
FÓSILES

8

TRILOBITA

Francisco Sour-Tovar¹, Sara A. Quiroz-Barroso¹ & Daniel Navarro-Santillán¹

ABSTRACT. The eight orders of the class Trilobita are represented in Mexico with at least 85 species, associated to different Cambrian-Permian marine paleo-communities. Like in most other places in the world, the diversity and abundance of the group are very high in Cambrian and Ordovician localities and very poor in Upper Paleozoic ones. In spite of the incompleteness of the fossil record of Mexican trilobites, studies for this group in the last years have provided information about their paleobiogeographical relations, as well as sedimentological, geological, tectonic, and other paleontological information about the environmental and geological history of the Mexican territory during the Paleozoic. The Cambrian faunas from northern Mexico have North American affinities; Ordovician trilobites from Oaxaca state represent a mixed fauna with Gondwanan, European, and North American elements; the Silurian trilobites from Tamaulipas state are part of an exotic fauna with a Gondwanan origin; and the few Carboniferous and Permian trilobites from Mexico are very similar to North American forms.

INTRODUCCIÓN

Dentro de la diversidad animal, los trilobites representan el grupo más antiguo de artrópodos conocidos. Se los encuentra en la mayor parte de los afloramientos de rocas paleozoicas de origen marino en todo el mundo. En ciertas localidades, la abundancia de ejemplares es tal, que sus restos llegan a ser el constituyente principal de los estratos rocosos, formando yacimientos con millones

de ejemplares que comúnmente son exuvias o fragmentos de ellas. Su aparición se remonta a la base de la Era Paleozoica, hace alrededor de 540 millones de años, y acompaña a la de otros invertebrados en la llamada Explosión Cámbrica. En el Cámbrico alcanzan su máxima diversificación y abundancia, y a finales de este periodo ocurre una fuerte crisis y un decaimiento paulatino posterior, con episodios de diversificación leves a lo largo del resto de la Era Paleozoica. Los últimos representantes del grupo llegan hasta el final del periodo Pérmico, hace alrededor de 245 millones de años, y desaparecen, al igual que cerca del 96% de las especies animales conocidas para ese tiempo, en el evento de extinción más espectacular que se conoce en la historia de la vida.

Los trilobites son uno de los grupos de invertebrados más abundantes en el registro fósil, con alrededor de 1500 géneros y más de 10 000 especies. Para México se han descrito por lo menos 85 especies de trilobites de todos los periodos de la Era Paleozoica y, al igual que en todo el mundo, la diversidad que se conoce es mucho mayor en afloramientos del Cámbrico y Ordovícico Inferior (Apéndice 8.1).

Su registro fósil amplio ha hecho de los trilobites uno de los grupos de invertebrados más estudiados desde puntos de vista diferentes. Por ejemplo, se tiene gran cantidad de secuencias fósiles en las que se pueden analizar tendencias y patrones evolutivos, casos de evolución filética, de especiación y otros procesos contemplados en la teoría de la evolución. Los rasgos anatómicos externos e internos que se han conservado en numerosos especímenes, las huellas de actividad asociadas con trilobites y las asociaciones con otros organismos permiten interpretar con fidelidad sus hábitos, sus relaciones ecológicas y muchos otros aspectos de su biología. Desde el punto de vista geológico, la mayoría de las especies de trilobites

¹ Museo de Paleontología, Departamento de Biología Evolutiva, Facultad de Ciencias, UNAM, 04510 México, D. F., México.

representan una de las herramientas estratigráficas más confiables, dada su distribución geográfica amplia y duración en el tiempo corta, y muchas de las divisiones de los sistemas, series y pisos paleozoicos se basan en ellas.

MORFOLOGÍA

La morfología de un trilobite es relativamente sencilla, aunque para la descripción de los géneros y especies se llegan a utilizar más de 700 caracteres diferentes (Whittington *et al.*, 1997). Al igual que en la mayoría de los artrópodos, el cuerpo se divi-

de transversalmente en tres regiones, que en trilobites se llaman cefalon, tórax y pigidio. Longitudinalmente, el cuerpo presenta una región central, llamada axial, separada de los lóbulos laterales o pleurales por el surco axial. Esta división en tres regiones es la que da origen al nombre del grupo. En el esquema A de la figura 8.1 se señalan los rasgos morfológicos más importantes de la región dorsal; en el esquema B, se ilustra la región ventral del cefalon; y en el esquema C se representa un apéndice de tipo trilobítico.

El cefalon o escudo cefálico representa la región anterior del organismo. A diferencia de otros artrópodos, es una sola placa compuesta por la fu-

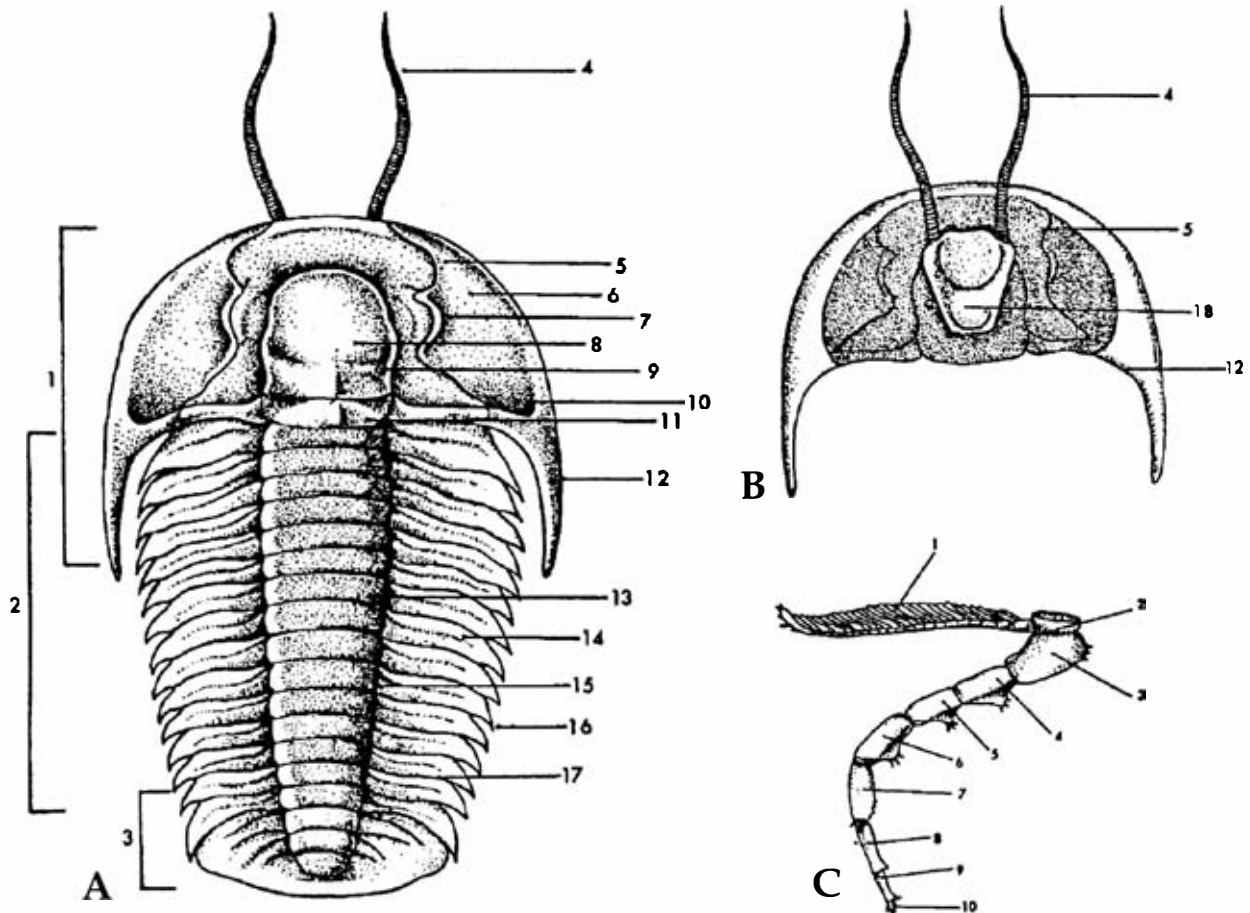


Fig. 8.1. A. Vista dorsal de un trilobite. 1, Cefalon; 2, tórax; 3, pigidio; 4, antena; 5, línea de sutura; 6, mejilla libre o librígena; 7, ojo; 8, glabella; 9, mejilla fija o fixígena; 10, ángulo genal; 11, anillo occipital; 12, espina genal; 13, anillos axiales; 14, surco pleural; 15, surco axial; 16, espina pleural; 17, segmento pleural; 18, hipostoma. B. Vista ventral de un cefalon. 4, Antena; 5, hipostoma, 12, espina genal; 18, boca. C. Plan general de un apéndice trilobítico. 1, Pre-epipodito; 2, precoxa; 3, coxa; 4, trocanter; 5, pre-fémur; 6, fémur; 7, patella; 8, tibia; 9, tarso; 10, pre-tarso. Los artejos del 4 al 10 son llamados telepoditos.

sión de una serie de cinco o siete segmentos o tergitos, que en algunos géneros es posible detectar por la presencia de trazas superficiales de la segmentación. En proporción al tórax o al pigidio, el cefalon tiene un tamaño muy variable y principalmente está compuesto por el cranidio o fixígena en su parte central, y por las zonas laterales o genales también llamadas librígenas. En el cranidio se encuentran la glabela, el anillo occipital y las mejillas fijas; en las librígenas se encuentran los ojos, ubicados sobre las mejillas libres. En muchos casos la fixígena y las librígenas claramente están separadas por las suturas faciales, que son líneas a través de las cuales se producía el rompimiento del exoesqueleto durante la ecdisis. Los nombres de fixígena y librígena derivan del hecho que durante la muda del exoesqueleto, la primera queda fija a la glabela y la segunda no. La forma y posición de las líneas de sutura son un rasgo distintivo entre diferentes grupos y existen tres tipos principales con algunas variantes: en la sutura proparia, la ruptura del esqueleto en la región cefálica se daba sobre una línea ubicada en la superficie del cefalon que llega hasta el margen, en posición anterior al ángulo genal; en la sutura opistoparia, la línea de ecdisis llega a una parte del borde posterior; en el tercer tipo de sutura, la marginal, la línea de ecdisis recorre el margen del cefalon y no es visible sobre la superficie dorsal del mismo; una cuarta variante se presenta solo en la familia Calymenidae, y es la sutura llamada gonatopárica, en la que la línea corre directamente hacia el ángulo genal, sobre la región dorsal del cefalon.

La glabela presenta formas, tamaños y estructuras muy variadas, y ha sido considerada como una protuberancia del exoesqueleto que señala la posición interna del estómago, permitiendo su expansión durante la ingesta de alimento. Normalmente, en la base de la glabela se encuentra un anillo occipital y a los lados, en la parte posterior, algunos pliegues o surcos. En algunos trilobites, la protuberancia glabellar se une a los ojos por medio de puentes o crestas oculares.

En los trilobites se desarrollaron ojos simples y compuestos que se consideran como el sistema de visión más antiguo conocido y que llegan a presentar algunas analogías con los ojos de los artrópodos modernos. La mayoría de los trilobites presentan ojos de tipo holocroal, que se caracterizan

por tener lentes de forma poligonal, unidos unos a otros y cubiertos en su conjunto por una membrana a manera de córnea. En el suborden Phacopina se presenta un tipo de ojos llamado esquizocroal, en el que cada lente está cubierto por una membrana independiente y está separado de los otros ojos por material intersticial. Al estar ubicados en la mejilla libre del cefalon, los ojos prácticamente eran la primera parte del organismo en quedar libre del exoesqueleto viejo durante la ecdisis, lo cual resultó una adaptación ventajosa contra la depredación.

En la parte ventral del cefalon, la estructura más sobresaliente es el hipostoma, que es una placa situada bajo la glabela y normalmente con la misma forma de la parte más globosa de ella. Existen tres tipos de hipostomas: terminales y fijos al doblez cefálico; flotantes, que son aquellos que no tienen ninguna fijación al doblez; e independientes, que también están fijos al doblez pero que no poseen la forma de la parte globosa de la glabela. Detrás del hipostoma se encuentra la boca, de tal forma que se cree que de ella se origina, con dirección hacia el frente del organismo, un esófago que desemboca en un estómago, ubicado entre la glabela y el hipostoma, y del que se origina el intestino que recorre el tórax para terminar en el pigidio.

En el tórax de los trilobites, la zona central o axial está formada por los anillos axiales y, en las zonas laterales o pleurales, cada fracción del segmento es llamada pleura. Los anillos están articulados unos con otros, permitiendo diferentes grados de enrollamiento del cuerpo y entre ellos se pueden presentar medios anillos y apodemas. Sobre la superficie, tanto de la zona axial como pleural, se desarrollan diferentes tipos de ornamentaciones como espinas (algunas de gran tamaño) o tubérculos. Los segmentos pleurales en algunos grupos primitivos son alargados y terminan a manera de espinas. En formas más evolucionadas, las pleuras son compactas y sus bordes redondeados y homogéneos. La mayoría de los trilobites son polímeros, es decir, el tórax está compuesto por más de tres segmentos, normalmente entre 6 y 15, existiendo casos raros en los que se presentan más de 40; los trilobites del orden Agnostida solo presentan dos (suborden Agnostina) o tres segmentos torácicos (suborden Eodiscina), condición llamada miómera.

El pigidio, al igual que el cefalon, es una sola placa formada por un número variable de segmentos en los que puede observarse una disparidad, no real, entre el número de segmentos axiales y pleurales, debido a la posibilidad que se haya dado una subdivisión de los anillos axiales. Cuando el tamaño del pigidio es igual al del cefalon, se dice que el trilobite es isopígido; cuando es menor, heteropígido; llegando a ser micropígido en algunas formas del Cámbrico, en las que el pigidio es casi inexistente; en casos raros, como en algunos líchidos, el pigidio es mayor que el cefalon, este rasgo se llama macropigia.

Los trilobites presentaban una serie de apéndices a lo largo de todo el cuerpo. En la región cefálica se encuentra un par de antenas unirrámeas, una a cada lado del hipostoma, compuestas por una serie de anillos articulados y provistas de gran cantidad de filamentos diminutos, a manera de pelo, que indican una función sensorial para estos apéndices. Posterior al par de antenas, cada segmento del cuerpo presentaba un par de apéndices, idénticos todos ellos en un mismo individuo, rasgo único dentro de los artrópodos. Cada apéndice a su vez está constituido por dos ramas unidas al segmento basal llamado coxa. La rama superior es denominada branquial por su forma similar a una branquia; su función aún se discute, pero se ha postulado que podría ser un órgano respiratorio o una estructura capaz de producir corrientes de agua hacia la región ventral en la que se encontrarían los verdaderos órganos respiratorios. La rama inferior es llamada telepodito o rama locomotriz y cuenta con seis segmentos llamados podómeros; de ellos, los proximales presentan espinas pequeñas y el último termina en tres espinas que posiblemente ayudaban durante la locomoción.

CLASIFICACIÓN

La clase Trilobita se agrupa dentro del subphylum Trilobitomorpha, junto con otros artrópodos conocidos solamente por su registro fósil, y que en común presentan el mismo tipo de apéndice birrámeo y la trilobulación del cuerpo. Algunos de ellos son sumamente conocidos por su cantidad, diversidad y buena conservación en localidades como Burgess Shale del Cámbrico Medio, en la costa oes-

te de Canadá; y Chengjiang, del Cámbrico Inferior, en la provincia de Yunnan en China. A pesar de que las interrelaciones entre los principales taxones de artrópodos (Trilobita, Chelicerata, Crustacea, Tracheata o Atelocerata) han sido debatidas constantemente, desde hace mucho tiempo se ha aceptado que los trilobites están relacionados con los Chelicerata, especialmente por comparación con *Limulus*, dentro de un supergrupo ahora llamado Arachnomorpha (Waggoner, 1999; Fortey, 2001).

En la última versión del *Treatise on Invertebrate Fossils* correspondiente a trilobites (Whittington *et al.*, 1997), la clase Trilobita se divide en ocho órdenes. Algunos autores, como Fortey (1990), dividen a los trilobites de acuerdo con el tipo de hipostoma y separan los órdenes de trilobites que presentan hipostomas terminales o independientes (Agnostida, Redlichiida, Corynexochida, Lichiida y Phacopida), de una subclase llamada Libristomata que agrupa a Ptychopariida y Proetida, que son órdenes de trilobites con hipostoma flotante o grupos derivados de formas libristomadas y que han evolucionado desarrollando hipostomas terminales o independientes como caracteres sinapomórficos.

Las características principales de cada orden se sintetizan en el Cuadro 8.1, donde además se ilustra a un trilobite mexicano con los rasgos diagnósticos del grupo. Cada orden posee diferentes distribuciones temporales y en México se han citado especies de todos ellos. La clasificación en niveles taxonómicos inferiores a subórdenes aún está en desarrollo y solo se ha llegado a un acuerdo, con la publicación del tomo O, Volumen I revisado, del *Treatise on Invertebrate Paleontology*, sobre la clasificación de los órdenes Agnostida y Redlichiida (Whittington *et al.*, 1997).

EVOLUCIÓN

El origen de los artrópodos, al igual que el de la mayoría de los otros phyla de metazoarios, es una cuestión sobre la que no existe consenso, dado que su súbita aparición en la base del Cámbrico, con sus patrones estructurales ya claramente definidos, indica que existe un hiato en la historia evolutiva de todos ellos. Los organismos ediacarenses, precursores temporales más próximos a los orga-

nismos cámbricos, aun cuando dan información sobre la aparición de la diferenciación tisular, no pueden considerarse antecesores de algún grupo de invertebrados, a excepción de los cnidarios. A pesar de ello se han postulado algunas hipótesis. Por ejemplo, Jenkins (1992) describió el hallazgo, como parte de la fauna ediacarensis de Australia, de una serie de formas orgánicas con una morfología superficialmente similar a la de un trilobite, pero pertenecientes sin duda a organismos de cuerpo blando. Los individuos descritos representan diferentes estadios ontogenéticos de un organismo segmentado y con el cuerpo dividido longitudinal y transversalmente en tres regiones. La parte anterior, similar a un cefalon por la presencia de un lóbulo central a manera de glabella, carece de estructuras sensoriales y no se ha detectado evidencia alguna de apéndices. A pesar de ello, el mismo autor ha especulado sobre el posible origen de los trilobites a partir de organismos ediacarenses similares.

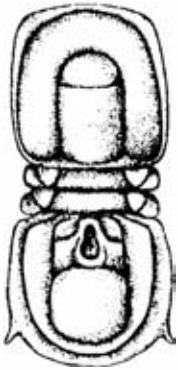
Hipótesis actuales sobre el origen de artrópodos son la de los Ecdysozoa y la de los Articulata. La primera relaciona a los artrópodos con los nemátodos, priapúlidos y otros grupos menores, por presentar una muda cuticular en algún momento de su ciclo de vida; es apoyada principalmente por los estudios filogenéticos basados en caracteres moleculares. La hipótesis de los Articulata relaciona a los artrópodos con los anélidos, por presentar ambos phyla metamerismo (Giribet, 1999). Recientemente se ha propuesto como precursores potenciales de los artrópodos a un grupo particular de priapúlidos, con una cutícula armada, conocidos como paleoscolecidarios. De acuerdo con esta hipótesis, el paso clave es considerar una transición funcional desde la acción enterradora peristáltica de los priapúlidos, a un ciclo caminador basado en lobópodos, tipo de apéndice que se encuentra en los primeros artrópodos. Las interpretaciones funcionales de la evolución posterior de los artrópodos primitivos pueden situarse en un contexto de una ecología cambiante, asociada con la defensa y a los cambios en el estilo de alimentación. En este escenario, varios taxones enigmáticos de artrópodos, como *Opabinia* y *Anomalocaris*, depredadores activos que vivieron durante el Cámbrico, se consideran como etapas basales clave que se originaron desde los lobopodianos primitivos hasta el

clado algo más familiar de los artrópodos avanzados (crustáceos-quelicerados-trilobites) (Budd, 1996; Conway-Morris, 2000).

El grupo de trilobites más antiguo que se reconoce con certeza en el registro fósil es el de los olenélidos del suborden Olenellina, y casi inmediatamente después aparecen los agnóstidos. Ambos grupos se encuentran en rocas del Cámbrico Inferior, prácticamente sobre la secuencia del Tomotiense, en donde solo se han reconocido partes esqueléticas de organismos de afinidad incierta y de algunos grupos que han sido relacionados con moluscos y equinodermos. Después de los olenélidos y agnóstidos surgen los trilobites de los órdenes Corynexochida y Ptychopariida, y ellos son seguidos por una radiación muy rápida de los cuatro grupos, pero dándose una dominancia de plicopáridos que se acentúa a finales del Cámbrico. Los afloramientos del Cámbrico temprano y medio de Sonora (Fig. 8.2) contienen una muestra muy típica de las comunidades marinas para estas épocas, en ellas es posible ver que la diversidad taxonómica es relativamente alta pero con patrones morfológicos sin gran variación y formas poco especializadas. Esta poca variabilidad y especialización provoca que los trilobites se vean afectados a finales del Cámbrico por el desarrollo de cefalópodos depredadores y por los cambios en el nivel del mar durante una crisis que afecta a varios tipos de organismos, liberando una diversidad de nichos que favorece la radiación de una gama de nuevos grupos al inicio del Ordovícico. Entre los trilobites, los ileninos, facópidos y otros grupos desarrollan rasgos morfológicos nuevos, que les permiten colonizar ambientes marinos diversos, sin llegar a colonizar zonas profundas. En este periodo existe abundancia relativa de trilobites, que siguen siendo componente muy importante dentro de las comunidades marinas. Las faunas del Ordovícico Inferior de Oaxaca (Robison & Pantoja-Alor, 1968) representan un ejemplo claro de esta situación; su abundancia es tal que llegan a formar un depósito de varios millones de ejemplares entre organismos adultos, exubias, formas juveniles y fragmentos de esqueletos, que constituyen el componente principal de los estratos de rocas de la Formación Tiñú.

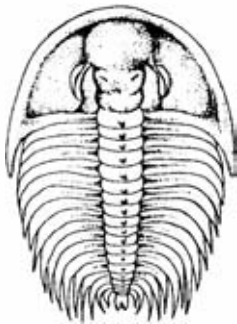
Durante el Silúrico y el Devónico, la diversidad de trilobites es muy semejante y solo existen

Cuadro 8.1. Órdenes en que se ha dividido a la clase Trilobita. Los rasgos que se mencionan para cada uno de ellos son los utilizados más frecuentemente para su definición. Para ilustrar al orden Lichiida, no se utilizaron taxones mexicanos, dado que solo se han encontrado fragmentos a partir de los cuales no es posible realizar la reconstrucción completa del ejemplar.



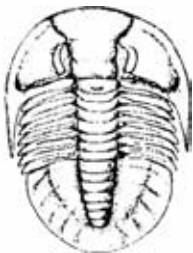
Orden Agnostida. Cámbrico Inferior- Ordovícico Superior. Trilobites de tamaño muy pequeño, de solo algunos milímetros. Normalmente ciegos. Son isopígidos, y representan a los únicos trilobites con solo dos (suborden Agnostina) o tres segmentos torácicos (suborden Eodiscina). La línea marginal del escudo cefálico es de forma parabólica y presenta su ancho máximo en la región anterior al ángulo genal. La glabella es fusiforme, con la parte más ancha en la base.

Geragnostus curvata. Suborden Agnostina, familia Geragnostidae. Formación Tiñú. Santiago Ixtaltepec, Oaxaca. Ordovícico Inferior. La longitud máxima de este ejemplar es de alrededor de 5 mm.



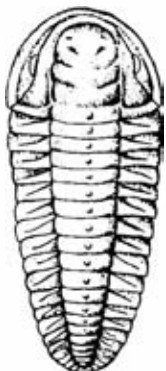
Orden Redlichiida. Cámbrico Inferior y Medio. Trilobites de cefalon grande, semicircular y con espinas genales. Los lóbulos oculares están unidos a la glabella por medio de un puente ocular muy prominente. Los ojos poseen un margen que puede estar subdividido. El tórax presenta numerosos segmentos con espinas pleurales y puede dividirse en protórax y opistotórax. El pigidio es pequeño y con pocos segmentos.

Wanneria walcottana. Suborden Olenelloidea, familia Olenelidae. Formación Buelna. Región de Caborca-Pitiquito, Sonora. Cámbrico Inferior. Este ejemplar mide aproximadamente 7 cm de longitud.



Orden Corynexochida. Cámbrico Inferior-Devónico Medio. Grupo muy heterogéneo de trilobites. La glabella es variable pero normalmente se expande en su parte anterior. La sutura es opistoparia. El tórax presenta siete u ocho segmentos. Son isopígidos.

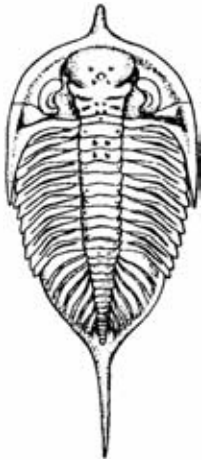
Athabaskia bela. Suborden Corynexochiina, familia Dolichometopidae. Formación Arrosos. Región de Caborca, Sonora. Cámbrico Medio. Ejemplares de esta especie llegan a medir más de 10 cm.



Orden Ptychopariida. Cámbrico Inferior-Pérmico. Trilobites con sutura normalmente opistoparia, pudiendo ser marginal. La glabella no se proyecta hasta el margen anterior, presenta un campo preglabellar y surcos glabellares simples. El hipostoma es flotante. El tórax presenta un número grande de segmentos y el pigidio es pequeño pero bien definido. Dentro de este grupo se encuentran los trilobites de mayor tamaño que se conocen.

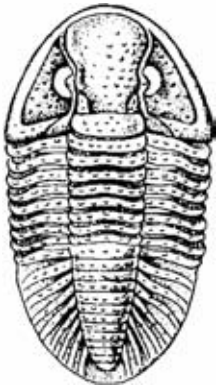
Triarthrus tetragonalis. Suborden Olenida, Familia Olenelidae. Formación Tiñú. Santiago Ixtaltepec, Oaxaca. Ordovícico Inferior. La longitud de este ejemplar es de aproximadamente 7 cm.

Cuadro 8.1. Continuación.



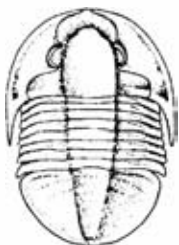
Orden Phacopida. Trilobites divididos en tres subórdenes muy característico. Suborden Cheirurina: trilobites proparios, con glabela extendida y cuatro pares de surcos, ojos holocroales pequeños, placa rostral presente e hipostoma libre. El tórax posee de ocho a 19 segmentos y el pigidio desarrolla lóbulos o espinas. Suborden Calymenina: por lo regular gonatoparios, la glabela es corta, con cuatro ó cinco lóbulos y estrecha en su parte anterior, los ojos son holocroales y pequeños, el torax posee de 11 a 13 segmentos y el pigidio es redondeado o subtriangular. Suborden Phacopina: la glabela está muy expandida frontalmente, los ojos son esquizocroales, la sutura es proparia y no presentan placa rostral, el tórax presenta 11 segmentos.

Dalmanites sp. Suborden Phacopina, familia Dalmanitidae. Formación Cañón de Caballeros. Cañón de la Peregrina, norte de Cd. Victoria, Tamaulipas. Silúrico. Algunas especies de este género llegan a medir más de 20 cm.



