***

*Ugandobia* 256, 288
*Umbellifera* 346
*Ummidia* 278
*Urocleidoides strombicirrus* 167, 170, 200, 201
*Urocyon cinereoargenteus* 364, 365, 367, 368, 369, 373
UROPODIAE 248
UROPODIDAE 248, 286
UROPODINA 248
UROPODOIDEA 248
*Uropoda* 248, 286
*Uropygi* 268
*Uvulifer ambloplitis* 167, 169, 200, 201

**V***

VAEJOVIDAE 276
*Vaejovis* 276, 277
*Vaejovis curvidigitus* 276
*Vaejovis granulatus* 276
*Vaejovis mexicanus* 276
*Vaejovis nigrescens* 276
*Vaejovis punctatus variegatus* 276
*Vaejovis subcristatus* 277
*Vaejovis variegatus* 277
VEIGAIODEA 248
VEIGAIIDAE 248, 285
*Vejovis spinigerus* 253
*Vertebrados* 247, 294, 299, 355, 361, 362, 369, 379, 380, 397, 398, 404
VESPERTILIONIDAE 364, 365, 372
*Vespertilionidos* 369
*Verbesina sphaerocephala* 344
*Vexillata liomyos* 366, 370
*Viguiera dentata* 344
*Vicia faba* 344
VIPERIDAE 380, 381
VIPERINAE 380
*Viannaia bursobscura* 368
*Vipéridos* 380, 387

VIREONIDAE 422
*Vireo gilvus* 422
*Vireo hutonni* 422
*Vireo hypochryseus* 422
*Vireo plumbeus* 422
*Vireo solitarius* 422
*Volatinia jacarina* 426
*Volvariella* 47, 59, 94, 102, 106, 114
*Vulgarogamasus* 248, 285
**W***
*Walchioides intrinseca* 254, 288
*Whartonia carpenter* 254
*Whartonia glenni* 254
**X***
*Xerocomellus chrysenteron* 52
*Xenotriccus mexicanus* 409, 412, 413, 422
*Xeromphalina tenuipes* 52
*Xiphorhynchus flavigaster* 422
*Xiphophorus variatus* 167
*Xiphosura* 268
*Xylaria* 47, 50, 88, 92, 93, 94, 98
*Xylariales* 50, 91, 92
XYLARIACEAE 50, 92, 96, 98
*Xylaria hypoxylon* 50
*Xyloryctes* 318
*Xyloryctes corniger* 323
*Xyloryctes ensifer* 323
*Xyloryctes thestalus* 323
*Xyloryctes telephus* 323
*Xysticus advectus* 284
*Xysticus facetus* 284
**Z***
*Zea mays* 139, 345, 255
*Zenaida asiatica* 418
*Zenaida macroura* 418
*Zelotes moestus* 284
*Zorocrates* 274, 283
ZERCONIDAE 285, 286
*Zercon* 285
*Zetzellia*
*Zorocrates bosencheve* 282
*Zorocrates guerrerensis* 283
*Zorocrates fuscus* 282
ZOROCRATIDAE 274, 282
ZOROPSIDAE 283
*Zoropsis* 283
*Zygogramma* 331, 334, 337, 338, 348
*Zygogramma aeneopicta* 348
*Zygogramma conjuncta* 343, 348
*Z. decempustulata* 348
*Z. lemur* 344, 348
*Z. lepidula* 332, 333, 336, 338, 343, 344, 345, 348
*Z. opifera* 338, 344, 348
*Z. piceicollis* 332, 333, 342, 343, 344, 345, 346, 348
*Z. signatipennis* 339, 343, 344, 345, 346, 348
*Zygogramma* sp 337, 338
*Zygogramma* sp 1 338, 348
*Zygogramma* sp 2 338, 348
*Zygogramma* sp 3 338, 348
ZYGOPHYLLACEAE 346

**DIVERSIDAD BIOLÓGICA. VOLUMEN I**

# DIVERSIDAD BIOLÓGICA E IMPORTANCIA CULTURAL DEL ESTADO DE MORELOS

Esta obra fue editada por el Centro de Investigaciones Biológicas
de la Universidad Autónoma del Estado de Morelos.



Universidad Autónoma del Estado de Morelos

Centro de Investigaciones Biológicas UAEM