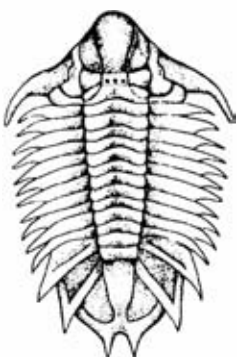
Orden Proetida. Ordovícico Inferior - Pérmico Superior. En su mayoría son trilobites de tamaño pequeño, con un exoesqueleto ornamentado con protuberancias pequeñas a manera de tubérculos o denticulos. La sutura es opistoparia, la glabela es grande y globosa, se angosta hacia la parte anterior y normalmente presenta cuatro surcos. Los ojos son holocroales, grandes y convexos. El tórax presenta de ocho a 22 segmentos, está ornamentado con surcos y protuberancias de formas muy variables y llegan a presentar desde espinas cortas de punta roma, hasta espinas afiladas largas. El pigidio puede ser micropígido o subisopígido, normalmente sin espinas y llega a presentar de cuatro a diez pliegues pleurales.

Griffithides ixtaltepecensis. Familia Phillipsidae. Formación Ixtaltepec. Santiago Ixtaltepec, Oaxaca. Pensilvánico Medio. Este ejemplar mide alrededor de 2 cm.



Orden Asaphida. Cámbrico Superior-Silúrico. Trilobites opistoparios con sutura ventral media, hipostoma terminal fijo al borde cefálico o independiente. La glabela normalmente presenta tubérculos. Desarrollan espinas genales. El tórax posee de seis a nueve segmentos y las pleuras son ligeramente alargadas en sus extremos. Son subisopígidios.

Asaphellus aspinus. Superfamilia Asaphacea, Familia Asaphidae. Formación Tiñú. Santiago Ixtaltepec, Oaxaca. Ordovícico Inferior. Este ejemplar mide alrededor de 7 cm.



Orden Lichiida. Cámbrico Medio-Devónico Medio. Trilobites con hipostomas terminales. Existen tres superfamilias. Superfamilia Lichoidea: comprende trilobites de tamaño medio a muy grandes, con pigidios y cefalon de formas discordes con los patrones normales, con la glabela muy desarrollada y fusionada a lóbulos laterales o glabelares, sutura opistoparia y pigidio mayor que el cefalon. Superfamilia Odonopleurida: incluye trilobites con espinas en el esqueleto, incluyendo el pigidio que es pequeño. Superfamilia Dameselloidea: formas del este de Asia con espinas en el esqueleto, restringidos al Cámbrico Medio y Superior.

Trochurus speciosus, familia Lichiidae. Alemania. Ordovícico Superior.

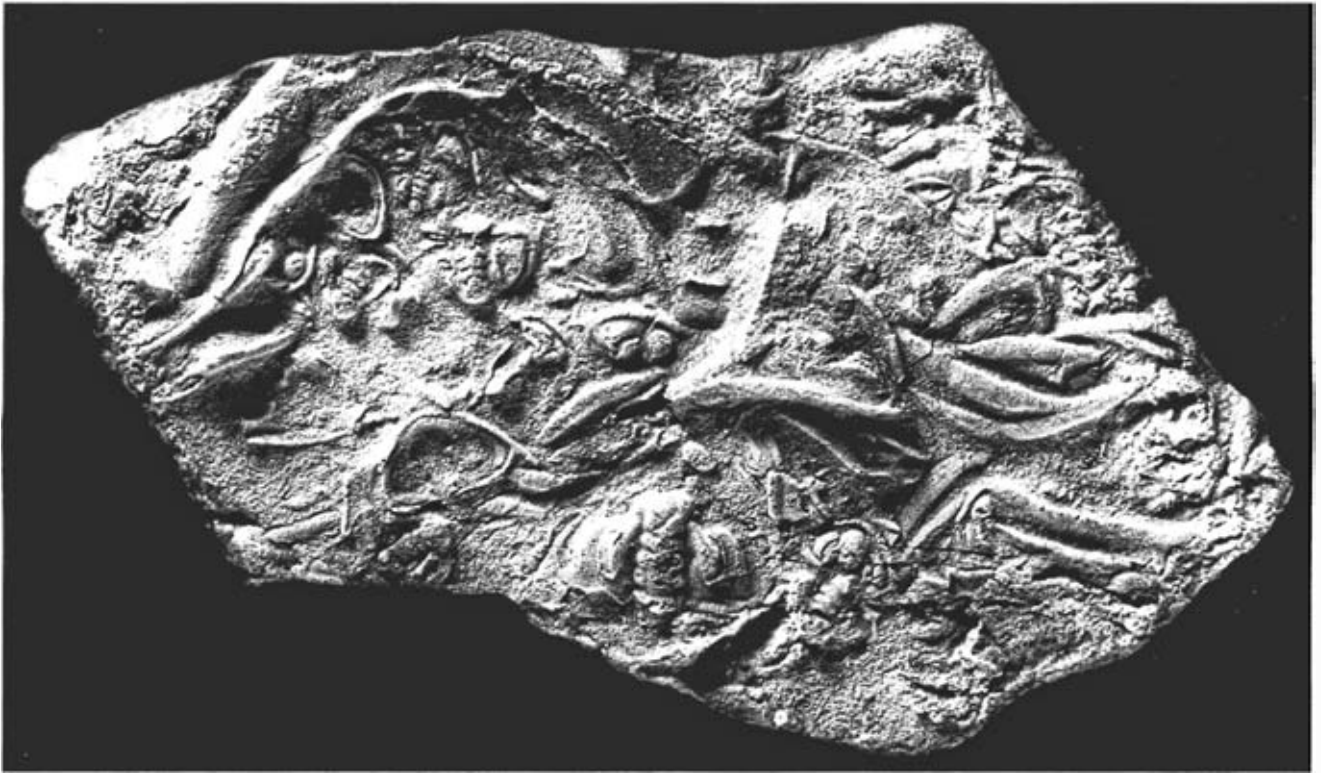


Fig. 8.2. *Wanneria walcottana*. Cámbrico Inferior, Formación Buelna, Caborca, Sonora. En la fotografía se pueden observar por lo menos siete cranidios y varios fragmentos de otras estructuras esqueléticas. Los trilobites que se encuentran en esta asociación son parte de la fauna de invertebrados más antigua que se ha encontrado en México.

cambios a nivel de especies, haciendo difícil distinguir a los trilobites silúricos de los devónicos. Los afloramientos del Silúrico de Tamaulipas y del Devónico Inferior de Chihuahua son una muestra de cómo los trilobites han pasado a ser una fracción limitada de las comunidades marinas durante estos periodos.

A mediados del Devónico, los trilobites pasaron por la última de sus etapas de extinción masiva y solo sobrevivieron representantes del orden Proetida. Dentro de este grupo se encuentran los trilobites del Carbonífero y Pérmico que se han encontrado en México. Son los que acompañan a las faunas marinas del Paleozoico Superior hasta finales del Pérmico.

La historia completa de los trilobites abarca alrededor de 295 millones de años y a lo largo de esa historia no solo es posible ver cómo cambia la composición taxonómica de la clase, sino también es posible ver cómo ocurre la evolución del grupo: ejemplos en trilobites de anagénesis, especia-

ción, tasas de evolución, tendencias y patrones, así como otros procesos considerados en la teoría de la evolución orgánica, comúnmente son utilizados para ilustrar estos procesos en diversos textos e incluso existen libros dedicados exclusivamente a explicar, desde diferentes puntos de vista, la evolución del grupo. Entre los textos más completos sobre el tema se encuentran los trabajos de Eldredge (1977) y el capítulo correspondiente del *Treatise on Invertebrate Paleontology* (Whittington *et al.*, 1997). En el texto de Moore *et al.* (1952) se ilustra con detalle una serie de tendencias evolutivas de diferentes rasgos morfológicos que se observan en trilobites y se discuten ampliamente sus implicaciones adaptativas.

PALEOBIOGEOGRAFÍA

Como ya se mencionó, se han descrito para México por lo menos 85 especies de trilobites de todos

los periodos de la Era Paleozoica, pero con una diversidad mucho más alta en afloramientos del Cámbrico y Ordovícico Inferior. Esto se nota claramente en las localidades de Oaxaca y Guerrero, donde los afloramientos del Carbonífero y del Pérmico solo llegan a presentar una o dos especies de trilobites dentro de faunas muy ricas en braquiópodos, briozoarios, crinoideos, moluscos y otros invertebrados marinos. En otras localidades carboníferas o pérmicas no se han encontrado trilobites, que si bien puede deberse a las condiciones de preservación del material orgánico, en gran medida es producto de la baja abundancia del grupo.

A lo largo de la Era Paleozoica, los trilobites mostraron patrones de distribución geográfica que han servido para establecer ciertas regionalizaciones paleobiogeográficas, sobre todo en el Cámbrico y en el Ordovícico Inferior. En periodos geológicos posteriores, la regionalización se vuelve menos conspicua, dado el cosmopolitismo que alcanzan los trilobites hasta finales del Silúrico. A principios del Devónico se vuelve a reconocer una serie de provincias, resaltando por su alto grado de endemismo, la Malvino-Kaffric, ubicada sobre la región polar del hemisferio sur.

En el Cámbrico Inferior se reconocen dos grandes provincias, una caracterizada por trilobites olenélidos y otra por redlicoideos (ambas familias del orden Redlichiida). Los primeros se extendieron sobre las plataformas del continente de Laurentia y la segunda familia sobre los márgenes de los paleocontinentes de China y Australia. Todas estas regiones se ubicaban en ese tiempo sobre la línea del Paleoecuador.

Del Cámbrico Inferior y Medio, en México solo se conocen hasta el momento las localidades de Sonora, donde la diversidad de trilobites es relativamente alta (Lochman, 1948, 1952; Stoyanow, 1952; McMenamin, 1987). Dominan formas de olenélidos (Fig. 8.2) con algunos géneros endémicos para el área, incluida en la región del suroeste de América del Norte. Esta fauna indica que en el Cámbrico Inferior y Medio, la porción de corteza que actualmente integra el noroeste de México ya se encontraba formando parte del antiguo continente de Laurentia (Lochman, 1956; Stewart, 1982). La presencia de ciertas formas endémicas de Sonora permite inferir la existencia de diferencias

paleoambientales entre las zonas marinas de la región, pero en general se sabe que en toda ella predominó un clima cálido que propició la existencia de comunidades orgánicas con características arrecifales o periarrecifales que se infieren por la presencia de restos de organismos como esponjas y arqueociátidos abundantes, formadores de los arrecifes cámbricos típicos.

Para el Cámbrico Superior-Ordovícico Inferior (Tremadociano) se ha postulado la existencia de cuatro grandes provincias, cada una ubicada en zonas latitudinales con condiciones climáticas muy particulares. Ocupando los mares fríos que bordeaban Gondwana (ubicada sobre el polo sur), se localizaba la provincia dominada por trilobites de la superfamilia Dikecephaloidea (orden Asaphida). En aguas frías del hemisferio norte, rodeando las partes continentales de lo que actualmente es la parte mediterránea de Europa, se encontraba una provincia dominada por trilobites del Orden Phacopida, principalmente calimetáceos (suborden Calymenina) y dalmanitáceos (suborden Phacopina). Otra provincia se encontraba en las aguas tropicales que bordeaban a Laurentia (América del Norte, norte de China y Siberia), ubicada en latitudes tropicales y caracterizada por trilobites batiúridos (orden Proetida). Una cuarta provincia incluía trilobites de la superfamilia Asaphoidea (orden Asaphida), que ocuparon los mares de latitudes intermedias que bordeaban la plataforma Báltica (norte de Europa y región báltica). Para ese tiempo, los trilobites agnóstidos fueron muy abundantes y, dados sus hábitos pelágicos, alcanzaron una distribución cosmopolita.

Los trilobites de la Formación Tiñú en Oaxaca (Figs. 8.3-4), a diferencia de los sonorenses, no pueden ubicarse con exactitud en una provincia, dado que presentan afinidad en proporciones porcentuales casi idénticas con afloramientos de las regiones de Gondwana, Báltica y Laurentia. Esta mezcla de taxones se ha explicado (Sour-Tovar, 1990) postulando, que durante el Ordovícico Inferior, parte de la corteza que actualmente conforma el sureste de México se encontraba bajo un océano que separaba los continentes de Gondwana, Laurentia y Báltica en regiones semitropicales, lo que se infiere por la gran acumulación de rocas carbonatadas. Posteriormente, conforme Gondwana y los continentes septentrionales se



Fig. 8.3. *Asaphellus communis* (A) y *A. aspinus* (B). Ordovícico Inferior, Formación Tiñú, Santiago Ixtaltepec, Oaxaca. En algunos estratos calcáreos, el número de individuos es de varios millones y pueden ser esqueletos depositados al morir los individuos, exubias o fragmentos de ellas. En la ilustración se observan principalmente pigidios y cranidios (C).

acercaban entre sí, el océano mencionado se cerró paulatinamente. En ese proceso, la porción de corteza a la que se le ha dado el nombre de Oaxaquia (Ortega *et al.*, 1995) y que actualmente conforma el sureste de México, fue empujada hacia el margen sureste del continente de Laurentia hasta su fusión con el mismo, evento que debió darse a inicios o antes del Periodo Misisípico (Sour-Tovar *et al.*, 1996; Navarro-Santillán *et al.*, 2002).

En el Cañón de la Peregrina, al norte de Ciudad Victoria, Tamaulipas, se han encontrado cuatro especies de facópodos y ticopáridos asociadas con una fauna abundante de braquiópodos. Esta asociación posee gran afinidad con faunas de la paleoprovincia Europea, que se extendió a lo largo de lo que actualmente es parte de Europa y norte de África, y que durante el Paleozoico Medio formaban parte de Gondwana (Boucot *et al.*, 1997; Stewart *et al.*, 1993, 1997). Una fauna muy similar se encuentra en la costa este del norte de América del Norte y se cree que, al lado de las localidades de Tamaulipas, las secuencias de roca portadoras representan dos fragmentos litosféricos que se desprendieron de la parte noreste del continen-

te de Gondwana, y que se agregaron a América del Norte durante el Paleozoico Medio-Superior.

La fauna de trilobites devónicos de Chihuahua es muy similar a la de localidades contemporáneas del estado de Nevada; desde su hallazgo se ha considerado como una asociación con géneros característicos de la región Cordillerana (Hass, 1969). Por ello, al igual que con las localidades del Cámbrico de Sonora, se ha postulado que la historia geológica y ambiental de la región es común a la del suroeste de los Estados Unidos de América.

Para el Carbonífero y Pérmico solo persisten algunos géneros de trilobites, la mayoría de ellos cosmopolitas. Los que se han encontrado en México (Morón & Perrilliat, 1988; Garibay *et al.*, 1998) pertenecen al orden Proetida (Fig. 8.5), el único que persiste hasta el Pérmico. Vivieron en el océano llamado Proto-Thetys, el cual separó a Gondwana de Laurasia durante el Carbonífero-Pérmico, y que paulatinamente se cerró al fusionarse ambos continentes para formar el supercontinente Pangea.

La escasez de trilobites durante el Paleozoico Superior no solo es propia de México sino, como ya se mencionó, reflejan un patrón de decaimien-



Fig. 8.4. *Angelina hyeronimi*. Ordovícico Inferior, Formación Tiñú, Santiago Ixtaltepec, Oaxaca.



Fig. 8.5. *Griffithides ixtaltepecensis*. Pensilvánico Medio, Formación Ixtaltepec, Santiago Ixtaltepec, Oaxaca. Esta especie es representativa del orden Proetida, el último linaje de los trilobites y que persiste hasta finales del Pérmico. Al igual que en las localidades de Oaxaca, en el resto de México y alrededor del mundo los trilobites carboníferos y pérmicos son poco diversos y abundantes.

to paulatino de esta clase de artrópodos que culmina con su extinción a finales del Pérmico. Este declive principalmente ha sido explicado como producto de una serie de interacciones con otros organismos, siendo factores muy importantes la radiación de cefalópodos depredadores (nautiloideos y amonites), de los diferentes tipos de peces a lo largo del Paleozoico, y de otros artrópodos como euriptéridos y xifosuros. Otro factor que ha sido considerado como determinante en el decaimiento del grupo es su incapacidad para radiar y colonizar ambientes profundos; esto provocó que durante los constantes cambios que se dieron en el nivel del mar durante el Paleozoico, los trilobites fueran uno de los grupos más expuestos a la extinción durante las reducciones repetidas de los ambientes someros.

AGRADECIMIENTOS

Agradecemos a Héctor Hernández por la elaboración del material fotográfico y a Edgar Gaytán por la realización de los dibujos.

REFERENCIAS

- BOUCOT, A. J., R. B. BLODGETT & J. H. STEWART. 1997. European Province Late Silurian brachiopods from the Ciudad Victoria area, Tamaulipas, northeastern Mexico, pp. 273-293. En: Klapper, G.M. A. Murphy & J. A. Talent (eds.), Paleozoic sequence stratigraphy, biostratigraphy, and biogeography: Studies in honor of J. Granville ("Jess") Johnson. Geological Society of America, Special Paper 321.
- BUDD, G. E. 1996. The morphology of *Opabinia regalis* and the reconstruction of the arthropod stem-group. *Lethaia*, 29: 1-14.
- CARRILLO-BRAVO, J. 1961. Geología del anticlinorio Hui-zachal-Peregrina al NW de Ciudad Victoria, Tamaulipas. *Bol. Asoc. Mex. Geól. Petrol.*, 13: 1-98.
- CONWAY-MORRIS, S. 2000. The Cambrian explosion: slow-fuse or megatonnage? *Proc. Natl. Acad. Sci. USA*, 97(9): 4426-4429.
- ELDRIDGE, N. 1977. Trilobites and evolutionary patterns (What do trilobites have to tell us about evolutionary processes?), pp. 305-332. En: Hallam, A. (ed.), *Patterns of Evolution*. Elsevier, Amsterdam.
- FORTEY, R. A. 1990. Ontogeny, hypostoma attachment, and trilobite classification. *Palaeontology*, 33: 529-576.
- . 2001. Trilobite systematics: The last 75 years. *J. Paleontol.*, 75(6): 1141-1151.
- GARIBAY, L. M., M. GUERRERO & R. TORRES DE LEÓN. 1998. Trilobite pérmico de la Formación Olinalá (Los Ar-

- cos), Estado de Guerrero, pp. 23-24. Memorias del VI Congreso Nacional de Paleontología. Facultad de Ciencias, UNAM. Libro de Resúmenes.
- GIRIBET, G. 1999. Ecdysozoa *versus* Articulata, dos hipótesis alternativas sobre la posición de los Artrópodos en el reino Animal. En: Melic, A., J. J. de Haro, M. Méndez & I. Ribera (eds.), Evolución y Filogenia de Arthropoda. *Bol. Soc. Ent. Aragon.*, 26: 145-160.
- HAAS, W. 1969. Lower Devonian trilobites from central Nevada and Northern Mexico. *J. Paleontol.*, 43(3): 641-659.
- JENKINS, R. J. F. 1992. Functional and ecological aspects of the Ediacaran assemblages, pp. 131-176. En: Lipps, J. H. & P. W. Signor (eds.), Origin and early evolution of the Metazoa, Plenum Press, Nueva York.
- LOCHMAN, C. 1948. New Cambrian trilobite genera from northwestern Sonora, Mexico. *J. Paleontol.*, 22: 451-464.
- . 1952. Trilobites. En: Cooper, G. A. Cambrian stratigraphy and paleontology near Caborca, northwestern Sonora, Mexico. *Smithson. Misc. Coll.*, 119(1): 60-161.
- . 1956. Stratigraphy, paleontology and paleogeography of the *Elliptocephala asaphoides* strata in Cambridge and Hoosick quadrangles, New York. *Geol. Soc. Amer. Bull.*, 67: 1331-1396.
- McMENAMIN, M. A. S. 1987. Lower Cambrian Trilobites zonation, and correlation of the Puerto Blanco Formation, Sonora, Mexico. *J. Paleontol.*, 61(4): 738-749.
- MOORE, R. C., C. G. LALICKER & A. G. FISHER. 1952. *Invertebrate Fossils*. McGraw-Hill. Nueva York.
- MORÓN, R. A. & M. C. PERRILLIAT. 1987(1988). Una especie nueva del género *Griffithides* Portlock (Arthropoda, Trilobita) del Paleozoico Superior de Oaxaca. *Rev. Mex. Cienc. Geol., Inst. Geol., UNAM*, 7(1): 67-70.
- NAVARRO-SANTILLÁN, D., F. SOUR-TOVAR & E. CENTENO-GARCÍA. 2002. Lower Mississippian (Osagean) brachiopods from the Santiago Formation, Oaxaca, México: stratigraphic and tectonic implications. *J. South Amer. Earth Sci.*, 15: 327-336.
- ORTEGA-GUTIÉRREZ, F., F. RUIZ J. & E. CENTENO-GARCÍA. 1995. Oaxaquia, a Proterozoic microcontinent accreted to North America during the Late Paleozoic. *Geology*, 23: 1127-1130.
- ROBISON, R. A. & J. PANTOJA-ALOR. 1968. Tremadocian trilobites from the Nochixtlán region, Oaxaca, Mexico. *J. Paleontol.*, 42(3): 767-800.
- SOUR-TOVAR, F. 1990. Comunidades Cámbrico-Ordovícicas de la Formación Tiñú en el área de Santiago Ixtaltepec, Oaxaca. Implicaciones paleoambientales y paleogeográficas. *Rev. Soc. Mex. Paleontol.*, 3(1): 7-23.
- , S. A. QUIROZ-BARROSO & D. NAVARRO-SANTILLÁN. 1996. Carboniferous invertebrates from Oaxaca, Mid-Continent paleogeographical extension, pp. A-365. Geological Society of America Annual Meeting. Denver Colorado. Abstracts with Programs.
- STEWART, J. H. 1982. Regional relations of Proterozoic Z and Lower Cambrian rocks in the western United States and Northern Mexico, pp. 171-186. En: Cooper, J. D., B. Troxel, & L. Wright (eds.), Geology of Selected Areas in San Bernardino Mountains, Western Mojave Desert, and South Great Basin, California. Geological Society of America, Anaheim, California.
- , R. B. BLODGETT, A. J. BOUCOT & J. L. CARTER. 1993. Middle Paleozoic terrane near Ciudad Victoria, northeastern Mexico, and the southern margin of Paleozoic North America, pp. 147-149. En: Ortega-Gutiérrez, F., P. J. Coney, E. Centeno-García, & A. Gómez-Caballero (eds.), Proceedings of the First Circum-Pacific and Circum Atlantic Terrane Conference. Guanajuato. Instituto de Geología, Universidad Nacional Autónoma de México.
- & R. LÓPEZ. 1997. Tectonic significance of exotic Mid-Paleozoic rocks near Ciudad Victoria, Tamaulipas, Mexico. Memorias de la II Convención sobre la Evolución Geológica de México y Recursos Asociados. Pachuca, Hidalgo, México. Sin paginación.
- STOYANOW, A. 1952. The original collection of Cambrian trilobites from Sonora. En: Cooper, G. A. Cambrian stratigraphy and paleontology near Caborca, northwestern Sonora, Mexico. *Smithson. Misc. Coll.*, 119(1): 49-59.
- WAGGONER, B. 1999. Los comienzos de la historia evolutiva de los Artrópodos: ¿Qué nos pueden contar los fósiles? (The earliest evolutionary history of Arthropods: What can the fossils tell us?). En: Melic, A., J. J. de Haro, M. Méndez, & I. Ribera (eds.), Evolución y Filogenia de Arthropoda. *Bol. Soc. Ent. Aragon.*, 26: 115-131.
- WHITTINGTON, H. B., D. E. CHATTERTON, S. E. SPEYER, R. A. FORTEY, R. M. OWENS, W. T. CHANG, W. T. DEAN, P. A. JELL, J. R. LAURIE, A. R. PALMER, L. N. REPINA, A. W. A. RUSHTON, J. H. SHERGOLD, E. N. K. CLARKSON, N. V. WILMOT & S. R. A. KELLY. 1997. Part O, Arthropoda 1, Trilobita Treatise on Invertebrate Paleontology I. Geological Society of America and University of Kansas, 530 p.

APÉNDICE 8.1

Lista de las especies de trilobites que han sido registradas para México.

Formación Buelna, Cámbrico Inferior, Caborca, Sonora (Lochman, 1948, 1952).

Redlichiida
 Olenelidae
Olenellus truemani
O. fremonti
Wanneria walcottana buelnaensis
Paedeumias puertoblancoensis
 Corynexochida
 Dorypygidae
Bonnia sonora
 Ptychopariida
 Ptychopariidae
Antagmus buttsi
A. solitarius
Onchocephalus buelnaensis
O. mexicanus
Sombrerella mexicana

Formación Puerto Blanco, Cámbrico Inferior, Caborca, Sonora (Lochman, 1948, 1952).

Redlichiida

Olenelidae

*Wanneria mexicana***Formación Puerto Blanco, Cámbrico Inferior, Caborca, Sonora (McMenamin, 1987).**

Redlichiida

Olenelidae

Fallotaspis sp.*Nevadia ovalis**Judomia orbis***Formación Arrojós, Cámbrico Medio, Caborca, Sonora (Lochman, 1948, 1952; Stoyanow, 1952).**

Corynexochida

Zacanthoidea

*Albertella proveedora**Zacanthoides* aff. *Z. holopygus**Mexicaspis difuntosensis**M. stenopyge*

Dolichometopidae

*Ptarmigania bispinosa**Athabaskia bela**A. minor**Glossopleura leona**Sonoraspis gomezi**S. torresi*

Crepicephalidae

*Kootenia exilaxata**Kochaspis cooperi*

Ptychopariida

Ptychoparidae

*Caborcella arrojósensis**Ptychoparia* aff. *P. clusia*

Alokistocaridae

*Alokistocare althea**A. modestum**Alokistocarella mexicana**Amecephalus* (?) cf. *A. piochensis**A. arrojósensis**Arellanella caborcana**A. sonora**Mexicella mexicana**Pachyaspis deborra**P. isabella**Provedoria starquistae**Inglefieldia imperfecta**Kistocare corbini**K. tontoensis**Strotocephalus arrojósensis***Formación Tiñú, Ordovícico Inferior, Santiago Ixtaltepec, Oaxaca (Robinson & Pantoja-Alor, 1968).**

Agnostida

Geragnostidae

*Geragnostus curvata**G. intermedius**Gymnagnostus gongros**G. mexicanus*

Pseudoagnostidae

Pseudoagnostus sp.

Ptychopariida

Asaphidae

*Asaphellus artus**A. aspinus**A. communis**Tinaspis totoyaca*

Ceratopygidae

Onychopyge sculptura

Olenelidae

*Angelina hyeronimi**A. spinosa**Bienvillia grandis**Parabolina* cf. *P. argentina**Parabolinella argentinensis**P. prolata**P. tumifrons**P. variabilis**Triarthrus tetragonalis**Leptoplastides marianus**Leurostega aphelix**Peltocare norvegicum**Plicatolinella ocula*

Remopleuridae

Richardsonella variagranula

Saukidae

Saukia globosa

Shumardidae

*Koldiniodia sulcatus**Shumardia alata**S. ctenata**Bifodina longifrons*

Phacopida

Calymenidae

*Pharostomina mexicana***Formación Cañón de Caballeros, Silúrico Superior, Cañón de la Peregrina, norte de Ciudad Victoria, Tamaulipas (Carrillo-Bravo, 1961).**

Ptychopariida

Illaenidae

Bumastus sp.

Phacopida

Calymenidae

Calymene sp.

Cheiruridae

Cheirus cf. *niagarensis*

Dalmanitidae

Dalmanites sp.**Formación Caliza Solís, Devónico Inferior, Mina Plomosas-Placer de Guadalupe, Chihuahua central (Hass, 1969).**

Ptychopariida

Brachymetopidae

Cordania sp.

Phacopida

Cheiruridae

Cheirus sp.*Phacops* sp.

Dalmanitidae

Synphoroides biardi

Lichiida

Odontopleuridae

Leonaspis sp.

Koneprusia insolita

Formación Ixtaltepec, Pensilvánico Medio, Santiago Ixtaltepec, Oaxaca (Morón & Perrilliat, 1988).

Ptychopariida

Phillipsidae

Griffithides ixtaltepecensis

Formación Los Arcos, Pérmico Medio, Olinalá, Guerrero (Garibay *et al.*, 1998).

Ptychopariida

Phillipsidae

Anisopyge perannulata

DECAPODA (CRUSTACEA) FÓSILES

Francisco J. Vega¹ & María del Carmen Perrilliat¹

ABSTRACT. Systematic study of fossil decapod crustaceans from Mexico resulted in the description of new species and genera from Lower Cretaceous to Miocene rocks. To the moment, the most diverse assemblage is found on Upper Cretaceous sediments, where evolutionary and ecologically significant groups are found. Among these, the only two families of crabs to become extinct at the end of the Cretaceous Period are found to have been distributed in Mexico. Its extinction is related to a restricted paleobiogeographic distribution around the Chicxulub impact site. Some assemblages are found in plattenkalk facies, where certain taxa are documented for first time in Mexico. Such is the case of the Tanaidacea, an order rarely preserved on the fossil record. Hundreds of specimens are found in discrete layers, suggesting massive mortality events. Examination of morphologic changes among species of genera that survived the Cretaceous-Tertiary transition reveals interesting evolutionary trends. The study of the cuticle structure of certain fossils species revealed a superb preservation of the typical layers of the exoskeleton.

INTRODUCCIÓN

Los decápodos ciertamente son raros en el registro fósil, en especial en comparación con la diversidad presentada en otros grupos de artrópodos, como los trilobites y los insectos. Este hecho puede deberse a la poca atención que se ha prestado a este grupo en todo el mundo. Por ejemplo, se podría afirmar que prácticamente el 70% de las especies fósiles conocidas provienen de Europa y los

Estados Unidos, mientras que para Asia y África se conocen menos de 50 especies. En el caso de México, se han encontrado cerca de 70 especies, cuyo registro comprende del Cretácico Inferior hasta el Mioceno. El objetivo de esta contribución es ofrecer una lista de las especies que han sido registradas formal e informalmente en México, proporcionando información sobre la localidad, edad y paleoambiente, además de mencionar algunos aspectos significativos de este registro.

OCURRENCIA, PREPARACIÓN E IDENTIFICACIÓN

Las rocas sedimentarias de origen marino son el primer objetivo para la búsqueda de estos fósiles, en particular las rocas asociadas a ambientes someros, tales como deltas y lagunas, son portadoras potenciales de restos de crustáceos. No obstante, a diferencia de otros grupos de invertebrados, los crustáceos suelen presentar una distribución vertical selectiva, es decir, solamente se encuentran en determinados estratos, que pueden representar desde depósitos de tormenta hasta periodos de crecimiento poblacional de tipo oportunista (Bishop, 1986). Esto implica que una vez que encontramos el estrato portador, es muy probable hallar decenas de crustáceos, si seguimos horizontalmente los afloramientos de dicha capa. Ahora bien, el potencial de preservación en forma directa depende del grado de calcificación de la cutícula. En el caso de especies de *Callinassa*, es frecuente encontrar los quelípedos, mientras que el resto del exoesqueleto se preserva en ocasiones muy raras. A esto debemos aunar el hecho que frecuentemente nos encontramos con restos de la muda del crustáceo, lo cual conlleva implicaciones para estudios paleoecológicos y de repre-

¹ Instituto de Geología, Universidad Nacional Autónoma de México, 04510 México, D.F., México. Correos electrónicos: vegver@servidor.unam.mx; mariacp@servidor.unam.mx.

sentación poblacional. La extracción del fósil no implica menor esfuerzo que el requerido para cualquier otro grupo, especialmente si se encuentran articulados los apéndices. El tipo de roca varía de una caliza, arenisca gruesa a una lodolita muy fina, aunque es importante señalar que una porción representativa se encuentra en concreciones calcáreas o fosfáticas, lo que facilita su hallazgo y preparación posterior. Este proceso incluye el empleo de martillos neumáticos, abrasivos y agujas para la remoción del sedimento. La conformación física del caparazón hace de esta labor un proceso delicado, ya que las porciones dorsal y ventral de caparazón no presentan una topografía uniforme. Si a esto aunamos la presencia de apéndices, entonces el trabajo se torna aún más complejo, pero atractivo a la vez.

La determinación de decápodos fósiles se basó por muchos años en la morfología del caparazón, especialmente de la región dorsal del cefalotórax. Es importante señalar que la morfología ventral no ha desempeñado un papel importante en la sistemática, lo que ha representado una brecha en el entendimiento entre neontólogos y paleontólogos que trabajan con este grupo. Sobra decir que la sistemática de especies actuales requiere de la observación de estructuras con escaso potencial de preservación. Tal vez por esta razón es que por muchos años ha existido falta de comunicación e interés por parte de los neontólogos hacia el registro fósil de los decápodos. Se hace entonces necesario que los paleontólogos extendamos el potencial descriptivo e interpretativo de nuestros fósiles, más allá de los foros geológicos.

En el Apéndice 9.1 y figuras 9.1-3 se presentan las especies citadas formalmente hasta el momento, pero también hacemos referencia a material que se encuentra en estudio, que será publicado próximamente. También se incluye el escaso registro de grupos de Peracarida, tales como Tanaidacea e Isopoda.

ORIGEN, EVOLUCIÓN Y EXTINCIÓN

A partir de su origen en el Jurásico, los braquiuros han presentado dos radiaciones importantes. La primera, durante el Cretácico Tardío, con numerosas especies que se desarrollaron en torno a

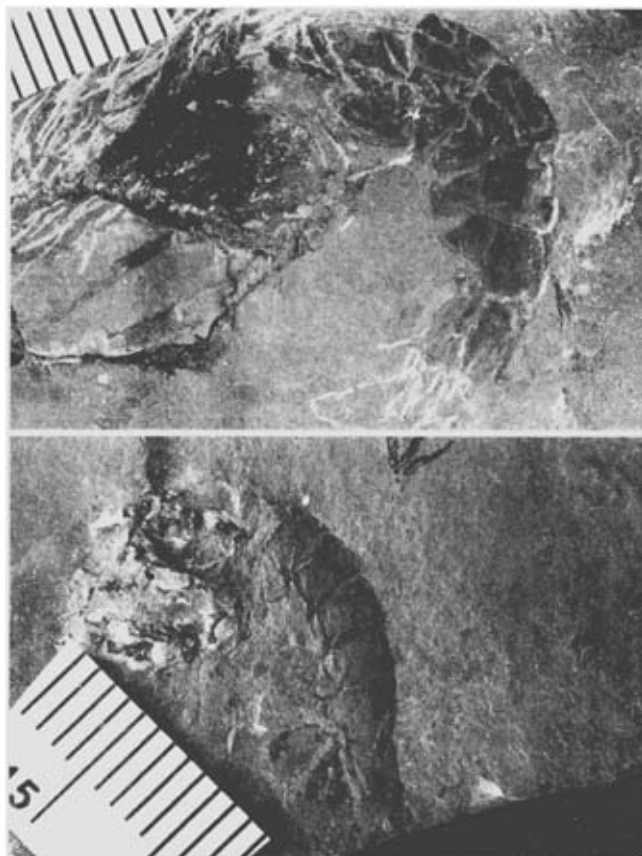


Fig. 9.1. *Meyeria pueblaensis* Feldmann *et al.* San Juan Raya, Puebla, Formación San Juan Raya, Aptiano-Albiano, X 10.

ambientes deltáicos. La segunda, durante el Eoceno, en ambientes arrecifales, en donde gran número de especies se desarrolló en todo el mundo (Glaessner, 1969). El registro más antiguo de algunos grupos de braquiuros se encuentra en México. En general, se trata de géneros que tuvieron una distribución cosmopolita, y que habían sido encontrados en otras partes del mundo, en rocas más jóvenes. A continuación se comentan algunos casos interesantes.

***Lophoranina*.** Este género de ranínido tuvo una distribución geográfica amplia durante el Terciario temprano. Sus registros abarcan desde el Eoceno Inferior hasta el Oligoceno, comprendiendo el sur de los Estados Unidos, Baja California, Chiapas, España, Francia, Hungría, Italia y la región del Indopacífico (Tucker, 1995). La morfología característica de este género incluye la presen-

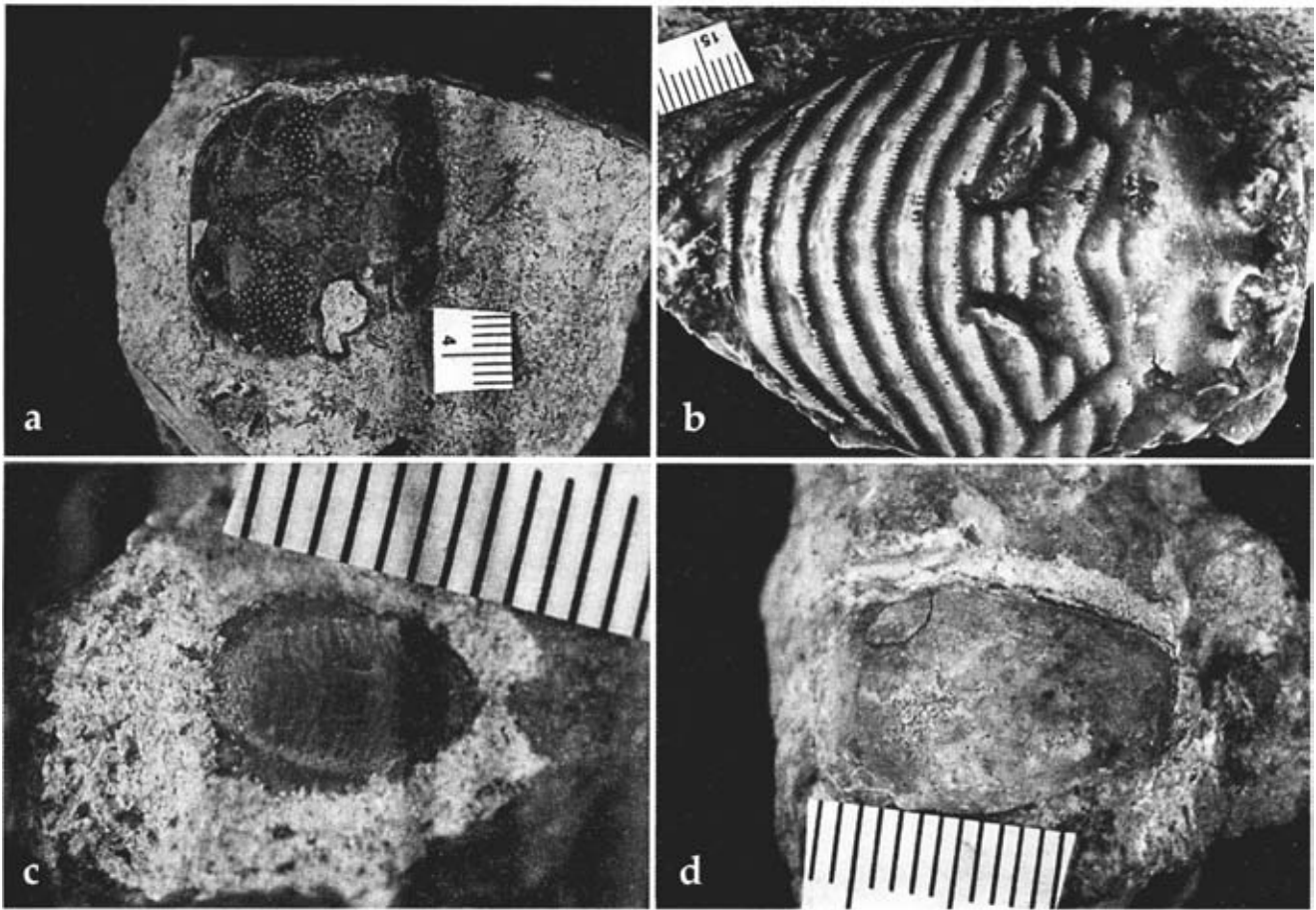
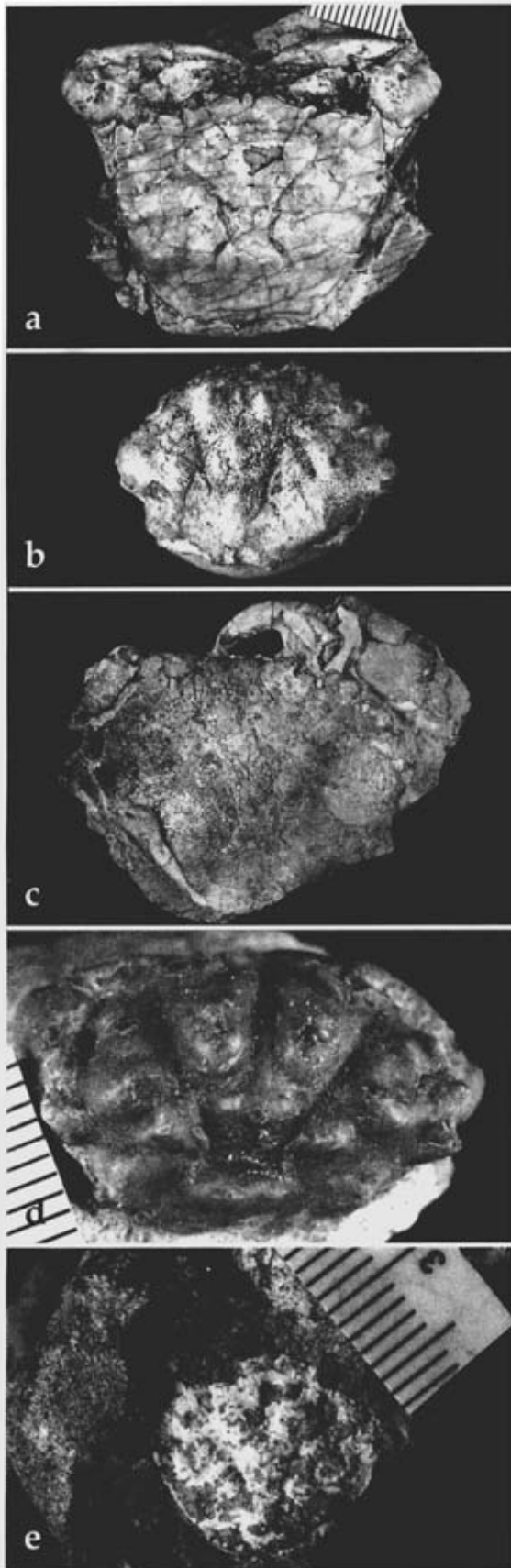


Fig. 9.2. a, *Dakoticancer australis* Rathbun, Cañón de Potrerillos, Nuevo León, Grupo Difunta, Maastrichtiano, X 1; b, *Lophoranina precocious* Feldmann *et al.*, Ocozocoautla, Chiapas, Formación Ocozocoautla, Maastrichtiano, X 1; c, *Lophoranina cristaspina* Vega *et al.*, El Jobo, Chiapas, Formación San Juan, Maastrichtiano, X 10; d, *Laeviranina* sp., Veinte de Noviembre, Chiapas, Formación El Bosque, Eoceno Inferior, X 15.

cia de terrazas en la región dorsal y apéndices. Las terrazas de la porción dorsal representan la base de numerosas espinas finas, dirigidas hacia el frente. Savazzi (1981) propuso que la función posible de estas terrazas era el anclaje de algas, a fin de que el organismo se mimetizara, o bien que sirvieran como medio de anclaje en los granos de arena, mientras el organismo permanecía enterrado. El patrón de distribución de las terrazas era muy complejo en especies del Eoceno Superior. La especie más antigua fue encontrada en el Maastrichtiano de Chiapas y, comparativamente, la distribución de las terrazas representa un patrón relativamente sencillo (Feldmann *et al.*, 1996). Es importante señalar que la talla promedio de la especie cretácica mexicana es superior a la de cualquiera

de las especies que le siguieron. La porción delantera del cefalotórax está desprovista de terrazas en *Lophoranina precocious*, y es clara la tendencia a cubrir esta área en especies del Terciario. Así mismo, puede apreciarse una tendencia a la ramificación y complejidad de las espinas anterolaterales. Vía (1969) propuso la posibilidad de dimorfismo sexual, con base en diferentes morfologías de espinas anterolaterales en una sola especie.

El único representante actual de este linaje es *Ranina ranina* del Indopacífico. Esta especie presenta espinas distribuidas uniformemente en el dorso del cefalotórax, así como espinas anterolaterales, similares a las de *Lophoranina*. Si bien muchos autores consideran que este género desapareció en el Oligoceno, también es factible que la tendencia a la



distribución compleja de espinas llevara a la desaparición de las terrazas características de *Lophorantina*, dando lugar a la morfología de *Rantina*, cuyo registro fósil se remonta al Eoceno.

***Costacopluma*.** Este género ha sido citado para el Cretácico Superior de Nigeria, India, Groenlandia y México (Nuevo León, Coahuila y Guerrero). La distribución de este género en el hemisferio norte durante el Cretácico Tardío contrasta con la distribución austral en el Paleoceno (Senegal, Argentina, Brasil y Venezuela). Sin embargo, recientemente se registró la ocurrencia de este género en rocas del Paleoceno de California (Nyborg *et al.*, 2003). ¿Será esta distribución una clave para comprender la dinámica de las extinciones al final del Cretácico? A diferencia de los otros grupos de braquiuros cretácicos, los retroplúmidos parecen haber sido alimentadores de depósito, acumulando materia orgánica con el quinto par de pereiópodos que, con forma plumosa, recolectan el alimento que siempre parece estar disponible. Los retroplúmidos actuales viven a más de 500 m de profundidad en el Indopacífico (Saint-Laurent, 1989). Hacia el Eoceno Inferior, alguna especie del género *Costacopluma* parece haber dado lugar al género *Retropluma*, cuyos representantes viven aún. Es interesante resaltar el hecho que *Retropluma* aparece solo en el Terciario de Europa, de donde parece haber migrado a través de los relictos del Tethys hacia el oeste. Hasta la fecha, el registro más antiguo de *Costacopluma* es *C. bishopi*, que procede de rocas coniacianas de Guerrero, México (Vega & Feldmann, 1992), sugiriendo un origen americano para un grupo que actualmente solo se distribuye en el Indopacífico.

Fig. 9.3. a, *Carcineretes planetarius* Vega *et al.*, Ocozocoautla, Chiapas, Formación Ocozocoautla, Maastrichtiano, X 1; b, *Verrucoides stenohedra* Vega *et al.*, Veinte de Noviembre, Chiapas, Formación El Bosque, Eoceno inferior, X 10; c, *Megaxantho soque* Vega *et al.*, Ocozocoautla, Chiapas, Formación Ocozocoautla, Maastrichtiano, X 0.2; d, *Parazanthopsis meyapaquensis* Vega *et al.*, Ocozocoautla, Chiapas, Formación Ocozocoautla, Maastrichtiano, X 10; e, *Stoaplax nandachare* Vega *et al.*, Veinte de Noviembre, Chiapas, Formación El Bosque, Eoceno inferior, X 2.

Parazanthopsis. Las especies más antiguas de este género se encontraron en rocas maastrichtianas de Chiapas y Brasil (Beurlen, 1958; Vega *et al.*, 2001a). La morfología es prácticamente idéntica a la observada en especies del Eoceno de España. Dada la improbabilidad de que se tratara del mismo género, en función de la diferencia de edad, a las especies europeas se las denomina *Zanthopsis*, aunque en la actualidad se desarrolla un estudio detallado para definir si este género apareció como tal en el Maastrichtiano del sur de México.

Panulirus. El registro más antiguo de este género procede del Cretácico Inferior de Europa. El primer registro para América corresponde a una exuvia encontrada en la Cantera El Espinal, Chiapas, en rocas del Aptiano-Albiano de la Formación Sierra Madre (Vega *et al.*, 2003). En virtud del lapso implicado (aproximadamente 110 millones de años), podríamos considerar a éste un género pancrónico, pues la morfología del caparazón ha permanecido prácticamente idéntica en especies recientes.

Familia Carcineretidae. A pesar de que la conformación de géneros incluidos en esta familia aún es cuestión de debate, parece haber consenso en que sus miembros desaparecieron a finales del Cretácico. Algunos autores plantean la existencia de representantes en Europa (Fraayé, 1996). Sin embargo, las características diagnósticas de la familia, que incluyen quintos pereiópodos aplanados para la natación, quelas robustas, espinosas y afiladas para la carnivoría, y un caparazón con pliegues agudos, paralelos al margen frontal, solo parecen haberse presentado en tres géneros: *Carcineretes*, *Ophthalmoplax* y *Branchiocarcinus*. *Carcineretes* se ha encontrado en rocas maastrichtianas de Jamaica, Belice y Chiapas. *Ophthalmoplax* proviene del Maastrichtiano del sureste de Estados Unidos, Nuevo León y Colombia, mientras que el único ejemplar de *Branchiocarcinus* fue recolectado en la Formación Cárdenas (Maastrichtiano) de San Luis Potosí. La distribución paleobiogeográfica de esta familia se restringe a la provincia del Caribe y del Golfo. Si revisamos la hipótesis sobre la extinción del Cretácico-Terciario a partir del impacto de Chicxulub, encontraremos que la distribución restringida de esta familia pudo ser la clave de su desaparición (Vega *et al.*, 1997).

Familia Dakoticancridae. Distribuida durante el Cretácico Tardío en América del Norte, desde Dakota del Sur hasta San Luis Potosí, esta familia también desapareció a finales del Cretácico (Bishop *et al.*, 1998). Constituida por especies de caparazón robusto, esta familia predominó en algunos ambientes del sureste de los Estados Unidos durante el Campaniano y Maastrichtiano, con localidades de donde se han citado cientos de ejemplares (Bishop, 1983). *Tetracarcinus*, *Dakoticancer*, *Seorsus* y *Avithelmessus* son los géneros representativos de esta familia. La única explicación factible para la desaparición de sus miembros está relacionada con su distribución geográfica restringida. Conforme a modelos desarrollados a partir del impacto de Chicxulub, la mayor influencia de efectos secundarios debió extenderse hacia el noroeste del punto del impacto. Aunada a la desaparición de los Carcineretidae, la extinción de Dakoticancridae parece estar directamente relacionada con el evento ocurrido hace 65 millones de años.

El promedio de vida de un género de braquiuro no ha sido establecido plenamente. Es claro que algunos géneros han permanecido por varias decenas de millones de años (*Costacopluma*, *Lophoranina*, *Panulirus*), mientras que otros perduraron por no más de 5 millones (*Carcineretes*, *Dakoticancer*). Aparentemente esta duración está en función del grado de especialización del grupo, pero más aún de su distribución paleobiogeográfica (Fig. 9.4).

PALEOBIOGEOGRAFÍA

Dada la posición geográfica que ha guardado el territorio mexicano a lo largo del Cretácico y Terciario, las afinidades paleogeográficas de los braquiuros son diversas. El registro escaso del Cretácico Inferior dificulta las interpretaciones paleogeográficas. Sin embargo, los mecoquíridos parecen tener afinidades con especies europeas. Las especies del Cretácico Superior del noreste de México guardan una estrecha afinidad con las especies de la Provincia de la Bahía del Mississippi, mientras que las del estado de Chiapas se relacionan con especies del Caribe. Especies del Eoceno de Baja California Sur y Chiapas tienen relación con la costa oeste de Estados Unidos y Canadá, pero tam-



Fig. 9.4. Mapa paleogeográfico del continente americano durante el Maastrichtiano (70 m. a.), mostrando la distribución paleogeográfica de las familias: 1, Carcineretidae; y 2, Dakoticancridae.

bién con influencia del Tethys. El Mioceno de Veracruz y Chiapas se relaciona con especies de Venezuela y Centroamérica.

PALEOECOLOGÍA

La distribución de los braquiuros en el tipo de roca que se encuentran proporciona la clave para inferir el ambiente en el que habitaban. Muy rara vez encontramos varias especies en una sola localidad. Por ejemplo, en localidades del Maastrichtiano de Coahuila y Nuevo León, *Costacopluma mexicana* se encuentra asociada con escasos ejemplares de *Sodakus mexicanus*, o bien se encuentra con ejem-

plares de *Ophthalmoplax difuntaensis*, pero nunca con *Dakoticancer australis*, que parece haber excluido cualquier otro decápodo, excepto por *Prehepatus* sp. Esto también puede ser observado en afloramientos del Maastrichtiano de San Luis Potosí, en donde *D. australis* se encuentra como único braquiuro, a excepción de escasos ejemplares de *Prehepatus* sp. Los dacoticáncridos parecen haber sido un grupo competitivo, con caparazón robusto y de mayor talla que el de cualquier otra especie de esta edad. Además de presentar quelas relativamente fuertes, el caparazón y apéndices se encontraban cubiertos por espinas cortas, pero resistentes. A juzgar por su distribución paleoambiental, los dacoticáncridos eran habitantes de zonas muy someras, e incluso con posibilidad de incursión subaérea limitada. Galerías grandes han sido observadas en los estratos que contienen estos braquiuros, pero ninguno ha sido encontrado en el interior de alguna. Por su parte, los carcinerétidos eran especies nadadoras, dado el característico aplanamiento del quinto par de pereiópodos, así como por el caparazón relativamente plano. Las similitudes entre los miembros de esta familia extinta y los portúnidos es sorprendente, aunque cualquier vínculo filogenético ha sido descartado (Glaessner, 1969). Los carcinerétidos presentan quelas robustas, con dientes filosos y extremos agudos, en forma de gancho. Es probable que, como los portúnidos actuales, fueran carroñeros e incluso capaces de capturar peces. Un hecho interesante observado en *Carcineretes planetarius* del Maastrichtiano de Chiapas, es que se han encontrado varios ejemplares que murieron inmediatamente después de la ecdisis. Lo anterior puede corroborarse por ejemplares pares, ubicado uno detrás de otro, siendo el posterior siempre ligeramente mayor. Se trata de especímenes de diversas tallas, lo que sugiere algún factor que ocasionó la muerte de estos ejemplares, asociado con el evento de muda.

Los retroplúmidos actuales se alimentan de materia orgánica que acumulan en el quinto par de pereiópodos, de forma plumosa (Saint-Laurent, 1989). Sus quelas son sumamente pequeñas y no representan un medio de defensa o ataque efectivo. Sin embargo, dado el número de ejemplares que se ha encontrado en el noreste de México, es claro que representaban el grupo dominante de

braquiuros, capaces de coexistir con otras especies, a diferencia de los dacoticáncrios. Recientemente fue encontrado un ejemplar de *Costacopluma mexicana* en una galería, evidenciando el hábito de protección en galerías para esta especie.

ESTRUCTURA CUTICULAR

Un aspecto interesante en el estudio de los braquiuros fósiles es la comparación y análisis de la estructura de su cutícula. En muchas ocasiones, ésta ha sido borrada por el remplazo de minerales a través del proceso diagenético. No obstante, la estructura puede preservarse al grado de poder observar no sólo las laminaciones características de la endo y exocutícula (Fig. 9.5a), sino los conductos glandulares y los canales de poros, como se observa en la figura 9.5b (Vega *et al.*, 1994).

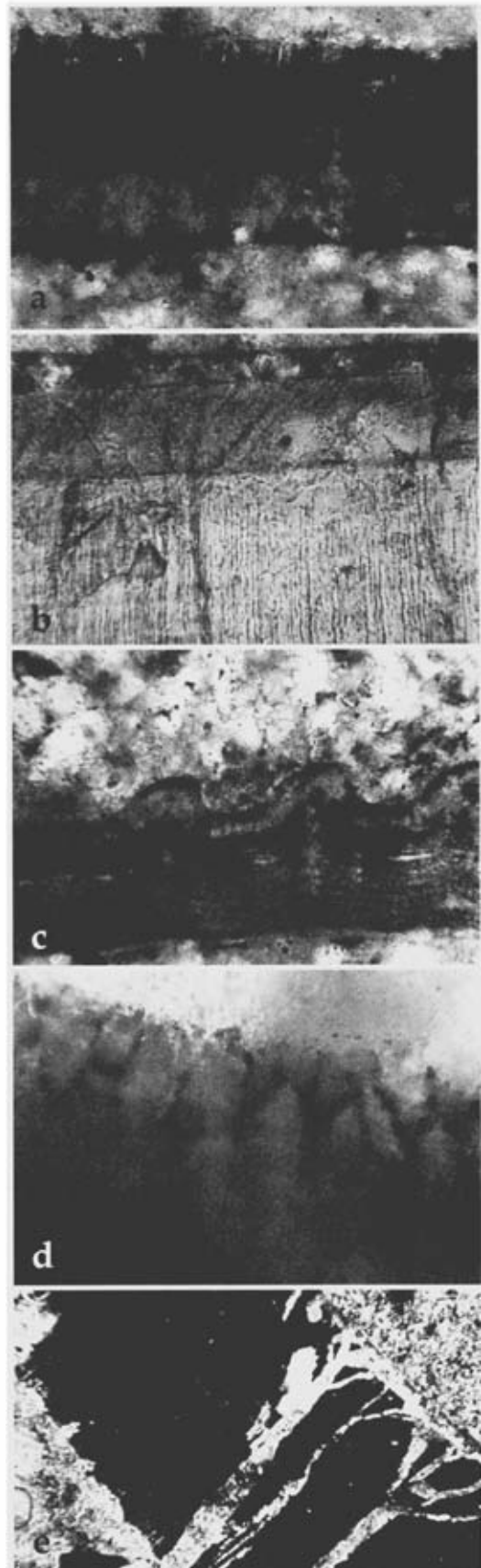
Estudios recientes han revelado la presencia de estructuras en forma de celdas, justo en la parte superior de la epicutícula (Figs. 9.5c, d). Estos cortes se han realizado en ejemplares de retroplúmidos, dacoticáncrios y xántidos.

También está en estudio la estructura peculiar de un astácido del Paleoceno de Coahuila (Fig. 9.5e). El objetivo es caracterizar la estructura cuticular, especialmente de representantes de familias extintas, para tratar de compararla con la estructura de braquiuros recientes e intentar definir parámetros fisiológicos y/o paleoambientales.

AGRADECIMIENTOS

Los autores desean manifestar su agradecimiento al CONACYT, por el apoyo brindado a través del

Fig. 9.5. a, Corte cuticular de *Costacopluma mexicana* Vega & Perrilliat, mostrando límite entre exo y endocutícula, El Pelillal, Coahuila, Maastrichtiano, X 200; b, canales de poro y conductos glandulares en corte de cutícula de *Costacopluma mexicana* Vega & Perrilliat, Cañón de Potrerillos, Nuevo León, Maastrichtiano, X 400; c, d, epicutícula de *Costacopluma mexicana* Vega & Perrilliat, mostrando estructuras en forma de celda, El Pelillal, Coahuila, Maastrichtiano, X 200; e, corte cuticular de astácido, Anheló, Coahuila, Paleoceno, X 200.



proyecto CONACYT-NSF Otoño 2000, "Paleobiogeografía y evolución de crustáceos y moluscos del Eoceno-Oligoceno de Baja California Sur y Chiapas, México".

REFERENCIAS

- ALENCÁSTER, G. 1977. Crustáceo (Malacostraca-Decapoda) del Cretácico Inferior del Estado de Guerrero. *Rev. Inst. Geol. UNAM*, 1(1): 74-77.
- BÁRCENA, M. 1975. Descripción de un crustáceo fósil del género *Sphaeroma* (*S. burkartii*) y reseña geológica del Valle de Ameca, Jalisco. *La Naturaleza*, 3: 355-361.
- BEURLIN, K. 1958. Dois crustáceos do Cretáceo Superior do Nordeste do Brasil (Decapoda: Brachyura). *Bol. Mus. Nac. n. sér. Geol., Rio de Janeiro*, 26: 1-23.
- BISHOP, G. A. 1983. Fossil decapod crustaceans from the Late Cretaceous Coon Creek Tongue, Ripley Formation, Union County, Mississippi. *J. Crust. Biol.*, 3: 417-430.
- . 1986. Occurrence, preservation, and biogeography of the Cretaceous crabs of North America, pp. 111-142. En: *Crustacean biogeography*, Crustacean Issues 4 (R. H. Gore & K. L. Heck, eds.), A. A. Balkema, Rotterdam.
- . 1988. Two crabs, *Xandaros sternbergi* (Rathbun, 1926) n. gen., and *Icriocarcinus xestos* n. gen., n. sp., from the Late Cretaceous of San Diego County, California, USA, and Baja California Norte, Mexico. *Trans. San Diego Soc. Nat. Hist.*, 21(15): 245-267.
- , R. M. FELDMANN, & F. J. VEGA. 1998. The Dakoticancridae (Decapoda: Brachyura) from the Late Cretaceous of North America and Mexico. *Contrib. Zool.*, 67(4): 237-275.
- BURKENROAD, M. D. 1963. The higher taxonomy and evolution of Decapoda (Crustacea). *Trans. San Diego Soc. Nat. Hist.*, 19: 251-268.
- CALMAN, W. T. 1904. On the classification of the Crustacea Malacostraca. *Ann. Mag. Nat. Hist.*, 7(13): 144-158.
- DANA, J. D. 1852. Crustacea. United States Exploring Expedition during the years 1838, 1839, 1840, 1841, 1842 Under the Command of Charles Wilkes, U. S. N., 13, C. Sherman, Philadelphia, 1620 p.
- FELDMANN, R. M., F. J. VEGA, S. P. APPLIGATE & G. A. BISHOP. 1998. Early Cretaceous arthropods from the Tlayúa Formation at Tepexi de Rodríguez, Puebla, Mexico. *J. Paleontol.*, 72(1): 79-90.
- , P. GARCÍA-BARRERA, R. RICO-MONTIEL & L. MARTÍNEZ-LÓPEZ. 1995. A new species of *Meyeria* (Decapoda: Mecochiridae) from the San Juan Raya Formation (Aptian: Cretaceous), Puebla State, Mexico. *J. Paleontol.*, 69(2): 402-406.
- , A. TUCKER & J. AVENDAÑO. 1996. The oldest record of *Lophoranina* (Decapoda: Raninidae) from the Late Cretaceous of Chiapas, south-eastern Mexico. *J. Paleontol.*, 70(2): 296-303.
- FRAYEÉ, R. H. B. 1996. Late Cretaceous swimming crabs: radiation, migration, competition, and extinction. *Acta Geol. Pol.*, 46: 269-278.
- GILL, T. 1894. A new bassalian type of crabs. *Amer. Natur.*, 28: 1043-1045.
- GLAESSNER, M. F. 1969. Decapoda. Part R, Arthropoda 4(2), pp. R399-R533. En: *Treatise on Invertebrate Paleontology* (R. C. Moore, ed.), Geological Society of America and University of Kansas Press, Lawrence, 533 p.
- HAACK, W. 1918. Ueber einen Isopoden aus dem Sepulit des weislichen, Osnegs (*Archaeoniscus Brodei*, Milne Edwards). *Jahrb. König. Preus. Geol. Landes.*, 39: 73-102.
- HAAN, W. DE. 1833-1850. Crustacea, p. 109-164. In P. F. de Siebold, *fauna Japonica sive descriptio animalium, quae in itinere per japoniam, jussu et auspiciis superiorum, qui summum in India batava Imperium tenent, suscepto, annis 1823-1830 collegit, notis, observationibus et adumbrationibus illustrativ.* A. Arnz, Londres.
- HANSEN, H. J. 1895. Isopoden, Cumaceen und Stomatopoden der Plankton-Expedition. Ergebnisse der im Atlantischen Ozean durchgeführten Plankton-Expedition der Humboldt-Stiftung, 1889(2), 1-150.
- HESSLER, R. 1969. Peracarida. Part R, Arthropoda 4(2). Pp. R360-R393. En: *Treatise on Invertebrate Paleontology* (R. C. Moore, ed.), Geological Society of America and University of Kansas Press, Lawrence, 533 p.
- LATREILLE, P. A. 1802-1803. Histoire naturelle, général et particulière, des crustacés et des insectes. Volume 3. F. Dufart, Paris, 468 p.
- . 1817. Les crustacés, les arachnides et les insectes, p. 1-653. En: G. Cuvier, *Le regne animal distribue d'apres son organisation, pour servir de base a l'histoire naturelle des animaux et d'introduction a l'anatomie comparée.* Edition 1, Volume 3. D'eterville, Paris.
- . 1831. Cours d'Entomologie, ou de l'histoire naturelle des Crustacés, des arachnides, des Myriapodes et des insectes, etc., annales I. Atlas, Roret, Paris.
- MACLEAY, W. S. 1838. On the Brachyurous Decapod Crustacea brought from the Cape by Dr. Smith, p. 53-71, 2 pl. En: *Illustrations of the Annulosa of South Africa; being a portion of the objects of Natural History chiefly collected during an expedition into the interior of South Africa, under the direction of Dr. Andrew Smith, in the years 1834, 1835, and 1836; fitted out by "The Cape of Good Hope Association for Exploring Central Africa."* Londres.
- NYBORG, T., F. J. VEGA & H. FILKORN. 2003. New Late Cretaceous and Early Tertiary decapod crustaceans from California, USA: Implications for the origination of taxa in the eastern North Pacific. *Contrib. Zool.*, 72(2): 165-168.
- ORTMANN, A. E. 1892. Die Decapoden-Krebse des Strassburger Museums. V Teil. Die abteilungen Hippidae, Dromiidae, und Oxystomata. *Zool. Jahrb.*, 6: 532-588.
- . 1893. Die Decapoden-Krebse des Strassburger Museums. VII Teil. Die Abteilungen Brachyura (Brachyura geniuna Boas). 2. Unterabtheilung: Cancroidea, 2. Section: Cancridea, 1. Gruppe: Cyclometopa. *Zool. Jahrb., Abth. Syst., Geogr. Biol. Tiere*, 7: 411-495.
- RAFINESQUE, C. S. 1815. Analyse de la nature, ou tableau de l'univers et des corps organisés. Palermo, 224 p.
- RATHBUN, M. J. 1917. New species of South Dakota Cretaceous crabs. *Proc. U. S. Natl. Mus.*, 52: 385-391.

- _____. 1926. The fossil stalk-eyed Crustacea of the north Pacific slope of North America. *U.S. Natl. Mus., Bull.*, 138: 1-155.
- _____. 1930. Fossil decapod crustaceans from Mexico. *Proc. U.S. Natl. Mus.*, 78: 1-10.
- _____. 1935. Fossil Crustacea of the Atlantic and Gulf Coastal Plain. *Geol. Soc. Amer. Spec. Pap.*, 2: 1-160.
- SAINT-LAURENT, M. DE. 1989. La nouvelle superfamille des Retroplumoidea Gill, 1894 (Decapoda, Brachyura): systématique, affinités et évolution, pp. 103-179. En: *Résultats des Campagnes Musorstom*, v. 5 (J. Forest, ed.), Mémoires Museum Nationale d'Histoire Naturelle, (A), 144.
- SAMOUELLE, G. 1819. *The Entomologist's Useful Compendium, or an Introduction to the Knowledge of British Insects, etc.* T. Boys, Londres, 496 p.
- SAVAZZI, E. 1981. Functional morphology of the cuticular terraces in *Ranina* (*Lophoranina*) (brachyuran decapods; Eocene of NE Italy). *N. Jahrb. Geol. Paläont., Abhandl.*, 162: 231-243.
- SCHWEITZER, C., R. M. FELDMANN, G. GONZÁLEZ-BARBA & F. J. VEGA. 2002. New crabs from the Eocene and Oligocene of Baja California Sur, Mexico. *J. Paleontol., Mem.* 59, 43 p.
- SQUIRES, R. L., & R. A. DEMETRION. 1992. Paleontology of the Eocene Bateque Formation, Baja California Sur, Mexico. *Nat. Hist. Mus. Los Angeles Co., Contrib. Sci.*, 434: 1-55.
- STENZEL, H. B. 1944. A new Cretaceous crab *Graptocarcinus muiri* from Mexico. *J. Paleontol.*, 18(6): 550-552.
- STIMPSON, W. 1870-1881. Brachyura, Pt. 1, p. 150-156. En: L. F. de Poutalès (ed.), Preliminary report on the Crustacea dredged in the Gulf Stream in the Straits of Florida. *Bull. Mus. Comp. Zool. (Harvard College)*, 2.
- STRAELEN, V. VAN. 1925. Contribution à l'étude des crustacés décapodes de la période Jurassique. *Mem. Acad. R. Belgique, Classe Sci.*, Part 4, Series 2, 7: 1-462.
- TUCKER, A. 1995. A systematic evaluation of fossil Raninidae from the Twin River Formation, Olympic Peninsula, Washington, and a reexamination of the Raninidae. Unpublished Ph.D. dissertation, Kent State University, Kent, Ohio.
- VEGA, F. J. & R. M. FELDMANN. 1991. Fossil crabs (Crustacea: Decapoda) from the Maastrichtian Difunta Group, northeastern Mexico. *Ann. Carnegie Mus.*, 60(2): 163-177.
- _____. & _____. 1992. Occurrence of *Costacopluma* (Decapoda: Brachyura: Retroplumidae) in the Maastrichtian of southern Mexico and its paleobiogeographic implications. *Ann. Carnegie Mus.*, 61(2): 133-152.
- _____. & M. C. PERRILLIAT. 1989. Una especie nueva del género *Costacopluma* (Arthropoda: Decapoda) del Maastrichtiano de Nuevo León. *Rev. Inst. Geol. UNAM*, 8(1): 84-87.
- _____. R. M. FELDMANN & V. DÁVILA-ALCOCER. 1994. Cuticular structure in *Costacopluma mexicana* Vega and Perrilliat, from the Difunta Group (Maastrichtian) of northeastern Mexico, and its paleoenvironmental implications. *J. Paleontol.*, 68(5): 1074-1081.
- _____. & F. SOUR-TOVAR. 1995. Fossil crabs (Crustacea: Decapoda) from the Late Cretaceous Cárdenas Formation, East-Central Mexico. *J. Paleontol.*, 69(2): 340-350.
- _____. & J. L. VILLALOBOS-HIRIART. 1995. Additions to the crustacean (Decapoda) fauna from the Potrerillos Formation (Late Cretaceous) in northeastern Mexico. *Ann. Carnegie Mus.*, 64(3): 39-49.
- _____. A. O. OCAMPO & K. O. POPE. 1997. A new species of Late Cretaceous crab (Brachyura: Carcineretidae) from Albion Island, Belize. *J. Paleontol.*, 71(4): 615-620.
- _____. J. L. VILLALOBOS-HIRIART & R. GÍO-ARGÁEZ. 1999. A new decapod fauna from the Miocene Tuxpan Formation, Eastern Mexico. *J. Paleontol.*, 73(3): 407-413.
- _____. P. GARCÍA-BARRERA, H. FILKORN, F. PIMENTEL & J. AVENDAÑO. 2001a. Maastrichtian Crustacea (Brachyura: Decapoda) from the Ocozocuautla Formation in Chiapas, southeast Mexico. *J. Paleontol.*, 75(2): 319-329.
- _____. T. COSMA, M. COUTIÑO, R. M. FELDMANN, T. NYBORG, C. SCHWEITZER & D. WAUGH. 2001b. New Middle Eocene crabs (Crustacea: Decapoda) from Chiapas, Mexico. *J. Paleontol.*, 75(5): 929-946.
- _____. P. GARCÍA-BARRERA, M. COUTIÑO, T. NYBORG, P. CIFUENTES-RUIZ, K. GONZÁLEZ-RODRÍGUEZ, A. MARTENS, R. DELGADO & G. CARBOT. 2003. Early Cretaceous Arthropods from plattenkalk facies in Mexico. *Contrib. Zool.*, 72(2): 187-189.
- VÍA, L. 1969. Crustáceos Decápodos del Eoceno español (thèse). Pirineos, 91-94: 1-480.
- WHITE, A. 1847. *List of the specimens of Crustacea in the collection of the British Museum.* British Museum, Londres. 143 p.
- WHITERS, T. H. 1922. On a new brachyurous crustacean from the Upper Cretaceous of Jamaica. *Ann. Mag. Nat. Hist.*, 10: 534-541.

APÉNDICE 9.1.

Lista de Peracarida fósiles de México.

- Superorden PERACARIDA Calman, 1904
- Orden TANAIDACEA Hansen, 1895
- Ophthalmapseudes* sp. Chiapas, Cantera El Espinal. Formación Sierra Madre. Aptiano-Albiano. Cientos de ejemplares en horizontes de mortandad masiva. Depósitos lacustres. Primer registro de tanaidaceos fósiles en México. Vega *et al.* (2003).
- Orden ISOPODA Latreille, 1817
- Familia SPHAEROMIDAE White, 1847
- Sphaeroma burkartii* Bárcena. Jalisco. Terciario? Depósitos continentales. Bárcena (1875); Hessler (1969).
- Familia ARCHAEONISCIDAE Haack, 1918
- Archaeoniscus aranguthyrum* Feldmann *et al.* Puebla, Tepexi de Rodríguez. Formación Tlayúa. Albiano. Plataforma marina. Feldmann *et al.* (1998).
- Flabellifera*. Chiapas, Cantera El Espinal. Formación Sierra Madre. Aptiano-Albiano. Al menos dos especies representadas por escasos ejemplares. Depósitos lacustres. Vega *et al.* (2003).
- Orden DECAPODA Latreille, 1802
- Suborden PLEOCYEMATA Burkenroad, 1963
- Infraorden ASTACIDEA Latreille, 1803
- Familia ERYMIDAE Van Straelen, 1925
- Enoploclytia tumimanus* Rathbun. Noreste de México. Formación Escondido. Maastrichtiano. Plataforma marina. Rath-

- bun (1935).
 Familia ASTACIDAE Latreille, 1802
Astacus sp. Coahuila, Paredón. Formación Rancho Nuevo. Paleoceno. Vega *et al.* (Inéd.)
 Infraorden PALINURA Latreille, 1803
 Familia MECOCHIRIDAE Van Straelen, 1925
Mecochirus sp. Hidalgo, Zimapán. Formación Trancas. Cenomaniano. Plataforma marina. Vega *et al.* (2003).
Meyeria mexicana Rathbun. Chihuahua. Formación Cuchillo Parado. Aptiano. Plataforma marina. Rathbun (1935).
Meyeria pueblaensis Feldmann *et al.* Puebla, San Juan Raya. Formación San Juan Raya. Aptiano. Plataforma marina. Feldmann *et al.* (1995).
 Familia PALINURIDAE Latreille, 1802
Palinurus sp. Chiapas, Cantera El Espinal. Formación Sierra Madre. Aptiano-Albiano. Exuvia. Depósitos lacustres. Primer registro del género fósil en México. Vega *et al.* (2003).
Astacodes sp. Guerrero. Formación San Lucas. Hauteriviano-Aptiano. Plataforma marina. Alencáster (1977).
Linuparus sp. Formación Trancas. Cenomaniano. Plataforma marina. Vega *et al.* (2003).
 Infraorden ANOMURA MacLeay, 1838
 Infraorden THALASSINIDEA Latreille, 1831
 Familia CALLIANASSIDAE Dana, 1852
Callianassa tepetatensis Rathbun. Baja California Sur. Formación Tepetate. Eoceno Superior. Plataforma marina. Rathbun (1930).
Callianassa pustulata Whithers. Veracruz. Eoceno. Plataforma marina. Rathbun (1930).
Callianassa vaughani Rathbun. Tamaulipas, San Fernando. Oligoceno. Plataforma marina. Rathbun (1935).
Callianassa pellucida Rathbun. Veracruz. Mioceno. Plataforma marina. Rathbun (1930).
Callianassa sp. Chiapas, Veinte de Noviembre. Formación El Bosque. Eoceno inferior. Plataforma marina. Vega *et al.* (2001b).
 ?*Callianassa* sp. Nuevo León. Formación Potrerillos. Maastrichtiano. Plataforma deltáica. Vega, Feldmann & Villalobos-Hiriart (1995).
Protocallianassa sp. San Luis Potosí. Formación Cárdenas. Maastrichtiano. Plataforma marina. Vega, Feldmann & Sour-Tovar (1995).
Cheramus sp. San Luis Potosí. Formación Cárdenas. Maastrichtiano. Plataforma marina. Vega, Feldmann & Sour-Tovar (1995).
 Infraorden BRACHYURA Latreille, 1802
 Familia PAGURIDAE Latreille, 1802
Paleopagurus cf. *P. pilsbryi* Roberts. Nuevo León. Formación Potrerillos. Maastrichtiano. Plataforma deltáica. Vega, Feldmann & Villalobos-Hiriart (1995).
 Paguridae. Chiapas, Cantera El Espinal. Formación Sierra Madre. Aptiano-Albiano. Depósitos lacustres. Vega *et al.* (2003).
 Familia DIOGENIDAE Ortmann, 1892
Dardanus mexicanus Vega *et al.* Chiapas, Copoya. Formación San Juan. Eoceno medio. Plataforma marina. Vega *et al.* (2001b).
Dardanus cf. *D. mexicanus* Vega *et al.* (2001b). Baja California Sur. Formación Bateque. Eoceno. Plataforma marina. Schweitzer *et al.* (2002).
 Familia AEGLIDAE Dana, 1852
Protaegla minuscula Feldmann *et al.* Puebla, Tepexi de Rodríguez. Formación Tlayúa. Albiano. Plataforma marina. Feldmann *et al.* (1998).
 Familia ?HOMOLIDAE White, 1847
Tepexicarcinus tlayuaensis Feldmann *et al.* Puebla, Tepexi de Rodríguez. Formación Tlayúa. Albiano. Plataforma marina. Feldmann *et al.* (1998).
 Familia DYNOMENIDAE Ortmann, 1892
Graptocarcinus muiri Stenzel. San Luis Potosí. Caliza Taninul. Aptiano. Plataforma marina. Stenzel (1944).
 Familia DAKOTICANCRIDAE Rathbun, 1917
Dakoticancer australis Rathbun. Nuevo León y Coahuila. Grupo Difunta. Maastrichtiano. Plataforma deltáica. Vega & Feldmann (1991). San Luis Potosí. Formación Cárdenas. Maastrichtiano. Plataforma deltáica. Vega, Feldmann & Sour-Tovar (1995).
 Familia DORIPPIDAE MacLeay, 1838
Sodakus mexicanus Vega, Feldmann & Villalobos-Hiriart. Nuevo León. Formación Potrerillos. Maastrichtiano. Plataforma deltáica. Vega, Feldmann & Villalobos-Hiriart (1995).
 Familia CALAPPIDAE de Haan, 1833
Calappilia cf. *C. hondoensis* Rathbun. Chiapas, El Jobo. Formación San Juan. Eoceno medio. Plataforma marina. Vega *et al.* (2001b).
Calappa zurcheri Bouvier. Veracruz. Oligoceno. Plataforma marina. Rathbun (1930).
Calappa flammea (Herbst). Baja California Sur, Tepetate. Oligoceno. Plataforma marina. Rathbun (1930).
Calappilia hondoensis Rathbun. Baja California Sur. Formación Tepetate. Eoceno superior. Plataforma marina. Rathbun (1930).
Prehepatus harrisi Bishop. Nuevo León. Formación Potrerillos. Maastrichtiano. Plataforma deltáica. Vega, Feldmann & Villalobos-Hiriart (1995).
 Género y especie indeterminados. Chiapas, El Jobo. Formación San Juan. Eoceno medio. Plataforma marina. Vega *et al.* (2001b).
 Familia HEPATIDAE Stimpson, 1871
Eriosachila bajensis Schweitzer *et al.* Baja California Sur, Cañada El Mangle. Eoceno Plataforma marina. Schweitzer *et al.* (2002).
Eriosachila sp. Chiapas, El Jobo. Formación San Juan. Eoceno medio. Plataforma marina. Vega *et al.* (2001b).
 Familia RANINIDAE de Haan, 1839
Ranina berglundi Squires & Demetron. Baja California Sur. Formación Bateque. Eoceno. Plataforma marina. Squires & Demetron (1992).
Lophoranina precocious Feldmann *et al.* Chiapas, Tuxtla, Ocozocoautla. Formación Ocozocoautla. Maastrichtiano. Plataforma marina. Feldmann *et al.* (1996).
Lophoranina cristaspina Vega *et al.* Chiapas, El Jobo. Formación San Juan. Eoceno medio. Plataforma marina. Vega *et al.* (2001b).
Lophoranina bishopi Squires & Demetron. Baja California Sur. Formación Bateque. Eoceno. Plataforma marina. Squires & Demetron (1992).
Laeviranina sp. Chiapas, Veinte de Noviembre. Formación El Bosque. Eoceno inferior. Plataforma marina. Vega *et al.* (2001b).
Notopus minutus Vega *et al.* Chiapas, Veinte de Noviembre. Formación El Bosque. Eoceno inferior. Plataforma marina. Vega *et al.* (2001b).
Raninoides mexicanus Rathbun. Veracruz. Mioceno. Plataforma marina. Rathbun (1930).
 Familia ?MAJIDAE Samouelle, 1819
 Especie indeterminada. San Luis Potosí. Formación Cárdenas.

Maastrichtiano. Plataforma marina. Vega, Feldmann & Sour-Tovar (1995).

Familia INACHIDAE MacLeay, 1838

Oregonia spinifera Schweitzer *et al.* Baja California Sur, San Juan de la Costa. Formación El Cien. Oligoceno. Plataforma marina. Schweitzer *et al.* (2002).

Familia ATELECYCLIDAE Ortmann, 1893

Levicyclus tepetate Schweitzer *et al.* Baja California Sur, Cañada Palo Alto. Formación Tepetate. Eoceno. Plataforma marina. Schweitzer *et al.* (2002).

Montezumella tubulata Rathbun. Baja California Sur, Arroyo Colorado. Formación Tepetate. Eoceno superior. Plataforma marina. Rathbun (1930).

Familia PORTUNIDAE Rafinesque, 1815

Portunus atecuicilis Vega *et al.* Veracruz, San Pablo. Formación Tuxpan. Mioceno. Plataforma marina. Vega *et al.* (1999).

Necronectes nodosa Schweitzer *et al.* Baja California Sur, San Juan de la Costa. Formación El Cien. Oligoceno. Plataforma marina. Schweitzer *et al.* (2002).

Necronectes tajinensis Vega *et al.* Veracruz. Formación Tuxpan. Mioceno. Plataforma marina. Vega *et al.* (1999).

Scylla costata Rathbun. Localidad desconocida. Oligoceno. Rathbun (1930).

Podophthalmus(?) sp. Tamaulipas, Villagrán. Cretácico Superior. Rathbun (1930).

Familia CARCINERETIDAE Whithers, 1922

Carcinertes planetarius Vega *et al.* Chiapas, Ocozocoautla. Formación Ocozocoautla. Maastrichtiano. Plataforma marina. Belize, Isla Albión, Formación Barton Creek, Maastrichtiano. Plataforma marina. Vega *et al.* (1997, 2001a).

Ophthalmoplax difuntaensis (Vega & Feldmann). Nuevo León y Coahuila. Grupo Difunta. Maastrichtiano. Plataforma deltáica. Vega & Feldmann (1991). Originalmente descrita como *Mascaranada difuntaensis*. Ejemplares más completos permiten asignarlo a *Ophthalmoplax*. Vega, Nyborg & Espinosa (en prep.).

Branchiocarcinus cornatus Vega, Feldmann & Sour-Tovar. San Luis Potosí. Formación Cárdenas. Maastrichtiano. Plataforma marina. Vega, Feldmann & Sour-Tovar (1995).

Familia XANTHIDAE MacLeay, 1838

Amydrocarcinus dantei Schweitzer *et al.* Baja California Sur. Formación Bateque. Eoceno. Plataforma marina. Schweitzer *et al.* (2002).

Verrucoides stenohedra Vega *et al.* Chiapas, Veinte de Noviembre. Formación El Bosque. Eoceno inferior. Plataforma marina. Vega *et al.* (2001b).

Xanthosia americana Rathbun. Baja California, Tepetate. Oligoceno. Plataforma marina. Rathbun (1930).

Megaxantho zoque. Vega *et al.* Chiapas, Ocozocoautla. Formación Ocozocoautla. Maastrichtiano. Plataforma marina. Vega *et al.* (2001a).

Parazanthopsis meyapaquensis Vega *et al.* Chiapas, Ocozocoautla. Formación Ocozocoautla. Maastrichtiano. Plataforma marina. Vega *et al.* (2001a).

Lobonotus mexicanus Rathbun. Baja California Sur, Arroyo Colorado. Formación Tepetate. Eoceno superior. Plataforma marina. Rathbun (1930) y Schweitzer *et al.* (2002).

Harpactocarcinus americanus Rathbun. Tamaulipas. Eoceno. Rathbun (1930).

Xandaros sternbergi (Rathbun). Baja California. Formación Rosario. Maastrichtiano. Plataforma marina. Rathbun (1926), Bishop (1988) y Schweitzer *et al.* (2002).

Familia GONEPLACIDAE MacLeay, 1838

Stoaplax nandachare Vega *et al.* Chiapas, Veinte de Noviembre. Formación El Bosque. Eoceno inferior. Plataforma marina. Vega *et al.* (2001b).

Familia PINNOTHERIDAE de Haan, 1833

Viapinnixa alvarezi Vega *et al.* Chiapas, Veinte de Noviembre. Formación El Bosque. Eoceno inferior. Plataforma marina. Vega *et al.* (2001b).

Familia RETROPLUMIDAE Gill, 1894

Archaeopus mexicanus Schweitzer *et al.* Baja California, Sal sipuedes. Formación Rosario. Cretácico Superior. Plataforma marina. Schweitzer *et al.* (2002).

Costacopluma mexicana Vega & Perrilliat. Nuevo León y Coahuila. Grupo Difunta. Maastrichtiano. Cientos de ejemplares preservados en diferentes estilos. Plataforma deltáica. Vega & Perrilliat (1989).

C. bishopi Vega & Feldmann, de la Formación Cárdenas, Maastrichtiano de San Luis Potosí, es en realidad *C. mexicana*. Vega, Feldmann & Sour-Tovar (1995).

Costacopluma bishopi Vega & Feldmann. Guerrero, Temalac. Formación Mexcala. Coniaciano? Ejemplares diminutos, ancho de caparazón = menos de 4 mm. Plataforma deltáica. Vega & Feldmann (1992).

10

ARTHROPODS IN MEXICAN AMBER

Michael S. Engel¹

RESUMEN. Se examina la presencia de ámbar en el sur de México (Chiapas) y se revisa la historia de su estudio. Se presenta una consideración breve del origen botánico del ámbar. El ámbar data del Oligoceno tardío o del Mioceno temprano y es altamente fosilífero. A pesar de la diversidad de taxones presentes en el ámbar del sur mexicano, existen relativamente pocos estudios paleontológicos de su fauna. Se presenta un resumen del conocimiento actual de la fauna de artrópodos presente en el ámbar mexicano. A la fecha existen 120 especies descritas de artrópodos provenientes de estos depósitos, 11 de las cuales también se encuentran en la fauna moderna. Se presenta una reseña breve de las implicaciones evolutivas de dichos taxones, así como propuestas para estudios futuros del ámbar de Chiapas.

INTRODUCTION

Amber is the resin of ancient trees and, although an organic substance, it is often considered a mineral or gem. Its most ancient use has been as a semi-precious stone for carvings or jewelry; however, it is far more precious to the paleontologist. The fidelity of preservation in amber far exceeds that of any other kind of fossilization (Fig. 10.1). Organismal inclusions, whether of single-celled bacteria or small vertebrates, are nearly life-like, having at times retained their full coloration, most minute of anatomical detail, or even macromolecules such as DNA (though its preservation is controversial). Thus, although the warm color and translucence of amber is aesthetic and soothing, its greatest value is as a lens focusing on the life of ancient worlds.

Ancient resins are known from as far back as the Late Paleozoic (Upper Carboniferous and Permian), but these are merely fibers and contain no fossilized inclusions, and are chemically quite distinct from what we traditionally consider amber (e.g., Bergen *et al.*, 1995). The real diversity of ambers appears in the Cretaceous and Cenozoic, and it is from these that we know numerous biological inclusions, principally insects. Cretaceous ambers are known from a variety of deposits throughout the world and are among the most interesting since they provide a glimpse into the vast changes during Late Mesozoic (Grimaldi *et al.*, 2000, 2002). During this episode of history evolution introduced the flowering plants, reshaping the Earth's biotic composition dramatically. Various lineages originated and diversified in response to the changing floristic environment such that during the 80-million-year span of the Cretaceous, the Earth transformed from an ancient world dominated by gymnosperms to the flowered globe we recognize today. Cenozoic ambers are distributed largely from the Eocene through the Miocene and similarly provide pictures into the changes that shaped our world during the last 65 million years, particularly marked by the dramatic climatic shifts at the Eocene-Oligocene transition. It is into this last act that Mexican amber makes its entrance. Having formed during the Oligocene-Miocene transition, Mexican amber provides remarkable insight into Mesoamerican paleontology, paleoclimatology, and paleoecology.

Mexican amber is found in various localities in the southern state of Chiapas and is particularly concentrated near Simojovel. The amber occurs in the northern mountains of Chiapas and is located in black lignite layers. Extraction of the amber is typically via 'mines' excavated by local peoples or at streams or landslides which expose the appropriate layer. The amber, typical of most Cenozoic ambers, is rather sturdy and can be cleaned

¹ Division of Entomology, Natural History Museum, and Department of Ecology and Evolutionary Biology, Snow Hall, 1460 Jayhawk Boulevard, University of Kansas, Lawrence, Kansas 66045-7523, USA. msengel@ku.edu

and worked easily. Pieces frequently contain numerous inclusions (Fig. 10.2).

HISTORY

Mexican amber has a long history with native peoples. It was fashioned by the ancient people of Mesoamerica into various adornments and incense (Blom, 1959). It was not until the late 1800's and early 1900's that Mexican amber entered into the vision of science (*e.g.*, Kunz, 1889; Böse, 1905) and it would be another six decades before even cursory inquiry would be made concerning its paleontological value. In fact, the first organisms described from Mexican amber were a bee and true bug in 1959 (Wygodzinsky, 1959; Wille, 1959). The-



Fig. 10.1. Worker of *Nogueirapis silacea* (Wille) (Hymenoptera: Apidae) preserved in Oligocene-Miocene amber from Chiapas (specimen in Fossil Insect Collection, Division of Entomology, University of Kansas Natural History Museum, Lawrence).

se two studies were the first in a series initiated in the University of California, Berkeley by Paul D. Hurd, Jr. (1921-1982; a bee systematist, later of the Smithsonian Institution), Ray F. Smith (1919-1999; an entomologist), and by J. Wyatt Durham (1907-1996; a paleontologist). These authors recounted the circumstances surrounding their initial interest in and eventual acquisition of Mexican amber (Hurd *et al.*, 1962). Through the assistance of Franz Blom they were able to amass a sizeable collection of Mexican amber for the University of Cali-

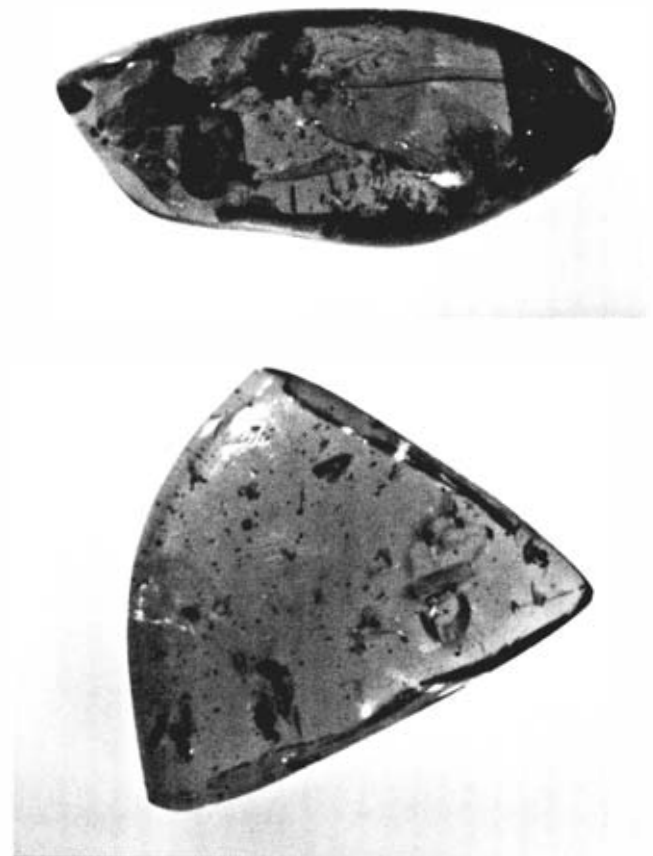


Fig. 10.2. Representative pieces of Mexican amber. Upper piece slightly darker and more reddish in coloration (*ca.* 6 cm in length). Lower piece light yellow and more transparent (*ca.* 5 cm at maximal width), with numerous minute inclusions (*e.g.*, male ants, a stingless bee, a small beetle, flies) and pieces of debris (both amber specimens in Fossil Insect Collection, Division of Entomology, University of Kansas Natural History Museum, Lawrence).

ifornia, Berkeley, which they distributed to various arthropod systematists to work on the inclusions, the results of which were published in the *Journal of Paleontology* as well as in their university publication series. It is from this initial activity led by Hurd, Smith, and Durham in the late 1950's, 1960's, and ending in the early 1970's, that most of our knowledge of Mexican amber's included biota originates (Appendix 10.1). Relatively few studies have been undertaken since that time and this subject, replete with interest and evolutionary implications, must be reawakened by another generation.

ORIGIN AND AGE

The botanical origin of Mexican amber is apparently similar to that of Dominican amber. The resin was produced by an extinct species of *Hymenaea* (Leguminosae), whose relations are somewhat controversial. Many authors have hypothesized that the resin was produced by a species related to the modern *Hymenaea courbaril*, which is today widespread in southern Mexico, the Caribbean, and throughout South America (e.g., Langenheim & Beck, 1965; Langenheim, 1966, 1995), a hypothesis that presently holds the greatest body of evidence. The genus *Hymenaea* today occurs in northern parts of South America, the western half of Central America, the Caribbean, and parts of eastern Africa. Recent species of *Hymenaea* produce copious amounts of resin in response to wounding of trunks or limbs by storms or boring insects. Fragments of *Hymenaea* actually occurring as inclusions in Mexican amber have recently been described as *H. mexicana* (Poinar & Brown, 2002) and placed in the presumably plesiomorphic section *Trachylobium*. It is within this section that the presumed resin-producing species for Dominican amber has also been placed and both are contended to be allied to *H. verrucosa*, a relictual species living in eastern Africa (Poinar, 1991; Poinar & Brown, 2002). Chemical studies of the resin do not support such a placement and a cladistic analysis remains to be undertaken to determine the true phylogenetic relationships of the taxa under question.

Dating of the deposits has been based on foraminiferal zones giving ages from earliest Miocene

to latest Oligocene (Frost & Langenheim, 1974; Berggren & van Couvering, 1974). This is also in accord with the limited information on the included biota of Mexican amber which, like Dominican amber, is relatively modern. Most taxa belong to modern genera or to extinct genera closely allied to modern counterparts. It is not until the older ambers of the Baltic and earliest Tertiary (i.e., prior to the Eocene-Oligocene transition) that the amber faunas become far more disparate from extant ecosystems.

Mexican amber was produced under tropical conditions at the southern edge of what was presumably a mixture of high- and lowland wet forest during the Oligocene-Miocene transition. The deposits lie on what was then near the southernmost edge of the North American continent, bordering a broader Caribbean sea which connected the Pacific and Atlantic oceans (López-Ramos, 1975; Donnelly *et al.*, 1990; Iturralde-Vinent & MacPhee, 1999). It would be shortly thereafter in the Miocene that uplifting would form what would eventually become the nucleus of Central America and establish a terrestrial connection between North and South America.

BIOTIC DIVERSITY AND IMPLICATIONS

Owing to the wealth of material from southern Mexico, it is surprising how little has been studied concerning the numerous biological inclusions of Mexican amber. Most attention has been concentrated on the roughly contemporaneous Dominican amber. Appendix 10.1 summarizes the arthropod fauna of Mexican amber as it is presently understood. Most taxa remain undescribed and certainly numerous lineages are as of yet unrecorded (see Future Prospects, below). In total, 176 families of arthropods are represented (one family of Crustacea, two families of Myriapoda, 31 families of Arachnida, and 141 families of Insecta) and 120 species described (one species of crustaceans, 31 species of arachnids, and 89 species of insects: figures include those 11 extant species also described from Mexican amber).

Taxa in Mexican amber belong to modern genera or extinct genera closely related to modern counterparts, and therefore provide little insight

into the more ancient phylogenetic divergences among most insect families, subfamilies, or even tribes. Mexican amber fossils, however, are also informative for lower-level studies resolving species relationships and are critical for biogeographic analyses, providing unique data on localized extinctions and zoogeographic connections. For example, the termite genus *Mastotermes* (Mastotermitidae) is today represented by a single species, sister to all other termites, and restricted to Australia. As recently as the Miocene, mastotermitids were essentially global in distribution having experienced significant extinction during the last 20 million years. An extinct species of *Mastotermes* is known from Mexican amber and indicates the presence of this lineage in Mesoamerica during the Oligocene-Miocene. Though compression fossil mastotermitids in rocks are nearly global, their preservation is incomplete and identity somewhat ambiguous. *Mastotermes* in amber from Mexico and the Dominican Republic reveal the remarkable similarity of the extinct species to the living one. Similarly, today the bee genus *Nogueirapis* (Fig. 10.1) is distributed from Bolivia to Costa Rica but also occurred as far north as the ancient tropical forests of southern Mexico during the early Neogene as evidenced by the presence of an extinct species in Mexican amber.

Both Mexican and Dominican amber provide valuable information on the ages of modern arthropod genera. Insects are ancient organisms, having originated since at least the Devonian, and many (but not all) modern families appeared in the Early to mid-Cretaceous (140-100 Ma), some even in the Jurassic. A few modern families even appeared in the Triassic, like the Carabidae, Staphylinidae, and Belostomatidae. Thus, it may not be surprising that most insects in Dominican and Mexican amber belong to modern genera. What is surprising, though, is the number of species in Mexican amber considered to be modern and many are still occurring in the same region of Mesoamerica today (Appendix 10.1: 11 modern species, seven of them Collembola, the beetle *Micromalthus debilis*, and three types of parasitoid wasps). For species to have persisted for 25-30 million years would be remarkable. Unfortunately, the ages of species have been a virtually intractable problem, in part because of the incomplete-

ness of the fossil record, and partly because morphologically cryptic fossil species cannot be analyzed genetically. Studies on fossil mammals indicate that modern species evolved in the Pleistocene or Pliocene, 3.5-1 million years ago, considerably younger than the age of Mexican amber. While it may be that insect species have longer lifespans than mammal species, this is doubtful, so it would be important to revisit putatively modern species in Mexican amber and very carefully compare them to modern specimens. Whether from extinct or extant taxa, however, data from Mexican amber fossils provide minimal ages for lineages or clades allowing for a meaningful reconstruction of the evolutionary history of a group.

FUTURE PROSPECTS

The ultimate wealth of biological information from Mexican amber remains to be explored. Relatively few studies have concentrated on the deposits of Chiapas by comparison to Dominican amber (only Arkansas amber is less understood among Tertiary ambers in the New World). A tremendous volume of amber remains to be explored and the potential for significant discoveries is great. Certainly numerous taxa await discovery and description and orders such as Plecoptera, Odonata, and Ephemeroptera will undoubtedly be recovered at a future date. Arthropod taxa that might eventually be discovered in Mexican amber and that would be particularly interesting include:

Zoraptera. Zorapterans comprise an uncommon order of polyneopterous insects allied to the Embiodea. Cretaceous fossils (in amber) are known (Engel & Grimaldi, 2002), and the order perhaps originated in the Jurassic-Triassic. Today the state of Chiapas harbors Mexico's only species of the order; *Zorotypus mexicanus*. Two zorapterans are already described from the slightly younger Dominican amber (Engel & Grimaldi, 2000) and the potential for Mexican amber zorapterans is great.

Mantodea. Mantises of the families Mantidae (*sensu lato*) and Chaeteessidae are known from Dominican amber, mostly as nymphs (some of the chae-

teessids as adults). Mantises will certainly surface with continued exploration. Mantodea probably originated in the Late Jurassic to very early Cretaceous (Grimaldi, 2003). Those from the Oligocene-Miocene all belong to extant genera.

Phthiraptera. The fossil record of ectoparasitic insects is poor and our knowledge of lice geological history is essentially non-existent. Certainly potential hosts were prevalent in the past environs of southern Mexico and thus the potential for lice to have occurred is high. Their preservation is perhaps unlikely but is not out of the realm of possibility, particularly since hair and feathers are preserved in Dominican amber.

Enicocephalidae (Hemiptera). This family, basalmost of the suborder Heteroptera, has its earliest definitive fossils in the Early Cretaceous amber from Lebanon (Grimaldi *et al.*, 1993). Given its phylogenetic position it is assumed that the age of the family would extend to the Triassic. Grimaldi *et al.* (1993) described Dominican amber species belonging to the modern genera *Alienates* and *Enicocephalus*. These fossils demonstrated significant extinction in the Caribbean fauna as some species belong to lineages of *Enicocephalus* found now only in South America. Enicocephalids from Mexican amber would provide powerful insights into the phylogeny and biogeography of this group.

Raphidioptera. The southernmost limits of the order in the New World today occur near the Guatemala border. The distribution of snakeflies in the past was greater than that observed today and fossils are known as amber inclusions from ancient forests under subtropical (*e.g.*, Carpenter, 1956; Engel, 1995) and warm tropical (Engel, 2002) paleoclimates. The recovery of a snakefly in Tertiary amber of the New World would be of great significance and Mexican amber is the most likely candidate (although Arkansas amber is another potentiality).

Siphonaptera. Like the lice, fleas are ectoparasitic and have a sparse fossil record. By contrast to Phthiraptera, however there is relatively little host specificity among the fleas and individuals are much more mobile as they travel from victim to victim. Thus, fleas are slightly less rare in the geo-

logical record and material is known from Dominican and Baltic ambers (Dampf, 1910; Peus, 1968; Lewis & Grimaldi, 1997; Beaucoirnu & Wunderlich, 2001). Lewis & Grimaldi (1997) discovered a species of *Pulex*, the genus that infests humans, though pigs (Suidae) are their natural hosts. Others in Dominican amber, as yet mostly undescribed, include Rhopalopsyllidae (probably bird parasites). Fleas will certainly be discovered in Mexican amber with continued exploration.

Strepsiptera. Twisty-wings are little understood parasitoids possibly allied to the true-flies (Diptera). Individuals are known in both Dominican and Baltic ambers (Kathirithamby & Grimaldi, 1993; Kinzelbach & Pohl, 1994). As is typical, these fossils belong to modern genera, and at least one species is remarkably similar to a modern species. It is likely the order will eventually be recovered from Mexican amber.

Papilionoidea (Lepidoptera). Butterflies are rarities as any kind of fossil. Rare riodinid and nymphalid butterflies are known in Dominican amber and perhaps in time specimens will also be recovered in southern Mexico.

Additional fascinating groups include caeliferans (Orthoptera), alderflies (Megaloptera), scolybythid wasps (Hymenoptera), ticks (Acari), and solfugids... among others too numerous to list completely here. Future prospecting in the amber veins of southern Mexico will hopefully not only bring to us the aforementioned lineages but others not yet suspected.

ACKNOWLEDGMENTS

I am grateful to the editors for inviting me to contribute to this volume and to I. A. Hinojosa-Diaz for translating my abstract into Spanish. Portions of the manuscript were kindly examined by D. A. Grimaldi, M. G. Rightmyer, and I. A. Hinojosa-Diaz. This is contribution Nr. 3324 of the Division of Entomology, Natural History Museum and Biodiversity Research Center, University of Kansas. Partial support for this study was provided by a Kansas Technology Enterprise Corporation/ Kansas NSF EPSCoR grant (KAN29503).

REFERENCES

- ANDRADE, M. L., de. 1995. The ant genus *Aphaenogaster* in Dominican and Mexican amber (Amber collection Stuttgart: Hymenoptera, Formicidae. 9: Pheidolini). *Stutt. Beitr. Naturk., ser. B (Geol. Paläontol.)*, 223: 1-11.
- . 1998. First fossil records of the ant genus *Discothyrea* in Dominican and Mexican amber (Hymenoptera, Formicidae). *Fragm. Ent.*, 30: 201-214.
- & C. BARONI URBANI. 1999. Diversity and adaptation in the ant genus *Cephalotes*, past and present (Hymenoptera, Formicidae). *Stutt. Beitr. Naturk., ser. B (Geol. Paläontol.)*, 271: 1-889.
- BEAL, R. S. 1972. A new fossil *Cryptorhopalum* (Dermestidae: Coleoptera) from Tertiary amber of Chiapas, Mexico. *J. Paleontol.*, 46: 317-318.
- BEAUCOURNU, J. C., & J. WUNDERLICH. 2001. A third species of *Palaeopsylla* Wagner, 1903, from Baltic amber (Siphonaptera: Ctenophthalmidae). *Ent. Z.*, 111: 296-298.
- BECKER, E. C. 1963. Three new fossil elaterids from the amber of Chiapas, Mexico, including a new genus (Coleoptera). *J. Paleontol.*, 37: 125-128.
- BERGEN, P. F., van, M. E. COLLINSON, A. C. SCOTT & J. W. de LEEUW. 1995. Unusual resin chemistry from Upper Carboniferous pteridosperm resin rodlets, pp. 149-169. En: K. B. Anderson & J. C. Crelling (eds.), *Amber, resinite, and fossil resins*. American Chemical Society, Washington, D.C.
- BERGGREN, W. A., & J. A. H. VAN COUVERING. 1974. The late Neogene. *Palaeogeogr., Palaeoclimatol., Palaeoecol.*, 16: 1-216.
- BLOM, F. 1959. Historical notes relating to the pre-Columbian amber trade from Chiapas. *Mitt. Mus. Volkerk., Hamburg*, 25: 24-27.
- BÖSE, E. 1905. Reseña acerca de la geología de Chiapas y Tabasco. *Bol. Inst. Geol. Mex.*, 20: 1-116.
- BOUSFIELD, E. L. & G. O. POINAR, JR. 1994. A new terrestrial amphipod from Tertiary amber deposits of Chiapas Province, southern Mexico. *Hist. Biol.*, 7: 105-114.
- BROWN, W. L., JR. 1973. A comparison of the Hylean and Congo-West African rain forest ant faunas, pp. 161-185. En: B. J. Megers, E.S. Ayensu & W. D. Duckworth (eds.), *Tropical forest ecosystems in Africa and South America: A comparative review*. Smithsonian Institution Press, Washington, D.C.
- CAMPBELL, J. M. 1963. A fossil beetle of the genus *Hymenorus* (Coleoptera: Alleculidae) found in amber from Chiapas, Mexico. *Univ. California Publ. Ent.*, 31: 41-42.
- CARPENTER, F. M. 1956. The Baltic amber snakeflies (Neuroptera). *Psyche*, 63: 77-81.
- CHANDLER, D. S. & H. WOLDA. 1986. Seasonality and diversity of *Caccoplectus*, with a review of the genus and description of a new genus, *Caccoplectinus* (Coleoptera: Pselaphidae). *Zool. Jahrb., Abt. Syst. Ökol. Geog. Tiere*, 113: 469-524.
- CHRISTIANSEN, K. 1971. Notes on Miocene amber Collembola from Chiapas. *Univ. California Publ. Ent.*, 63: 45-48.
- COBBEN, R. H. 1971. A fossil shore bug from the Tertiary amber of Chiapas, Mexico (Heteroptera, Saldidae). *Univ. California Publ. Ent.*, 63: 49-56.
- COOK, E. F. 1971. Fossil Scatopsidae in Mexican amber (Diptera: Insecta). *Univ. California Publ. Ent.*, 63: 57-61.
- DAMPF, A. 1910. *Palaeopsylla klebsiana* n. sp., ein fossiler Floh aus dem baltischen Bernstein. *Schr. Phys.-Ökon. Gesell.*, 51: 248-259.
- DONNELLY, T. W., G. S. HORNE, R. C. FINCH, & E. LÓPEZ-RAMOS. 1990. Northern Central America: The Maya and Chortis blocks, pp. 37-76. En: G. Dengo & J.E. Case (eds.), *The geology of North America, vol. H, The Caribbean region*. Geological Society of America, Boulder, Colorado.
- DOUTT, R. L. 1973a. The genus *Polynemoidea* Girault (Hymenoptera: Mymaridae). *Pan-Pac. Ent.*, 49: 215-220.
- . 1973b. The fossil Mymaridae (Hymenoptera: Chalcidoidea). *Pan-Pac. Ent.*, 49: 221-228.
- EMERSON, A. E. 1969. A revision of the Tertiary fossil species of the Kalotermitidae (Isoptera). *Amer. Mus. Novit.*, 2359: 1-57.
- . 1971. Tertiary fossil species of the Rhinotermitidae (Isoptera), Phylogeny of genera, and reciprocal phylogeny of associated flagellata (Protozoa) and the Staphylinidae (Coleoptera). *Bull. Amer. Mus. Nat. Hist.*, 146: 243-304.
- ENGEL, M. S. 1995. A new fossil snake-fly species from Baltic amber (Raphidioptera: Inocelliidae). *Psyche*, 102: 187-193.
- . 2002. The smallest snakefly (Raphidioptera: Mesoraphidiidae): A new species in Cretaceous amber from Myanmar, with a catalog of fossil snakeflies. *Amer. Mus. Novit.*, 3363: 1-22.
- & D. A. GRIMALDI. 2000. A winged *Zorotypus* in Miocene amber from the Dominican Republic (Zoroptera: Zorotypidae), with discussion on relationships of and within the order. *Acta Geol. Hisp.*, 35: 149-164.
- & ———. 2002. The first Mesozoic Zoraptera (Insecta). *Amer. Mus. Novit.*, 3362: 1-20.
- ERWIN, T. L. 1971. Fossil tachyine beetle from Mexican and Baltic amber with notes on a new synonymy of an extant group (Coleoptera: Carabidae). *Ent. Scand.*, 2: 233-236.
- FENNAH, R. G. 1963. New fossil fulgoroid Homoptera from the amber of Chiapas, Mexico. *Univ. California Publ. Ent.*, 31: 43-48.
- FROST, S. H. & J. H. LANGENHEIM. 1974. *Cenozoic reef biofacies: Tertiary larger Foraminifera and Scleractinian corals from Chiapas, Mexico*. Northern Illinois University Press, De Kalb, Illinois: xi+388 p.
- GAGNÉ, R. J. 1973. Cecidomyiidae from Mexican Tertiary amber (Diptera). *Proc. Ent. Soc. Washington*, 79: 169-171.
- . 1980. Mycetophilidae and Sciaridae (Diptera) in Mexican amber. *Proc. Ent. Soc. Washington*, 82: 152.
- GARCÍA-VILLAFUERTE, M. A. & D. PENNEY. 2003. *Lyssomanes* Hentz (Araneae, Salticidae) in Oligocene-Miocene Chiapas amber. *J. Arachnol.*, 31: 400-404.
- GRESSITT, J. L. 1963. A fossil chrysomelid beetle from the amber of Chiapas, Mexico. *J. Paleontol.*, 37: 108-109.
- . 1971. A second fossil chrysomelid beetle from the amber of Chiapas, Mexico. *Univ. California Publ. Ent.*, 63: 63-64.
- GRIMALDI, D. A. 1987. Amber fossil Drosophilidae (Diptera), with particular reference to the Hispaniolan taxa. *Amer. Mus. Novit.*, 2880: 1-23.
- . 1989. The genus *Metopina* (Diptera: Phoridae) from Cretaceous and Tertiary ambers. *J. New York Ent. Soc.*, 97: 65-72.

- . 2003. A revision of Cretaceous mantises and their relationships, including new taxa (Insecta: Dictyoptera: Mantodea). *Amer. Mus. Novit.*, 3412: 1-47.
- , C. MICHALSKI, & K. SCHMIDT. 1993. Amber fossil Enicocephalidae (Heteroptera) from the Lower Cretaceous of Lebanon and Oligo-Miocene of the Dominican Republic, with biogeographic analysis of *Enicocephalus*. *Amer. Mus. Novit.*, 3071: 1-30.
- , A. SHEDRINSKY & T. P. WAMPLER. 2000. A remarkable deposit of fossiliferous amber from the Upper Cretaceous (Turonian) of New Jersey, pp. 1-76. En: D. Grimaldi (ed.), *Studies on fossils in amber, with particular reference to the Cretaceous of New Jersey*. Backhuys Publishers, Leiden, The Netherlands.
- , M. S. ENGEL & P. C. NASCIMBENE. 2002. Fossiliferous Cretaceous amber from Myanmar (Burma): Its rediscovery, biotic diversity, and paleontological significance. *Amer. Mus. Novit.*, 3361: 1-72.
- HARDY, D. E. 1971. A new *Plecia* (Diptera: Bibionidae) from Mexican amber. *Univ. California Publ. Ent.*, 63: 65-67.
- HIRSCHMANN, W. 1971. A fossil mite of the genus *Dendrolaelaps* (Acarina: Mesostigmata: Digamasellidae) found in amber from Chiapas, Mexico. *Univ. California Publ. Ent.*, 63: 69-73.
- HURD, P. D., JR., R. F. SMITH & J. W. DURHAM. 1962. The fossiliferous amber of Chiapas, México. *Ciencia*, 21: 107-118.
- ITURRALDE-VINENT, M. A. & R. D. E. MACPHEE. 1999. Paleogeography of the Caribbean region: Implications for Cenozoic biogeography. *Bull. Amer. Mus. Nat. Hist.*, 238: 1-95.
- JAMES, M. T. 1971. A stratiomyid fly (Diptera) from the amber of Chiapas, Mexico. *Univ. California Publ. Ent.*, 63: 71-73.
- KATHIRITHAMBY, J. & D. GRIMALDI. 1993. Remarkable stasis in some Lower Tertiary parasitoids: Descriptions, new records, and review of Strepsiptera in the Oligo-Miocene amber of the Dominican Republic. *Ent. Scand.*, 24: 31-41.
- KINZELBACH, R. & H. POHL. 1994. The fossil Strepsiptera (Insecta: Strepsiptera). *Ann. Ent. Soc. Amer.*, 87: 59-70.
- KRISHNA, K. 1996. New fossil species of termites of the subfamily Nasutitermitinae from Dominican and Mexican amber (Isoptera, Termitidae). *Amer. Mus. Novit.*, 3176: 1-13.
- & A. E. EMERSON. 1983. A new fossil species of termite from Mexican amber, *Mastotermes electromexicus* (Isoptera, Mastotermitidae). *Amer. Mus. Novit.*, 2767: 1-8.
- KUNZ, G. F. 1889. Mineralogical notes, on fluorite, opal, amber and diamond. *Amer. J. Sci.*, 38: 72-74.
- LANGENHEIM, J. H. 1966. Botanical source of amber from Chiapas, Mexico. *Ciencia*, 24: 201-210.
- . 1995. Biology of amber-producing trees: Focus on case studies of *Hymenaea* and *Agathis*, pp. 1-31. En: K. B. Anderson & J. C. Crelling (eds.), *Amber, resinite, and fossil resins*. American Chemical Society, Washington, DC.
- & C. W. BECK. 1965. Infrared spectra as a means of determining botanical sources of amber. *Science*, 149: 52-55.
- LEWIS, R. E. & D. GRIMALDI. 1997. A pulcid flea in Miocene amber from the Dominican Republic (Insecta: Siphonaptera: Pulicidae). *Amer. Mus. Novit.*, 3205: 1-9.
- LÓPEZ-RAMOS, E. 1975. Geological summary of the Yucatan Peninsula, pp. 257-282. En: A. E. M. Nairn & F. G. Stehli (eds.), *The Ocean basins and margins, vol. 3, The Gulf of Mexico and Caribbean*. Plenum Press, New York.
- MASNER, L. 1969. A scelionid wasp surviving unchanged since Tertiary (Hymenoptera: Proctotrupoidea). *Proc. Ent. Soc. Washington*, 71: 397-400.
- MOCKFORD, E. L. 1969. Fossil insects in the order Psocoptera from the Tertiary amber of Chiapas, Mexico. *J. Paleontol.*, 43: 1267-1273.
- MUESEBECK, C. F. E. 1960. A fossil braconid wasp of the genus *Ecphylus* (Hymenoptera). *J. Paleontol.*, 34: 495-496.
- NORTON, R. A. & G. O. POINAR. 1993. Reassessment and new records of oribatid mite fossils from Tertiary Neotropical amber. *Acarologia*, 34: 57-68.
- O'KEEFE, S. T. 2002. Revision of the Neotropical genus *Leptochromus* Motschulsky (Coleoptera: Scydmaenidae). *Syst. Ent.*, 27: 211-234.
- OLMI, M. 1995. Dryinids and embolemids in amber (Hymenoptera: Dryinidae et Embolemidae). *Redia*, 78: 253-271.
- PETRUNKEVITCH, A. 1963. Chiapas amber spiders. *Univ. California Publ. Ent.*, 31: 1-40.
- . 1971. Chiapas amber spiders, II. *Univ. Calif. Publ. Ent.*, 63: 1-44.
- PEUS, F. 1968. Über die beiden Bernsteinflöhe (Insecta, Siphonaptera). *Paläontol. Z.*, 42: 62-72.
- PIMENTEL, F., J. M. AVENDAÑO GIL & M. A. COUTIÑO JOSE. 1999. Ámbar de Chiapas, Mexico. *Est. Mus. Cienc. Nat. Alava, num. esp. 2*, 14: 149-150.
- PODENAS, S. & G. O. POINAR, JR. 2001. New crane flies (Diptera: Tipulidae, Limoniidae) from Dominican and Mexican amber. *Proc. Ent. Soc. Washington*, 103: 863-878.
- POINAR, G. O., JR. 1991. *Hymenaea protera* sp. n. (Leguminosae, Caesalpinioideae) from Dominican amber has African affinities. *Experientia*, 47: 1075-1082.
- . 1992. *Life in Amber*. Stanford University Press, Stanford, California: xiii+[1]+350 p.
- & J. T. DOYEN. 1992. A fossil termite bug, *Termitaradus protera* sp. n. (Hemiptera: Termitaphididae), from Mexican amber. *Ent. Scand.*, 23: 89-93.
- & A. E. BROWN. 2002. *Hymenaea mexicana* sp. nov. (Leguminosae: Caesalpinioideae) from Mexican amber indicates old world connections. *Bot. J. Linn. Soc.*, 139: 125-132.
- POLHEMUS, J. T. 1995. A new genus of Hebridae from Chiapas amber (Heteroptera). *Pan-Pac. Ent.*, 71: 78-81.
- QUATE, L. W. 1961. Fossil Psychodidae (Diptera: Insecta) in Mexican amber; Part I. *J. Paleontol.*, 35: 949-951.
- . 1963. Fossil Psychodidae (Diptera: Insecta) in Mexican amber; Part II. *J. Paleontol.*, 37: 110-118.
- ROZEN, J. G., JR. 1971. *Micromalthus debilis* LeConte from amber of Chiapas, Mexico (Coleoptera, Micromalthidae). *Univ. California Publ. Ent.*, 63: 75-76.
- SABROSKY, C. W. 1963. A new acalypterate fly from the Tertiary amber of Mexico. *J. Paleontol.*, 37: 119-120.
- SANTIAGO-BLAY, J. A. & G. O. POINAR, JR. 1993. First scorpion (Buthidae: *Centruroides*) from Mexican amber (Lower Miocene to Upper Oligocene). *J. Arachnol.*, 21: 147-151.
- , G. O. POINAR, JR. & P. R. CRAIG. 1996. Dominican and Mexican amber chrysomelids, with descriptions of two new species, pp. 413-424. En: P. H. A. Jolivet & M. L. Cox (eds.), *Chrysomelidae biology, vol. 1: The classification,*

- phylogeny and genetics*. SPB Academic Publishing, Amsterdam, The Netherlands.
- SCHAWALLER, W. 1982. Der erste Pseudoskorpion (Chernetidae) aus mexikanischem Bernstein (Stuttgarter Bernsteinsammlung: Arachnida, Pseudoscorpionida). *Stutt. Beitr. Naturk., ser. B (Geol. Paläontol.)*, 85: 1-9.
- SCHEDL, K. E. 1962. New Platypodidae from Mexican amber. *J. Paleontol.*, 36: 1035-1038.
- SEEVERS, C. H. 1971. Fossil Staphylinidae in Tertiary Mexican amber (Coleoptera). *Univ. California Publ. Ent.*, 63: 77-86.
- SNYDER, T. E. 1960. Fossil termites from Tertiary amber of Chiapas, Mexico. *J. Paleontol.*, 34: 493-494.
- SPILMAN, T. J. 1971. Fossil *Stichtoptychus* and *Cryptorama* in Mexican amber (Coleoptera: Anobiidae). *Univ. California Publ. Ent.*, 63: 87-89.
- STROINSKI, A. & J. SZWEDO. 2000. *Tonacatecutlius gibsoni* gen. and sp. nov. from the Oligocene/ Miocene Mexican amber (Hemiptera: Fulgoromorpha: Nogodinidae). *Ann. Zool., Warsaw*, 50: 341-345.
- STURTEVANT, A. H. 1963. A fossil perisclid (Diptera) from the amber of Chiapas, Mexico. *J. Paleontol.*, 37: 121-122.
- SZADZIEWSKI, R. & W. L. GROGAN, JR. 1996. Biting midges (Diptera: Ceratopogonidae) from Mexican amber. *Polskie Pismo Ent.*, 65: 291-295.
- THOMAS, D. B. 1988. Fossil Cydnidae (Heteroptera) from the Oligo-Miocene amber of Chiapas, Mexico. *J. New York Ent. Soc.*, 96: 26-29.
- . 1992. A fossil *Empicoris* Wolff (Reduviidae: Heteroptera) from Mexican amber with remarks on the phylogenetic status of the fossil genus *Alumeda* Popov. *J. New York Ent. Soc.*, 100: 535-539.
- TÜRK, E. 1963. A new tyroglyphid deuteronymph in amber from Chiapas, Mexico. *Univ. California Publ. Ent.*, 31: 49-51.
- WHEELER, M. R. 1963. A note on some fossil Drosophilidae (Diptera) from the amber of Chiapas, Mexico. *J. Paleontol.*, 37: 123-124.
- WILLE, A. 1959. A new fossil stingless bee (Meliponini) from the amber of Chiapas, Mexico. *J. Paleontol.*, 33: 849-852.
- WITTMER, W. 1963. A new cantharid from the Chiapas amber of Mexico. *Univ. California Publ. Entomol.*, 31: 53.
- WOOLLEY, T. A. 1971. Fossil oribatid mites in amber from Chiapas, Mexico (Acarina: Oribatei = Cryptostigmata). *Univ. California Publ. Ent.*, 63: 91-99.
- WYGODZINSKY, P. 1959. A new hemipteran (Dipsocoridae) from the Mexican amber of Chiapas, Mexico. *J. Paleontol.*, 33: 853-854.
- . 1971. A note on a fossil machilid (Microcoryphia) from the amber of Chiapas, Mexico. *Univ. California Publ. Ent.*, 63: 101-102.
- ZARAGOZA-CABALLERO, S. 1990. Descripción de una especie nueva fósil de *Glyphonyx* Candeze (Coleoptera: Elateridae, Adrastinae) del ámbar de Simojovel, Chiapas, México. *An. Inst. Biol., Univ. Nac. Autón. México, ser. Zool.*, 61: 147-151.
- ZIMMERMAN, E. C. 1971. Mexican Miocene amber weevils (Insecta: Coleoptera: Curculionidae). *Univ. California Publ. Ent.*, 63: 103-106.

APPENDIX 10.1

Arthropod species described from Mexican amber. The following list covers those arthropod taxa recorded from Mexican amber. Taxa that have been formally described are numbered and the name provided; those known only from literature references are indicated but not tallied. The list is updated from that of Hurd *et al.* (1962). Extant species are denoted by an asterisk (*).

CRUSTACEA

Malacostraca: Peracarida

Amphipoda

Talitridae

1. *Transitroides morsei* Bousfield & Poinar, 1994

MYRIAPODA

Chilopoda

Lithobiomorpha

Henicopidae

Undetermined (Hurd *et al.*, 1962)

Diplopoda

Family Undetermined

Undetermined (Pimentel *et al.*, 1999)

ARACHNIDA

Acari

Aceoseiidae

Undetermined (Poinar, 1992)

Belbidae

Undetermined (Poinar, 1992)

Carabodidae

Undetermined (Poinar, 1992)

Ceratozetidae

Undetermined (Poinar, 1992)

Digamasellidae

2. *Dendrolaelaps fossilis* Hirschmann, 1971

Eremaeidae

Undetermined (Poinar, 1992)

Liodidae

3. *Liodes brevitarsus* (Woolley, 1971) (Norton & Poinar, 1993)

Mochlozetidae

4. *Mochloribatula smithi* (Woolley, 1971) (Norton & Poinar, 1993)

Neoliodidae

Undetermined (Poinar, 1992)

Opipiidae

5. *Oppia mexicana* (Woolley, 1971) (Norton & Poinar, 1993)

6. *O. setigera* (Woolley, 1971) (Norton & Poinar, 1993)

Oripodidae

7. *Benoibates chiapasensis* (Woolley, 1971) (Norton & Poinar, 1993)

8. *Parapirnodus denaius* (Woolley, 1971) (Norton & Poinar, 1993)

Scheloribatidae

9. *Scheloribates durhami* (Woolley, 1971) (Norton & Poinar, 1993)

Scutoverticidae

10. *Arthrovertex hurdi* (Woolley, 1971) (Norton & Poinar, 1993)

Tyroglyphidae

11. *Amphicalvolia hurdi* Türk, 1963

Uropodidae

Undetermined (Hurd *et al.*, 1962)

Amblypygi

Electrophrynidae

12. *Electrophrynus mirus* Petrunkevitch, 1971**Araneae**

Araneidae

13. *Aranea exusta* Petrunkevitch, 196314. *Mirometa valdespinosa* Petrunkevitch, 1963

Argiopidae

Undetermined (Petrunkevitch, 1971)

Clubionidae

15. *Chiapasona defuncta* Petrunkevitch, 196316. *Mimeutychurus paradoxus* Petrunkevitch, 196317. *Prosocer mollis* Petrunkevitch, 1963

Dysderidae

18. *Mistura perplexa* Petrunkevitch, 1971

Eusparassidae

19. *Veterator extinctus* Petrunkevitch, 1963

Hersiliidae

20. *Perturbator corniger* Petrunkevitch, 197121. *Fictotama extincta* Petrunkevitch, 196322. *Priscotama antiqua* Petrunkevitch, 197123. *Prototama succinea* Petrunkevitch, 1971

Linyphiidae

24. *Malepellis extincta* Petrunkevitch, 1971

Mimetidae

Undetermined (Hurd *et al.*, 1962)

Oonopidae

25. *Orchestina mortua* Petrunkevitch, 1971

Oxyopidae

26. *Planoxyopes eximius* Petrunkevitch, 1963

Pisauridae

27. *Propago debilis* Petrunkevitch, 1963

Salticidae

Lyssomanes sp. (García-Villafuerte & Penney, 2003)

Undetermined (Petrunkevitch, 1971)

Theridiidae

28. *Eomysmena asta* Petrunkevitch, 197129. *Pronepos exilis* Petrunkevitch, 196330. *P. fossilis* Petrunkevitch, 196331. *Municeps chiapasanus* Petrunkevitch, 197132. *Mysmena fossilis* Petrunkevitch, 1971**Pseudoscorpionida**

Chernetidae

Undetermined (Schawaller, 1982)

Scorpionida

Buthidae

Centruroides? sp. (Santiago-Blay & Poinar, 1993)**INSECTA s.l. (=HEXAPODA)****Entognatha****Diplura****Suborder Japygomorpha**

Japygidae

Undetermined (Poinar, 1992)

Collembola

Suborder Arthropleona

Entomobryidae

Drepanura sp. (Christiansen, 1971)*Entomobrya* sp. (Christiansen, 1971)33. **E. decora* Nicolet (Christiansen, 1971)34. **E. litigiosa* Denis (Christiansen, 1971)35. **E. trifasciata* Handschin (Christiansen, 1971)36. **Lepidocyrtinus frater* Bonet (Christiansen, 1971)*Lepidocyrtus* sp. (Christiansen, 1971)37. **L. cf. geayi* Denis (Christiansen, 1971)*Paronella* sp. (Christiansen, 1971)38. **Salina tristani* Denis (Christiansen, 1971)

Isotomidae

Isotomina sp. (Christiansen, 1971)39. **Isotomurus retardatus* Folsom (Christiansen, 1971)**Ectognatha****Archaeognatha**

Machilidae

Neomachilellus sp. (Wygodzinsky, 1971)**Pterygota: Neoptera****Polyneoptera****Embiodea (= Embioptera, Embiidina)**

Teratembiiidae

Undetermined (Poinar, 1992)

Orthoptera**Suborder Ensifera**

Gryllidae

Undetermined (Hurd *et al.*, 1962)

Gryllotalpidae

Undetermined (Poinar, 1992)

Tettigoniidae

Undetermined (Hurd *et al.*, 1962)**Phasmatodea****Suborder Euphasmatoidea**

Phasmatidae

Undetermined (Poinar, 1992)

DermapteraUndetermined (Hurd *et al.*, 1962)**Blattaria**

Blattidae

Undetermined (Hurd *et al.*, 1962)**Isoptera**

Mastotermitidae

40. *Mastotermes electromexicus* Krishna & Emerson, 1983

Kalotermitidae

41. *Calcaritermes vetus* Emerson, 196942. *Incisitermes krishnai* Emerson, 1969

Rhinotermitidae

43. *Coptotermes sucineus* Emerson, 197144. *Heterotermes primaevus* Snyder, 1960

Termitidae

45. *Nasutitermes electrinus* Krishna, 1996**Eumetabola****Paraneoptera****Psocoptera****Suborder Trogiomorpha**

Psyllipsocidae

Psyllipsocus sp. Mockford, 1969**Suborder Psocomorpha**

Archipsocidae

46. *Archipsocus (Archipsocopsis) antiquus* Mockford, 1969

Ectopsocidae

Ectopsocus sp. Mockford, 1969

Epipsocidae

47. *Epipsocus clarus* Mockford, 1969
 Myopsocidae
 Undetermined (Mockford, 1969)
 Pseudocaeciliidae
 Undetermined (Poinar, 1992)
 Trichopsocidae
 48. *Trichopsocus maculosus* Mockford, 1969
Suborder Troctomorpha
 Amphientomidae
 49. *Amphientomum elongatum* Mockford, 1969
 Liposcelidae
 50. *Belaphotroctes similis* Mockford, 1969
Liposcelis sp. Mockford, 1969
Thysanoptera
Suborder Terebrantia
 Merothripidae
 Undetermined (Hurd *et al.*, 1962)
Suborder Tubulifera
 Phlaeothripidae
 Undetermined (Hurd *et al.*, 1962)
Hemiptera
Suborder Sternorrhyncha
 Aleyrodidae
 Undetermined (Poinar, 1992)
 Dactylopiidae
 Undetermined (Poinar, 1992)
 Diaspididae
 Undetermined (Poinar, 1992)
 Eriococcidae
 Undetermined (Poinar, 1992)
 Phylloxeridae
 Undetermined (Poinar, 1992)
 Pseudococcidae
 Undetermined (Poinar, 1992)
 Psyllidae
 Undetermined (Hurd *et al.*, 1962)
Suborder Auchenorrhyncha
 Cicadellidae
 Undetermined (Hurd *et al.*, 1962)
 Cixiidae
Mnemosyne sp. (Fennah, 1963)
 51. *Oeclixius amphion* Fennah, 1963
 Delphacidae
 Undetermined (Poinar, 1992)
 Derbidae
 Undetermined (Poinar, 1992)
 Flatidae
 Undetermined (Hurd *et al.*, 1962)
 Fulgoridae
 Undetermined (Poinar, 1992)
 Membracidae
 Undetermined (Poinar, 1992)
 Nogodinidae
 52. *Tonacatecutlius gibsoni* Stroinski & Szewo, 2000
Suborder Heteroptera
 Aradidae
 Undetermined (Hurd *et al.*, 1962)
 Cydnidae
 53. *Amnestus guapinolinus* Thomas, 1988
 Dipsocoridae
 54. *Ceratocombus hurdi* Wygodzinsky, 1959
 Hebridae
 55. *Stenohebrus glaesarius* Polhemus, 1995
 Isometopidae
 Undetermined (Hurd *et al.*, 1962)
 Reduviidae
 56. *Empicoris electricus* Thomas, 1992
 Saldidae
 57. *Leptosalda chiapensis* Cobben, 1971
 Schizopterygidae
 Undetermined (Poinar, 1992)
 Termitaphididae
 58. *Termitaradus protera* Poinar & Doyen, 1992
Holometabola (= Endopterygota)
Neuroptera
Suborder Hemerobiiiformia
 Coniopterygidae
 Undetermined (Poinar, 1992)
 Mantispidae
Mantispa sp. (Engel & Grimaldi, in review)
Coleoptera
Suborder Archostemata
 Micromalthidae
 59. **Micromalthus debilis* LeConte (Rozen, 1971)
Suborder Adephaga
 Carabidae
 60. *Polyderis antiqua* Erwin, 1971
Suborder Polyphaga
 Alleculidae
 61. *Hymenorus chiapasensis* Campbell, 1963
 Anobiidae
Cryptorama sp. (Spilman, 1971)
 62. *Stichtoptychus mexambrus* Spilman, 1971
 Anthicidae
 Undetermined (Hurd *et al.*, 1962)
 Anthribidae
 Undetermined (Hurd *et al.*, 1962)
 Bostrichidae
 Undetermined (Poinar, 1992)
 Buprestidae
 Undetermined (Poinar, 1992)
 Cantharidae
 63. *Silis chiapasensis* Wittmer, 1963
 Chrysomelidae
 64. *Asiolestia antiqua* (Gressitt, 1971) (Santiago-Blay *et al.*, 1996)
 65. *Profidia nitida* Gressitt, 1963
 Cistelidae
 Undetermined (Hurd *et al.*, 1962)
 Clambidae
 Undetermined (Poinar, 1992)
 Coccinellidae
 Undetermined (Hurd *et al.*, 1962)
 Colydiidae
 Undetermined (Poinar, 1992)
 Cossonidae
 Undetermined (Hurd *et al.*, 1962)
 Cucujidae
 Undetermined (Hurd *et al.*, 1962)

- Curculionidae
Cryptorhynchus sp.1 (Zimmerman, 1971)
Cryptorhynchus sp.2 (Zimmerman, 1971)
66. *C. hurdi* Zimmerman, 1971
67. *Zygops durhami* Zimmerman, 1971
Dermestidae
68. *Cryptorhopalum electron* Beal, 1972
Discolomidae
Undetermined (Poinar, 1992: as a Hemipteran)
Elateridae
69. *Agriotes succiniferus* Becker, 1963
70. *Glyphonyx chiapasensis* Zaragoza-Caballero, 1990
71. *G. punctatus* Becker, 1963
72. *Mionelater planatus* Becker, 1963
Euglenidae
Undetermined (Poinar, 1992)
Helodidae
Undetermined (Hurd *et al.*, 1962)
Histeridae
Undetermined (Hurd *et al.*, 1962)
Hydrophilidae
Undetermined (Poinar, 1992)
Limulodidae
Undetermined (Poinar, 1992)
Melandryidae
Undetermined (Hurd *et al.*, 1962)
Mordellidae
Undetermined (Poinar, 1992)
Ostomatidae
Undetermined (Poinar, 1992)
Phalacridae
Undetermined (Hurd *et al.*, 1962)
Platypodidae
73. *Cenocephalus hurdi* Schedl, 1962
74. *C. succinaptus* Schedl, 1962
75. *C. quadrilobus* Schedl, 1962
Pselaphidae
76. *Caccoplectus sucineus* Chandler & Wolda, 1986
Ptiliidae
Undetermined (Hurd *et al.*, 1962)
Ptilodactylidae
Undetermined (Poinar, 1992)
Scaphidiidae
Undetermined (Poinar, 1992)
Scolytidae
Undetermined (Poinar, 1992)
Scydmaenidae
77. *Leptochromus palaeomexicanus* O'Keefe, 2002
Staphylinidae (see also Pselaphidae, above)
78. *Oxyroda binodosa* Seevers, 1971
79. *Palaeopsenius mexicanus* Seevers, 1971
Palaminus sp. (Seevers, 1971)
80. *Paracyptus minutissima* Seevers, 1971
Hymenoptera
Suborder Apocrita
"Parasitica"
Braconidae
81. *Ecphylyus oculus* Muesebeck, 1960
Chalcididae
Undetermined (Hurd *et al.*, 1962)
Ceraphronidae
Undetermined (Poinar, 1992)
Diapriidae
Undetermined (Hurd *et al.*, 1962)
Encyrtidae
Undetermined (Hurd *et al.*, 1962)
Eulophidae
Undetermined (Hurd *et al.*, 1962)
Eurytomidae
Undetermined (Poinar, 1992)
Evaniidae
Undetermined (Poinar, 1992)
Ichneumonidae
Undetermined (Poinar, 1992)
Mymaridae
82. **Alaptus globosicornis* Girault (Doutt, 1973b)
83. **A. psocidivorus* Girault (Doutt, 1973b)
Anaphes sp. (Doutt, 1973b)
84. *Litus mexicanus* Doutt, 1973b
85. *Polynemoidea mexicana* Doutt, 1973a
Mymarommatidae
Palaeomymar sp. (Doutt, 1973b)
Platygastridae
Undetermined (Hurd *et al.*, 1962)
Proctotrupidae
Undetermined (Poinar, 1992)
Pteromalidae
Undetermined (Hurd *et al.*, 1962)
Scelionidae
86. **Palaeogryon muesebecki* Masner, 1969
Signiphoridae (as Thysanidae)
Undetermined (Hurd *et al.*, 1962)
Trichogrammatidae
Undetermined (Poinar, 1992)
Aculeata
Apidae
87. *Nogueirapis silacea* (Wille, 1959)
Proplebeia sp. (Engel, unpubl. data)
Bethyidae
Undetermined (Hurd *et al.*, 1962)
Dryinidae
88. *Dryinus palaeomexicanus* Olmi, 1995
Formicidae
89. *Aphaenogaster praerelicta* de Andrade, 1995
Azteca sp. (Brown, 1973)
Camponotus sp. (Brown, 1973)
90. *Cephalotes maya* de Andrade *in de Andrade & Baroni Urbani*, 1999
91. *C. olmecus* de Andrade *in de Andrade & Baroni Urbani*, 1999
92. *C. poinari* Baroni Urbani *in de Andrade & Baroni Urbani*, 1999
93. *C. ventriosus* de Andrade *in de Andrade & Baroni Urbani*, 1999
Crematogaster sp. (Brown, 1973)
94. *Discothyrea maya* de Andrade, 1998
Dorymyrmex sp. (Brown, 1973)
Lasius sp. (Brown, 1973)
Mycetosortis sp. (Brown, 1973)
Pachycondyla sp. (Brown, 1973)

- Pheidole* sp. (Brown, 1973)
Stenamamma sp. (Brown, 1973)
- Antliophora**
- Mecoptera**
- Suborder Eumecoptera**
- Panorpidae
 Undetermined (Hurd *et al.*, 1962)
- Diptera**
- Suborder Nematocera**
- Anisopodidae
 Undetermined (Hurd *et al.*, 1962)
- Bibionidae
 95. *Plecia pristina* Hardy, 1971
- Cecidomyiidae
Bremia sp. (Gagné, 1973)
Clinodiplosis sp. (Gagné, 1973)
Contarinia sp. (Gagné, 1973)
Henria sp. (Gagné, 1973)
Lestodiplosis sp. (Gagné, 1973)
Monardia sp. (Gagné, 1973)
Phaenolauthia sp. (Gagné, 1973)
- Ceratopogonidae
Brachypogon (Isohelea) sp. (Szadziewski & Grogan, 1996)
Dasyhelea sp. (Szadziewski & Grogan, 1996)
Forcipomyia sp. (Szadziewski & Grogan, 1996)
Nannohelea sp. (Szadziewski & Grogan, 1996)
- Chironomidae
 Undetermined (Hurd *et al.*, 1962)
- Culicidae
 Undetermined (Hurd *et al.*, 1962)
- Mycetophilidae
Manota sp. (Gagné, 1980)
Orfelia sp. (Gagné, 1980)
Tetragoneura sp. (Gagné, 1980)
- Psychodidae
 96. *Brunettia hurdi* Quate, 1961
 97. *Philosepedon labecula* Quate, 1963
 98. *P. mexicana* Quate, 1963
 99. *Phlebotomus paternus* Quate, 1963
Psychoda sp. (Quate, 1963)
 100. *P. usitata* Quate, 1963
 101. *Telmatoscopus hurdi* Quate, 1963
Trichomyia sp. (Quate, 1963)
 102. *T. antiquria* Quate, 1963
 103. *T. declivivena* Quate, 1963
 104. *T. discalis* Quate, 1963
 105. *T. glomerosa* Quate, 1963
 106. *T. mecoceria* Quate, 1963
 107. *T. smithi* Quate, 1963
- Scatopsidae
 108. *Procolobostema hurdi* Cook, 1971
 109. *P. incisa* Cook, 1971
 110. *P. longicorne* Cook, 1971
 111. *P. obscura* Cook, 1971
 112. *Scatopse bilaminata* Cook, 1971
113. *S. primula* Cook, 1971
 114. *Swammerdamella prima* Cook, 1971
- Sciaridae
Bradysia sp. (Gagné, 1980)
Sciara sp. (Gagné, 1980)
 Tipulidae (= Limoniidae)
 115. *Trentepohlia (Paramongoma) immemorata* Podenas & Poinar, 2001
 116. *T. (P.) mexicana* Podenas & Poinar, 2001
- Suborder Brachycera**
- Agromyzidae
 Undetermined (Hurd *et al.*, 1962)
- Asilidae
 Undetermined (Poinar, 1992)
- Chloropidae
 Undetermined (Hurd *et al.*, 1962)
- Dolichopodidae
 Undetermined (Hurd *et al.*, 1962)
- Drosophilidae
 117. *Neotanygastrella wheeleri* Grimaldi, 1987 (Wheeler, 1963)
- Empididae
 Undetermined (Hurd *et al.*, 1962)
- Ephydriidae
 Undetermined (Hurd *et al.*, 1962)
- Micropezidae (as Calobatidae)
 Undetermined (Hurd *et al.*, 1962)
- Milichiidae
 118. *Phyllomyza hurdi* Sabrosky, 1963
- Neriidae
 Undetermined (unpubl. data)
- Periscelididae
 119. *Periscelis annectans* Sturtevant, 1963
- Phoridae
Metopina sp. (Grimaldi, 1989)
- Sphaeroceridae (as Borboridae)
 Undetermined (Hurd *et al.*, 1962)
- Stratiomyiidae
 120. *Pachygaster antiqua* James, 1971
 Undetermined (unpubl. data)
- Tethinidae
 Undetermined (Hurd *et al.*, 1962)
- Amphiesmenoptera**
- Trichoptera**
- Suborder Spicipalpia**
- Hydroptilidae
 Undetermined (Hurd *et al.*, 1962)
- Suborder Integripalpia**
- Sericostomatidae
 Undetermined (Hurd *et al.*, 1962)
- Lepidoptera**
- Suborder Ditrysia**
- Tineidae
 Undetermined (Hurd *et al.*, 1962)
- Oecophoridae
 Undetermined (Hurd *et al.*, 1962)

ECOLOGÍA

ESTUDIOS DE INTERACCIONES ARTRÓPODO-PLANTA EN MÉXICO

Rodolfo Dirzo¹, Laura Zenteno¹ & Raúl I. Martínez¹

ABSTRACT. In this chapter we analyze the development of an ecological discipline dealing with the study of the ecological interactions between insects and plants in Mexico. We first present, as conceptual background, a discussion of the main types of insect-plant interaction. This is followed by an overview of how this discipline has been carried out in this country, over the last thirty years; in this section we analyze the time-course of the number of studies, the predominant types of interactions that have been studied and their relative representation, according to ecosystem type. We then develop, in some detail, a series of representative examples of the interactions between insects and plants that have received the most attention in the country, including herbivory, myrmecophily, and pollination. Finally, by a combination of these themes, we discuss some of the most promising lines of research on this discipline in Mexico.

INTRODUCCIÓN

El estudio de las interacciones ecológicas entre artrópodos y plantas en los ecosistemas terrestres es, en esencia, el estudio de las interacciones entre insectos y plantas. La razón de ello tiene dos componentes relacionados. Por una parte, en dichas interacciones los insectos juegan el papel predominante y, por otra, la información disponible sobre interacciones artrópodo-planta es fundamentalmente entomocéntrica. Esto no niega la

existencia de interacciones entre plantas y otros artrópodos, particularmente de los órdenes Araneae y Acari dentro de los Arachnida; sin embargo, en estos casos el número de especies involucradas es comparativamente menor (en el caso de los ácaros) o bien las interacciones son en gran medida de tipo indirecto (en el caso de las arañas). Dichas interacciones indirectas son de gran relevancia en tanto que muchas especies de arañas juegan un papel crucial como enemigos naturales (depredadores) de muchas especies de insectos que operan como herbívoros o como polinizadores de las plantas. Por lo tanto, los patrones de herbivoría o de polinización (o ambos) en muchas especies de plantas sin duda son moldeados, al menos en parte, por esos artrópodos (Strong *et al.*, 1984). No obstante, reiteramos que en ambas situaciones la información disponible es muy limitada; si bien reconocemos que el papel de los enemigos naturales de insectos que interactúan con plantas es un componente central de la ecología y evolución de las interacciones insecto-planta (Price, 1997) y que en algunos sistemas la interacción ácaro-planta ha sido central en la ecología evolutiva de las plantas que interactúan con ellos (véase por ejemplo, Colwell, 1973).

Por esas razones, en el presente trabajo nos enfocamos específicamente a las interacciones insecto-planta. En este análisis primero presentaremos, como marco de referencia, una discusión de lo que constituye el campo de estudio de las interacciones insecto-planta; después efectuamos un análisis breve del ejercicio de esta disciplina en México; seguido a esto incluiremos una serie de ejemplos de estudios representativos de algunas interacciones insecto-planta en el país; además, entremezclado en estos tres rubros, trataremos de apuntar

¹ Departamento de Ecología Evolutiva, Instituto de Ecología, UNAM, México, D.F., México.

algunas de las líneas promisorias en el estudio de esta disciplina en México.

EL CAMPO DE ESTUDIO DE LAS INTERACCIONES INSECTO-PLANTA

Interactuantes. El estudio de las interacciones entre insectos y plantas es de importancia central en la biología, de inicio, por el mero hecho que las interacciones ecológicas entre esos grupos involucra gran proporción de la diversidad biológica global, al menos en términos del número de especies (Cuadro 11.1). Del total aproximado de 1.8 millones de especies conocidas, al menos un 50% de ellas corresponde a insectos fitófagos y a las angiospermas, el recurso base de dichos insectos. Si a ello se agregan las especies de insectos que son polinizadores y los artrópodos que operan como enemigos naturales de los insectos fitófagos (incluyendo a los arácnidos, insectos depredadores y parasitoides), resulta obvio que las interacciones tróficas entre insectos, plantas y los enemigos naturales de aquellos, constituyen un verdadero monopolio de la biodiversidad planetaria.

Por otra parte, razonablemente se puede argumentar que dicha exuberancia biológica en esos grupos tróficos ha sido generada, al menos en parte, por las interacciones ecológicas mismas, sobre todo si se considera que los insectos y sus plantas de alimentación han estado en contacto trófico por un periodo evolutivo muy largo, de al menos 110 millones de años, a partir del Cretácico superior. Por ejemplo, en el caso de la herbivoría,

Cuadro 11.1. Número y porcentaje de especies de los principales taxones mostrando la predominancia de los insectos y las plantas vasculares (modificado de Strong *et al.*, 1984).

Taxones	Nro. spp.	% spp.
Plantas vasculares	308 000	22
Protozoa	30 000	2
Insectos fitófagos	361 000	26
Insectos carnívoros y saprófagos	431 000	31
Otros invertebrados	213 000	15
Vertebrados	54 000	4

es de notar el siguiente patrón. De los 27-30 órdenes (dependiendo del autor) de la clase Insecta, es notable que solo tres de ellos, Lepidoptera, Hemiptera y Coleoptera tienen una predominancia marcada de especies que son herbívoras. Al mismo tiempo, se da el hecho que esos órdenes son de los más ricos en especies dentro de la clase. Esto sugiere que la evolución del nicho trófico de la herbivoría probablemente afronta muchas dificultades, con barreras adaptativas que son difíciles de 'saltar' (*e.g.*, tres en 27-30 grupos lo han logrado de manera notable) pero que, una vez que se saltan dichas barreras adaptativas, las oportunidades para la radiación y especiación son amplias, conducentes a gran diversificación dentro del grupo. En el ensayo seminal de coevolución de Ehrlich & Raven (1964), los autores argumentaron, con base en un análisis detallado de los Lepidoptera y sus plantas de alimentación (angiospermas), que la gran radiación observada en ambos grupos se puede explicar por los patrones de especialización trófica de los dos grupos. Según los autores, esto se dio a través de un proceso de evolución recíproca (*i.e.*, coevolución) determinado por las presiones selectivas de un grupo sobre el otro, y mediado por la evolución de defensas químicas antiherbívoro por parte de las plantas, y mecanismos de contra-defensa específica por parte de los insectos. Este desarrollo teórico es compatible con el argumento previo de diversificación entre los órdenes predominantes por especies herbívoras de la clase Insecta, y probablemente es extrapolable a otros tipos de interacciones insecto-planta, como la polinización y la mirmecofilia. Los tipos de interacciones diferentes se describen en la siguiente sección.

Los detalles de cómo la gran diversificación observada en los reinos Vegetal y Animal se explica por sus interacciones, y es un tema importante de investigación hasta nuestros días; no obstante, independientemente de los detalles, pocos biólogos modernos dudan que la evolución de ambos reinos ha sido determinada, al menos en parte, por sus interacciones. El gran estudioso de la biología evolutiva, John L. Harper, expresó en forma sintética el argumento con una frase en el prólogo de un volumen sobre ecología evolutiva de plantas: "Mucho de la evolución del reino Vegetal se explica por la presencia del reino Animal" (Harper 1984, p. xvi).

Un corolario de interés, en relación con la gran proporción de la biodiversidad involucrada en las interacciones insecto-planta, es que este campo tendría el potencial de desarrollarse vigorosamente en México, dada la enorme magnitud de su diversidad biológica, incluyendo insectos y plantas (Ramamoorthy *et al.*, 1993). En una sección subsecuente analizaremos qué tanto México ha sido usado como un escenario ideal para este tipo de estudios. Después de este preámbulo se requiere que revisemos en qué tipos de interacciones ecológicas se involucran los insectos y las plantas.

Tipos de interacciones. Una forma útil de presentar los tipos de interacciones que se dan entre insectos y plantas es a través de la llamada matriz de interacciones, comúnmente presentada en textos diversos de ecología (Cuadro 11.2). Dicha matriz en esencia se define por el signo de las interacciones, y se distinguen tres grandes categorías: interacciones mutualistas (+/+), en las que ambos interactuantes resultan beneficiados; interacciones antagonicas (que pueden ser de dos tipos: +/- ó -/+), en las que uno de los interactuantes se beneficia y el otro resulta afectado negativamente; e interacciones amensalistas (+/0), en las que uno de los interactuantes se beneficia pero la interacción no tiene ninguna consecuencia, positiva o negativa, para el otro.

Las interacciones mutualistas obviamente están representadas por la polinización, la mirmecofilia y en escala menor por la dispersión de semillas. Mientras que la polinización ha sido un tema favorito de ecólogos y evolucionistas por muchos años, empezando por Darwin (véase por ejemplo sus estudios de polinización por abejas

reseñados en 'El origen de las especies', 1859), a quien podría considerarse como el pionero de los estudios de interacción insecto-planta, y seguido profusamente hasta nuestros días (véase por ejemplo Herrera & Pellmyr, 2002); los de dispersión son, en contraste, muy restringidos. Esto último en parte se explica porque: i) la dispersión de propágulos por artrópodos se restringe a la dispersión de semillas (provistas de recompensas muy específicas, como los elaiosomas) por parte de hormigas (véase Levey *et al.*, 2002), y ii) porque, en contraste con la dispersión por parte de vertebrados, la dispersión de tipo mirmecocoria no es un fenómeno tan difundido en la naturaleza, tal vez con la excepción del caso de los ecosistemas áridos (Levey *et al.*, 2002). La polinización ha demostrado ser un tema de gran importancia en la ecología evolutiva y en concordancia ha sido un campo cultivado por muchos ecólogos y evolucionistas, pero no deja de ser un área que aún tiene mucho por ofrecer para nuestro mejor entendimiento del mundo natural.

Mención especial merecen las interacciones mutualistas del tipo de la mirmecofilia. En estas interacciones su definición tradicional con los signos +/+ se queda corta, ya que en realidad se trata de una interacción triple. En la mirmecofilia, el beneficio mutuo radica en que ante el ataque a las plantas por parte de animales herbívoros (vertebrados y/o invertebrados), las plantas han desarrollado una serie de adaptaciones que les permiten atraer, o albergar y alimentar (o una combinación de estos procesos) hormigas. Tales hormigas, a su vez, al tomar ventaja de la recompensa y/o albergue, operan como defensores de la planta al atacar, repeler o de alguna forma disminuir el consumo de la planta por parte de animales fitófagos. El grado de involucramiento de la planta y la hormiga en estas interacciones oscila ampliamente desde casos de mutualismo de tipo 'facultativo' hasta aquellos de tipo 'obligado' u 'obligatorio' (Janzen, 1966). En el primer caso, la planta ofrece una recompensa (típicamente néctar producido en nectarios extraflorales) a hormigas que de manera ocasional (y con frecuencia en forma errática) visitan a la planta, ejerciendo a veces alguna defensa contra los herbívoros. En los de tipo obligatorio, la planta ofrece estructuras de albergue, por ejemplo, troncos huecos, espinas modificadas, ra-

Cuadro 11.2. Matriz de interacciones entre plantas e insectos con base en el signo de la interacción.

Tipo de interacción	Efectos		Ejemplo representativo
	Planta	Animal	
Mutualismo	+	+	Polinización, Dispersión, Mirmecofilia
Antagonismo	-	+	Depredación Herbivoría
	+	-	Carnivoría
Comensalismo	0	+	Robo de Néctar

mas terminales abultadas y huecas, y uno o más tipos de recompensa alimenticia: néctar extrafloral, cuerpos de grasa o glicógeno, y a veces la combinación de ambos. Por su parte, las hormigas tienen adaptaciones para encontrar a su planta, albergarse en ella y utilizar el tipo de alimento ofrecido y, desde luego, la capacidad de repeler a los herbívoros: hábito gregario, agresividad y morfologías/conductas apropiadas para contender con los enemigos de las plantas, y sensibilidad para percibir la presencia de herbívoros. En algunos sistemas mirmecófilos como los de *Acacia* spp. y *Pseudomyrmex* spp. las hormigas además son capaces de quitar las ramas de plantas trepadoras que se encaraman a la planta huésped, o de quitar las plantas que se instalan en las cercanías del tallo principal de la planta huésped (Janzen, 1966). Las interacciones mirmecófilas son particularmente notables, aunque no exclusivas, de los ecosistemas tropicales, e involucran una gama relativamente amplia de familias de plantas: Leguminosae, Euphorbiaceae, Lauraceae, Polygonaceae, Piperaceae, por citar algunos ejemplos de México. Los estudios de mirmecofilia tuvieron su origen hace muchos años, a partir del trabajo de algunos de los grandes naturalistas como Henry Walter Bates en la Amazonia y tuvieron su auge hace algunas décadas, llegando a producir algunos clásicos de la literatura (véase Chazdon & Whitmore, 2002), en años más recientes han tenido un desarrollo más esporádico (e.g., Del Val & Dirzo, 2003), aunque el potencial que ofrecen aún es considerable.

En las interacciones de tipo antagónico, las del tipo -/+ (beneficio para la planta y efecto negativo para el animal) se refieren a la carnivoría, el consumo de insectos por parte de plantas que presentan una serie de adaptaciones que les confieren el carácter de plantas carnívoras. Si bien la carnivoría llamó el interés de algunos naturalistas pioneros, entre los que nuevamente destacó Darwin (1875), esta tradición intelectual ha sido seguida en forma mucho más errática que, por ejemplo, en el caso de la polinización. En el ejercicio de la carnivoría por parte de plantas, la interacción involucra, como primera fase, que los insectos que visitan a las plantas sean atrapados, típicamente mediante glándulas pegajosas o capturados mediante estructuras que operan como trampas, y después sean digeri-

dos mediante procesos enzimáticos que efectivamente conducen al consumo de los tejidos del insecto. El hábito de la carnivoría, si bien presente en diversos tipos de ecosistema, ha evolucionado en un número relativamente restringido de familias de angiospermas, de modo predominante en las Lentibulariaceae, Droseraceae, Serraceniaceae, Dioncophyllaceae, Biblidaceae, Nepenthaceae y Bromeliaceae (Alcalá & Domínguez, 1997). Más allá de las adaptaciones fascinantes al consumo de insectos que exhiben las plantas carnívoras, y que han atraído el interés de naturalistas y ecólogos por muchos años, no ha sido sino hasta décadas más recientes que el estudio de esta interacción se ha empezado a abordar bajo una perspectiva teórica y analítica más robusta (Ellison & Gotelli, 2001). Sin duda, éste es un campo que tiene mucho por ofrecer en la ecología evolutiva y en la sistemática de ambos interactuantes.

En las interacciones antagónicas +/-, los animales se alimentan de plantas, por lo general en detrimento de éstas. Dentro de este tipo se incluyen, por una parte, interacciones no letales para la planta, en general, como la herbivoría (el consumo de tejidos y fluidos de la planta) y, por otra parte, interacciones como la depredación (el consumo total o parcial de semillas) que, por definición, es letal para la 'planta' i.e., la semilla. Como se ha insinuado, esta distinción puede ser muy tenue, ya que, si bien en la herbivoría el insecto consume a su planta permitiendo que ésta pueda regenerar o compensar la pérdida de tejidos/fluidos, ocasionalmente la herbivoría es de tal magnitud o recurrencia que la planta muere, por ejemplo cuando las hormigas arrieras, *Atta* spp., defolian continuamente alguna planta hasta que la matan (Dirzo, 1984). Por otra parte, en los casos de depredación de semillas, ocasionalmente, si la semilla es grande en relación con el tamaño del insecto, o si el daño de éste es parcial y no afecta al embrión el ataque de estos insectos, no necesariamente es letal y la semilla puede germinar, así la planta puede pasar a otra fase de su ciclo de vida (Dirzo, 1984). Por lo tanto, algunos autores optan por referirse a estos tipos de interacción +/- como herbivoría en general; por ser conveniente, en este trabajo nos referiremos a la herbivoría en este sentido general.

La herbivoría ha sido tema de interés desde tiempos inmemoriales, principalmente por sus

efectos nocivos en plantas cultivadas o en procesos de domesticación, sin embargo, fue Darwin (1859) el primero que trató de incorporar estos estudios en un marco teórico-conceptual, al considerar a esta interacción como una presión demográfica y posiblemente selectiva para las plantas (*e.g.*, capítulos 3 y 4 del Origen). El conocimiento de base es vasto e importante pero, dada su universalidad y omnipresencia, el campo aún es muy amplio y ofrece perspectivas promisorias en diversos frentes en la ecología, la evolución, la agronomía y la sistemática, tanto de plantas como de insectos (ver, por ejemplo, Herrera & Pellmyr, 2002), especialmente en un país megadiverso en esos grupos, como es México. El espacio de este trabajo no permite una revisión de los desarrollos de estos estudios, pero vale la pena hacer mención de que dos de las líneas más conspicuas de estos estudios son aquellas que tienen que ver, por una parte, con el análisis de los impactos ecológicos de la herbivoría sobre las plantas (*i.e.*, el impacto sobre la adecuación), los cuales por otra parte tienen el potencial de operar como presiones selectivas para las plantas, conducentes a la generación de respuestas adaptativas. Entre estas respuestas, el estudio de los mecanismos de defensa antiherbívoro, en particular a través de los metabolitos secundarios producidos por las plantas, ha tenido un auge muy notable (*e.g.*, Rosenthal & Janzen, 1979), en parte por la universalidad de estos compuestos en el reino vegetal, que a veces son transferidos a los propios insectos herbívoros; por sus marcadas implicaciones en la farmacología, biomedicina y agricultura, y porque su gran variación en cantidad y tipo en la naturaleza ha constituido un reto para explicarlos. Esto último ha llevado a la generación de cuerpos teóricos diversos (las llamadas teorías de la defensa) que constituyen un marco de referencia para ponerlos a prueba, y han generado un tema de interés sostenido y vigente en la literatura universal.

Las interacciones amensalistas de tipo +/-, si bien son frecuentes en el caso de las interacciones animal-animal, son de poca incidencia en el mundo natural cuando se trata de interacciones animal-planta. Entre los pocos ejemplos conocidos se reconoce la situación del llamado robo de néctar, en el cual un animal utiliza las flores de una planta consumiendo el néctar, pero sin hacer las funciones de polinizador. Los animales que roban néctar,

típicamente abejas (Schemske, 1983) y aves ladronas (incluyendo colibríes y algunas especies totalmente especializadas en el robo) (Arizmendi, 1994), perforan las corolas por su parte basal, por donde se aproximan a las cámaras de néctar para consumirlo sin hacer contacto con las anteras o estigmas de la flor visitada. Es decir, el animal 'ilegítimamente' utiliza la recompensa de las plantas, pero no hace el servicio de transferencia de gametos de la flor utilizada a las flores de otra planta. En el modelo clásico del robo de néctar, la relación se concibe, tácitamente, como una interacción +/-, pues se da por hecho que el robo tiene consecuencias negativas para la planta. Aunque esto se ha demostrado en varios casos (*e.g.*, Inouye, 1983), en algunos estudios en los que se ha hecho análisis detallado se ha encontrado que el efecto negativo no ocurre necesariamente, pues se ha demostrado que el robo no afecta la tasa de visita de polinizadores legítimos, ni el daño a las corolas afecta el éxito reproductivo de las flores violadas, en comparación con flores testigo, intactas (*e.g.*, Arizmendi, 1994). Así, esto resulta en una relación de efecto positivo para el animal (el ladrón de néctar), pero sin consecuencias negativas (ni positivas) para la planta; es decir, una interacción amensalista.

Los ladrones documentados en la literatura son fundamentalmente aves, y hasta donde sabemos no existen publicaciones que muestren este tipo de interacciones con insectos. Sin embargo tenemos observaciones de varios años en la selva de Los Tuxtlas, Veracruz, que hacen evidente que varios insectos operan como ladrones de néctar en varias especies de plantas. Aun más, observaciones y experimentos diversos con *Odontonema calystachum* (Acanthaceae), cuyas flores son robadas por varias especies de abejas, abejorros, avispas y escarabajos, demuestran que estos robos no conducen a efectos negativos sobre el éxito reproductivo de las flores robadas (R. Dirzo, datos no publicados). Debido a la frecuencia con que varios insectos roban el néctar de flores, al menos en ecosistemas tropicales, el estudio de sus consecuencias para las plantas es un aspecto que merece investigarse en detalle, y en varios sistemas, para verificar con qué frecuencia la interacción es amensalista o antagónica.

Finalmente, en la literatura reciente se apunta el hecho que la herbivoría no siempre es una in-

teracción de efectos negativos para la planta. En una revisión espléndida de Whitham *et al.* (1991) se argumenta, de hecho, que la herbivoría tiene efectos que se mueven a lo largo de un gradiente de respuestas que van desde los efectos negativos (subcompensación) a los neutros (compensación) e, inclusive, positivos (sobrecompensación). Si bien lo predominante en la literatura son los efectos negativos, algunos estudios muestran efectos neutros, sobre todo a niveles bajos de daño (*e.g.*, Mariano, 2001) o positivos (*e.g.*, Owen & Wiegert, 1976). En la medida en que la investigación subsecuente muestre que los efectos neutros son frecuentes, aquí tendríamos otro ejemplo de interacción amensalista. Falta por ver bajo qué condiciones se dan estos casos y si, efectivamente, no incurren en costo alguno para las plantas.

Si bien la matriz de interacciones es un marco de referencia útil para clasificar las interacciones insecto-planta, tiene como limitante que no da cuenta de las interacciones múltiples y de los llamados efectos indirectos. La investigación reciente demuestra que tales interacciones y efectos son de gran importancia en la ecología de insectos y plantas. Visto en retrospectiva, resulta obvio que, por ejemplo, la herbivoría afecta las características de las flores (*e.g.*, la producción de néctar, el tamaño de las corolas, y otros), lo cual a su vez afecta la tasa de visita de los polinizadores, y que esto a su vez indirectamente determina el éxito reproductivo de las plantas, dependiendo de la magnitud de la herbivoría (Mariano, 2001). Otra interacción múltiple que (excepto en el campo agronómico) hasta hace muy poco tiempo ha empezado a recibir atención es el de la infección patogénica en plantas, por intermediación de insectos fitófagos. Por ejemplo, estudios recientes muestran que en plantas de la selva tropical la incidencia de enfermedades por hongos patógenos en el follaje depende de manera fundamental de que los insectos primero dañen el follaje, permitiendo así el daño de los patógenos, ya sea por el efecto de la ruptura de cutículas protectoras de las hojas, o por la inoculación directa de las esporas acarreadas en el aparato bucal de los insectos fitófagos o bien por la combinación de ambos procesos (García-Guzmán & Dirzo, 2001). Otros efectos múltiples y en cascada se reconocen en varios estudios de la interacción insecto-planta (véase por ejemplo Dirzo 2001, y referencias). En

el futuro, una matriz de interacciones más realista debe considerar la no linealidad de las interacciones entre estos organismos.

EL ESTUDIO DE LAS INTERACCIONES INSECTO-PLANTA EN MÉXICO

Dada la dificultad de hacer un análisis objetivo del desarrollo de esta disciplina en México, hemos optado por hacer una búsqueda electrónica de los estudios consignados en la literatura en los últimos 30 años. La búsqueda se basó en el uso de las siguientes palabras clave: México, interacciones planta-animal, herbivoría, polinización, carnivoría, insecto-planta, insecto-patógeno-planta y mirmecofilia. Con base en esta búsqueda conjuntamos una base de datos (disponible con los autores, a petición de los interesados), a partir de la cual haremos inferencias sobre los siguientes aspectos: i) el curso temporal de los estudios del campo en México a partir de 1975, ii) la distribución de frecuencias de los estudios por tipos de interacción (*cf.* Cuadro 11.2), y iii) la distribución de frecuencias de los estudios por tipos de hábitat o ecosistema. Si bien afrontamos el problema de que las palabras clave usadas con probabilidad no hayan sido lo suficientemente incluyentes para detectar todas las publicaciones relevantes del tema de interés, o de que puede ser subjetivo definir si un estudio dado efectivamente trata el tema de las interacciones insecto-planta (*e.g.*, estudios que informan en qué plantas se recolectaron ciertos insectos), consideramos que la base de datos generada, complementada con nuestro conocimiento personal del campo, y a su vez complementada con otras fuentes de información, como los congresos nacionales, nos pueden dar una visión parcial pero reveladora del estudio de esta disciplina en México.

Curso temporal de los estudios. Los estudios publicados en la literatura muestran una tendencia temporal de crecimiento casi continuo, a partir de la década de los años 70's (Fig. 11.1). Si bien es claro que en dicha década el campo era prácticamente inexistente en México, se nota un despegue claro a partir del inicio de los años 80's. Subsecuente a este despegue, y con base en valores

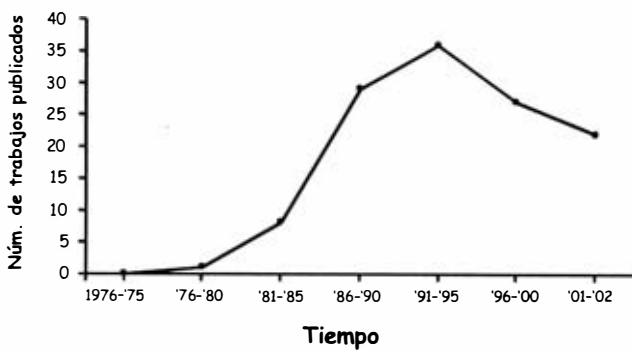


Fig. 11.1. Número total de trabajos publicados de interacciones insecto-planta a través del tiempo (quinquenios) a partir de 1976.

acumulados por quinquenio, se observan pulsos con valores 3-4 veces más altos que los del despunte, con un pico en el periodo 1991-96. Aunque hay una baja en el segundo quinquenio de los años 90's, es aparente que tal baja será revertida en el próximo periodo, ya que tan solo en los años 2001-2002 el número de estudios suma 22, u 11 por año, superior al promedio anual de 6.1 por año correspondiente al periodo 1986-2000.

El total acumulado es de 123 publicaciones sobre estudios de interacciones insecto-planta llevados a cabo en México. El significado de este número desafortunadamente no es revelador en ausencia de un contexto adecuado, por ejemplo comparado con su equivalente de otros países similares a México, ya que no existe tal información. No obstante, nos aventuramos a proponer que, en principio, el número se antoja como bajo si consideramos el promedio reciente de 11 por año, comparado con el de casi 30 de Gran Bretaña, un país con diversidad biológica notablemente menor que la de México, aunque con un número mayor de ecólogos que el del país. En suma, se nota un inicio formal de este campo en los 80's, seguido por un interés creciente pero que, en total, parece ser pequeño para un país con tantas especies de insectos, plantas y, seguramente, interacciones entre ellos.

Por otra parte, es de hacer notar que del total de los estudios publicados, el 45% ha sido llevado a cabo por investigadores de México (o ubicados en instituciones nacionales), y un porcentaje similar (43.7) ha sido desarrollado por investigadores extranjeros; un 11.1% ha sido llevado a cabo

por investigadores nacionales en coautoría con investigadores extranjeros. Además, de los 123 estudios, el 89% ha sido publicado en revistas internacionales y el resto minoritario en revistas nacionales. Estos datos dan pie a varias reflexiones, entre las que resaltamos el que si bien se trata de un campo de investigación en claro ascenso a partir de los años 80's, los investigadores en ecología, o en biología de artrópodos y plantas del país, han tenido una incursión relativamente modesta en esta línea de investigación, apenas de la misma magnitud que la de los investigadores extranjeros. También resalta que el trabajo en colaboración con investigadores extranjeros, supuestamente de mejor tradición, experiencia o capacidad en el tema (ya que casi la mitad de las publicaciones existentes son generadas por ellos), ha sido relativamente poco explotado, o la comunidad nacional ha considerado que no ha habido necesidad de acceder a ello. En un tenor más de índole cualitativo, se puede especular que el trabajo de los investigadores nacionales, aunque apenas corresponda a *ca.* 50% de la producción, se publica en gran medida en revistas internacionales, lo que presumiblemente reflejaría que se trata de trabajo de buen nivel. Finalmente, aunque es difícil especular al respecto de las proporciones ideales, es de hacer notar que de manera evidente ésta es un área que aún puede desarrollarse de modo más activo por la comunidad científica nacional, dadas su importancia científica intrínseca y su potencial de incursión en diversos aspectos aplicados, así como las características biológicas especiales de México.

Tipos de interacciones estudiadas. Con la base de datos calculamos la distribución de frecuencias de estudios en cinco categorías: herbivoría, polinización, mirmecofilia, descomposición y carnivoría. En cada uno de ellos detectamos al menos una publicación. Llama la atención la inclusión de la categoría 'descomposición', que no forma parte de la matriz de interacciones que describimos anteriormente. Estos estudios se refieren al consumo de tejido vegetal muerto o no en pie, como es el caso de troncos caídos. Aunque se podría considerar que estos estudios están fuera de lugar, decidimos incluirlos puesto que al menos en algunos casos varias características de la especie de

árbol caído (e.g., la cantidad y tipo de extractivos como los taninos, la dureza y anatomía de la madera) determinan la naturaleza y tasa de la descomposición, así como de la incorporación de nutrientes al proceso de reciclaje. En términos de los resultados de este análisis, con base en la matriz de interacciones, el número de estudios de descomposición es pequeño y no afecta los patrones generales (Cuadro 11.3) que en seguida describimos.

La predominancia de estudios de herbivoría es notable, pues constituyen el 78% de los casos. En esta categoría incluimos el concepto laxo de herbivoría, que además incluye la herbivoría *per se*, estudios de depredación de semillas e interacción planta-insecto-patógeno, como los describimos anteriormente. No obstante, hacemos notar que en esta categoría los dos últimos constituyen una fracción menor y los estudios predominantes son de herbivoría en el sentido +/- del Cuadro 11.2.

A la categoría de herbivoría siguen los de polinización y mirmecofilia, con una representación igual (9.6%). La representación menor corresponde a los estudios de descomposición y, notablemente, a los de carnivoría, que no llegan ni a 1% del total.

Con el fin de explorar la consistencia de los patrones observados hasta ahora, en cuanto al curso temporal de los estudios y la distribución de frecuencias de los tipos de interacciones estudiadas, incluimos un análisis de los números de presentaciones sobre interacciones insecto-planta en los congresos nacionales de botánica a partir de 1960 (Fig. 11.2). Previo a la década de los años 80's, los estudios de campo son prácticamente inexistentes, con la excepción de investigaciones en polinización, las cuales han tenido dos pulsos notables, uno de ellos previo a los años 80's. Sumados los

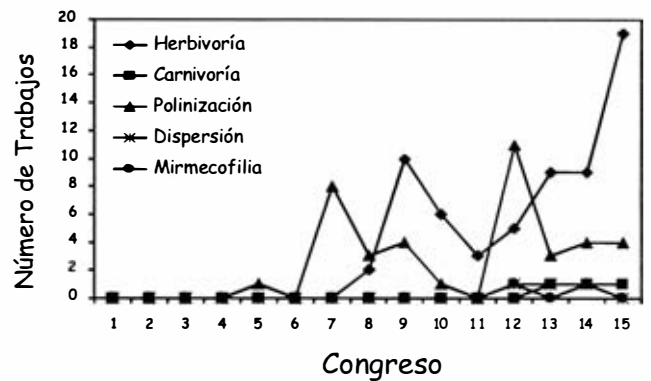


Fig. 11.2. Trabajos publicados de interacciones insecto-planta en los congresos de Botánica en México.

estudios de polinización y herbivoría, resulta evidente de nuevo (cf. Fig. 11.1) que el campo tiene su despegue y patrón creciente a partir de la década de 1980. De manera concordante, aquí también es evidente que a partir de los años 80's, los estudios de herbivoría son los predominantes, y otra vez tienen una representación mínima los de carnivoría y dispersión de semillas, que empiezan a aparecer en los últimos congresos, y los de mirmecofilia, que han iniciado a despuntar y se mantienen con un nivel pequeño, pero constante, en los últimos cuatro congresos.

Hábitats de estudio. Los hábitats de estudio han sido clasificados en cinco categorías generales: agroecosistemas (incluyendo una variedad de ellos, desde plantaciones hasta campos agrícolas), selvas (incluyendo las húmedas y secas o caducifolias), desiertos (incluyendo zonas áridas y semiáridas), bosques templados (de coníferas y latifoliadas) y bosques mesófilos.

El porcentaje de estudios por tipos de hábitat (Cuadro 11.4) muestra que el hábitat predominante donde se han llevado a cabo estudios de interacción insecto-planta son las selvas tropicales. De entre éstas, predominan los de las selvas tropicales húmedas o perennifolias, con un balance numérico a favor de las últimas. Los estudios en selvas incluyen investigaciones predominantemente sobre herbivoría y en su mayoría se trata de estudios desde el punto de vista fitocéntrico y de patrones de daño en el follaje de árboles y en menor medida de hierbas. Además de estudios de

Cuadro 11.2. Proporción de estudios realizados por tipo de interacción insecto-planta.

Estudios	Porcentajes
Herbivoría	78.4
Polinización	9.6
Descomposición	1.6
Mirmecofilia	9.6
Carnivoría	0.8

herbivoría se presentan estudios de polinización, así como de dispersión de semillas, por hormigas, particularmente de plantas herbáceas del sotobosque como *Calathea* spp. (e.g., Horvitz & Schemske, 1984). Como carácter distintivo, muchos de estos estudios se han publicado en revistas internacionales.

El tercer lugar lo ocupan los sistemas agronómicos. Los estudios en este tipo de sistema en gran medida son investigaciones relacionadas con el ataque e incidencia de plagas, entre las que destacan las plagas del maíz. Por esta razón resulta evidente que muchos de estos estudios en sistemas agronómicos son de herbivoría, seguidos por estudios de depredación de semillas. No detectamos aquí estudios sobre los otros tipos de interacciones de la matriz. Un atributo común en estos estudios se trata de investigaciones de corto plazo, y que muchas de ellas se han publicado en revistas nacionales.

Muy de cerca de los sistemas agronómicos siguen en representación numérica los estudios en ecosistemas desérticos y semidesérticos. En estos ecosistemas, sobresalen los estudios de polinización y mirmecofilia, mientras que los de herbivoría, si bien presentes, no son mayoritarios como en las selvas y agroecosistemas. En este grupo también incluimos una serie de estudios desarrollados en una comunidad que fisonómicamente se considera como matorral, en el Pedregal de San Ángel, D.F., aunque climáticamente no cabría dentro de las zonas desérticas; no obstante estos estudios apenas constituyen un grupo de cinco publicaciones (equivalente al 4% del total de estudios), por lo que su inclusión en (o exclusión de) los ecosistemas desérticos (y asignación a los bosques templados), en todo caso, no afectaría considerablemente la tendencia observada en el Cuadro 11.4.

Cuadro 11.4. Proporción de estudios de interacción insecto-planta por tipo de hábitat.

Hábitats	Porcentajes
Selva	31.1
Desiertos	27.7
Agroecosistemas	27.4
Bosques templados	9.2
Bosques mesófilos	2.5

Finalmente, en menor proporción aparecen los estudios llevados a cabo en bosques templados y mesófilos de montaña, los cuales se refieren de modo fundamental a interacciones de herbivoría, en particular en relación con patrones de herbivoría en arbustos y árboles, así como al ataque de coníferas por parte de escarabajos descortezadores. La falta de atención a estos ecosistemas en México es notable, en particular en el caso de los bosques mesófilos; de estos últimos, a pesar de su diversidad biológica y de contar con mezclas de elementos de afinidad boreal y tropical, lo cual se prestaría para abordar varias hipótesis de interés, apenas detectamos un grupo de tres estudios y solo uno de ellos (sobre herbivoría por larvas de Lepidoptera en una muestra representativa de árboles) se puede considerar como un estudio de suficiente detalle y extensión temporal (Sánchez-Ramos *et al.*, 1999).

En resumen, esta sección hace evidente la predominancia de estudios en selvas tropicales, sobre todo si no se consideran los estudios desarrollados en agroecosistemas (en cuyo caso la representación relativa de las publicaciones sobre estos ecosistemas pasaría de 31 a 44%). De nuevo sobresale la predominancia de estudios sobre herbivoría, los cuales están presentes en todos los ecosistemas, siendo los más numerosos en todos ellos, con excepción de los desiertos. Estos patrones subrayan la importancia de promover los estudios de los otros tipos de interacciones en general en todos los ecosistemas, y de extender los de herbivoría a las zonas áridas y semiáridas.

EJEMPLOS DE ESTUDIOS DE INTERACCIONES INSECTO-PLANTA EN MÉXICO

La intención de esta última sección es resaltar algunos ejemplos representativos de estudios en México que hagan evidente, por una parte, la biología exuberante que hay de trasfondo en las interacciones insecto-planta, y resaltar algunos de los patrones más notables detectados en estas interacciones, así como intercalar algunas notas sobre aspectos promisorios por investigar en este campo. Como esta revisión ha hecho evidente, la información disponible es muy sesgada, con in-

formación predominante en algunos tipos de interacción (herbivoría) y algunos tipos de ecosistema (selvas). El sesgo de hábitat aun es mayor, porque la información sobre selvas a su vez tiene predominancia de estudios que se han llevado en estaciones biológicas como Los Tuxtlas (Veracruz) y Chamela (Jalisco). Aun más, las limitaciones de espacio no nos permiten extendernos a tratar de cubrir ejemplos de todo lo que se conoce del tema en México. Por lo tanto los ejemplos siguientes deben considerarse como un ejemplo, pero no necesariamente representativos de un tema tan vasto.

Herbivoría. En las selvas tropicales de México los estudios de herbivoría han tenido énfasis fundamental dirigido a evaluar los patrones de herbivoría y el impacto de los insectos sobre el desempeño de las plantas. En Los Tuxtlas y Chamela esta actividad trófica es llevada a cabo fundamentalmente por cuatro grupos de insectos: Lepidoptera, Coleoptera, Hemiptera y Orthoptera. Además ocurren pulsos de defoliación, con frecuencia de grado considerable, ocasionados por hormigas cortadoras de hojas (*Atta* spp.). Al considerar el caso de los árboles de la selva de Los Tuxtlas, y con base en mediciones instantáneas ('en pie') se ha encontrado que estos grupos de Insecta colectivamente consumen/dañan el 10% del área foliar, independientemente de la especie de planta. Si se considera el daño por especies, el promedio de área foliar dañada es de 8.9% (N=56 especies, 1320 hojas analizadas) (Dirzo, 1987). El follaje de las plántulas de esta selva muestra niveles similares de herbivoría: de una muestra de 52 especies (3394 hojas recolectadas de 1697 plántulas), se encontró que el consumo es de 10.5% del área foliar sin considerar a las especies, y 9.3% por especie (de la Cruz & Dirzo, 1987). Estos valores promedio, sin embargo, esconden gran cantidad de variación espacial y entre especies de plantas; dicha variación merece alguna consideración. Por ejemplo, entre los árboles se ha detectado tendencia clara a que las especies típicas de claros de la selva y de sitios ruderales muestren mayores niveles de herbivoría que los de especies de selva madura. Esta variación espacial sin embargo refleja variación entre atributos particulares de las especies que viven en cada uno de esos hábitats. Entre las teorías disponibles para explicar la variación interes-

pecífica en la herbivoría y la defensa destaca la hipótesis de la disponibilidad de los recursos (Coley *et al.*, 1985). Esta teoría propone que las especies, en función de sus adaptaciones para crecer en ambientes pobres o ricos en recursos, despliegan tasas de crecimiento concordantes: bajas y altas, respectivamente. Las especies de rápido crecimiento, bajo esta hipótesis, tienen más capacidad de reponer el tejido dañado por herbívoros y no hacen inversiones altas en defensa. Éste sería el caso de las especies colonizadoras de claros, adaptadas a ambientes de alta disponibilidad lumínica. En contraste, las especies adaptadas a crecer en la selva madura, con una disponibilidad lumínica reducida, desplegarían tasas de crecimiento bajas y tendrían poca capacidad para reponer el tejido dañado; por lo tanto en estas especies sería ventajoso invertir en defensa. A partir de esta hipótesis se puede predecir que las especies de crecimiento rápido deberían tener niveles mayores de herbivoría que las especies de crecimiento lento, independientemente de su hábitat. En un análisis de los niveles de herbivoría del follaje de un grupo de 10 especies de crecimiento rápido y 10 de crecimiento lento, ubicadas en el mismo sitio (un claro de gran extensión) (N = 10 individuos x 50 hojas x 10 especies x 2 tipos de crecimiento) se encontró que la herbivoría es 2.5 veces mayor en las especies de crecimiento rápido (prueba de *U*; $P < 0.001$; R. Dirzo datos inéditos). Estos datos muestran que más allá de la heterogeneidad espacial (claros *vs.* selva madura), la tasa de crecimiento en buena medida explica la variación interespecífica en la herbivoría. El análisis de las características defensivas de estas especies está en proceso, pero un estudio experimental de la aceptabilidad del follaje de plántulas utilizando al herbívoro generalista *Melanonotus globosus* (Orthoptera: Tettigoniidae) demostró que estos insectos significativamente prefieren el follaje de las especies de rápido crecimiento sobre las tolerantes (Jiménez, 1989). Esto apoya la propuesta de que las diferencias interespecíficas tienen que ver con la inversión de las plantas en la defensa, en función de su tasa de crecimiento. En este tipo de estudios sobre los patrones de herbivoría falta por investigar, por una parte, la manera en que las diferencias en características químicas de las plantas impactan a su vez a los insectos

fitófagos, y cómo éstos seleccionan a sus plantas de alimentación, así como los patrones de especialismo-generalismo por parte de los insectos. Por otra parte, un aspecto que requiere investigación es el de definir en qué medida los enemigos naturales de los insectos fitófagos tienen influencia sobre los patrones de herbivoría detectados en las selvas de México.

Independientemente de los patrones generales se han detectado especies particulares de plantas o insectos herbívoros que muestran una interacción muy específica que ofrece filones nuevos. Un caso notable en la selva de Los Tuxtlas es el de la planta *Omphalea oleifera* (Euphorbiaceae), la cual con frecuencia es defoliada a niveles del 100%, por su herbívoro especializado, la palomilla diurna *Urania fulgens* (Mota-Bravo & Dirzo, 1997). Los adultos de esta palomilla son migratorios y en el periodo octubre-noviembre, cuando llegan a la zona, aparentemente de América Central y del Sur, exhiben explosiones poblacionales que conducen a la defoliación masiva de su planta de alimentación. Con sorpresa se observa que las orugas de *U. fulgens* se especializan totalmente en el follaje de esta planta, a tal punto que en condiciones de laboratorio las orugas no aceptan el follaje de otra especie, incluyendo el de otras Euphorbiaceae e, inclusive, optan por morir de inanición antes que comer el follaje de cualquier otra planta. La planta por su parte no es consumida por ninguna otra especie de insecto. Este sistema abre la posibilidad de explorar líneas de investigación numerosas, por ejemplo: ¿Qué metabolitos secundarios son responsables de esta gran especificidad? Si hay metabolitos tóxicos de por medio ¿qué mecanismos tienen las orugas para enfrentarlos? ¿Es posible que los metabolitos secundarios de la planta sean 'secuestrados' por *Urania* para utilizarlos a su vez como mecanismos de defensa contra sus enemigos naturales? En este último aspecto es de hacer notar que si bien el insecto es una palomilla que tiene hábitos de actividad diurna y notablemente colores muy vistosos para una palomilla (verde iridiscente y puntas blancas en las alas), ¿existe algún potencial farmacológico en los metabolitos defensivos de *Omphalea*? Como éste hay muchos otros ejemplos entre las aproximadamente 800 especies de plantas vasculares y sus insectos fitófagos y enemigos naturales de los mismos en la selva de Los Tuxtlas.

Mirmecofilia. En la selva de Los Tuxtlas se ha encontrado que el 3% de un total de 289 especies arbóreas estudiadas tiene algún tipo de asociación +/+ con un total de 26 especies de hormigas (Ibarrá-Manríquez & Dirzo, 1990). Las especies mirmecófilas incluyen un ámbito de grados de asociación planta-hormiga que va desde los mutualismos obligatorios (como es el caso de *Acacia cornigera* y *A. mayana*, Leguminosae, Mimosoideae) asociadas con *Pseudomyrmex* spp., y *Cecropia obtusifolia*, Cecropiaceae, asociada con *Azteca* spp.), hasta asociaciones muy laxas como la que se observa en *Omphalea oleifera*, la cual presenta nectarios extraflorales que son visitados erráticamente por seis especies de hormigas. Hasta ahora no se han investigado de manera sistemática asociaciones mirmecófilas en plantas con otra forma de vida, las cuales sin duda existen; por ejemplo, *Costus scaber* presenta nectarios extraflorales en las brácteas de sus inflorescencias, los cuales son visitados y cosechados por varias especies de hormigas. Tanto en la selva de Los Tuxtlas como en otros sitios, falta por investigar la mirmecofilia en plantas de los estratos superiores, incluyendo las lianas y las epífitas. De todos los sistemas mirmecófilos de Los Tuxtlas solo dos se han investigado experimentalmente para comprobar el supuesto papel defensivo de las hormigas. En uno de ellos, el de *Cecropia-Azteca*, Frías (1996) removió experimentalmente la colonia de hormigas de las plantas y durante más de un año siguió la magnitud de la herbivoría y el desempeño de las plantas sin hormigas en comparación con plantas testigo. Este experimento demostró que la herbivoría aumenta bastante en ausencia de las hormigas y el crecimiento en grosor del tronco y el área foliar disminuyeron significativamente en comparación con las plantas testigo. El otro sistema estudiado en detalle es el de la planta herbácea *Calathea ovan-densis* (Maranthaceae) y varias especies de hormigas que utilizan sus nectarios extraflorales (Horvitz & Schemske, 1984). Estas hormigas defienden las estructuras reproductivas de la planta y promueven el éxito reproductivo al aumentar la producción de semillas por inflorescencia. La defensa más efectiva de estas plantas la proporcionan las hormigas pequeñas de la especie *Wasmannia auropunctata*, la cual hace el patrullaje más consistente que cualquiera de las otras hormigas. Sin

embargo, *W. auropunctata* es una especie relativamente rara y la mayoría de las plantas son resguardadas por hormigas menos efectivas. Un desafío adaptativo para estas plantas es, por lo tanto, el poder contender contra sus atacantes utilizando una defensa biótica que es variable por su efectividad o abundancia. El sistema se presta para modelar las rutas evolutivas posibles que mantienen una interacción no obligatoria con su gremio de hormigas.

Polinización. Aunque existen estudios de polinización numerosos para una planta particular con un insecto vector particular, no existe algún sistema o sitio en México en el que se haya llevado a cabo un estudio completo para la comunidad a partir del cual se pudieran extraer patrones generales de este tipo de interacción. El estudio más detallado de México que conocemos, corresponde al de la selva tropical de Chamela (Parra-Tabla & Bullock, 2002). En este sitio se ha encontrado como aspecto notable, en consistencia con lo que es conocido en otras selvas neotropicales en cuanto a los vectores de polen, que las abejas son el grupo principal de polinizadores. En Chamela se ha logrado observar el uso de al menos 225 especies de plantas por alrededor de 188 especies de abejas. Este número debe tomarse con precaución ya que es posible que muchas de estas abejas no sean polinizadores legítimos, pero es posible que también haya muchas más especies de plantas que son legítimamente visitadas por estas u otras especies de abejas. En todo caso, el papel de las abejas es notable si se compara con el dato de que solo 18 especies de colibríes funcionan como polinizadores de plantas. El estudio de Chamela también hace evidente la falta de información en el caso de otros sistemas de polinización que se han reconocido como importantes en otras selvas, incluyendo la polinización nocturna, la polinización por escarabajos, moscas u otros insectos. En el caso de la polinización nocturna es previsible que el papel de los esfíngidos sea muy importante, aunque hasta ahora es poco estudiado. Los autores señalan 34 especies de plantas de 12 familias que son visitadas por esfíngidos. Debido a que en el sitio existen 52 especies de esfíngidos, y el número de plantas investigadas hasta ahora es muy limitado, es posible que el número de interacciones de plantas con estos polinizadores sea mayor.

En cuanto al grado de especialización de los insectos polinizadores de Chamela, se ha encontrado que el 51% de las plantas visitadas por abejas (de un total de 225 especies registradas) está relacionado con 1-3 especies de éstas (de un total de 188), mientras que un 25% de las plantas son visitadas por siete o más (hasta 33) especies de abejas. Los autores de este análisis en Chamela apuntan que el nivel de conocimiento sobre la interacción planta-polinizador aún es muy limitada, lo cual es significativo si tomamos en cuenta que Chamela es uno de los sitios mejor estudiados en el país. Los autores señalan como lagunas importantes el estudio de insectos polinizadores poco estudiados (como los esfíngidos), los patrones de variación espacio-temporales de los visitantes florales y el papel de los polinizadores sobre el éxito reproductivo de las plantas, así como análisis comparativos de la energética de los polinizadores.

COROLARIO

El presente análisis hace evidente la importancia del estudio de las interacciones insecto-planta como una disciplina científica básica que nos ayude a entender el funcionamiento de la naturaleza, en particular en una zona con una diversidad biológica tan exuberante como la de México. Esta revisión también hace evidente la gran necesidad de que la comunidad académica nacional instalada o en formación enfoque sus esfuerzos para llenar las lagunas numerosas que aún existen en esta disciplina. Por otra parte, no puede dejar de considerarse la importancia del campo en aspectos de naturaleza más aplicada; además de la investigación básica; un aspecto sobresaliente en este sentido es el análisis de las modificaciones de las interacciones insecto-planta a la luz de las modificaciones notables que están ocurriendo en los ecosistemas naturales. Por ejemplo, se ha encontrado que la fragmentación modifica significativamente los patrones de herbivoría en islas remanentes de bosque, en comparación con sitios continuos y extensos (Zenteno, 2001). Estudios similares demuestran los impactos nocivos de la fragmentación sobre la interacción polinizador-planta en diferentes localidades (Aizen & Feinsiger, 1994), incluyendo sitios en México (Aguirre, da-

tos inéditos), así como las repercusiones genéticas de estos impactos. La aplicación de los conocimientos derivados de esta disciplina también es evidente en aspectos tales como el mantenimiento de la diversidad genética de plantas cultivadas y sus parientes silvestres por medio de la polinización, el control biológico de plagas y malezas, así como para guiar estudios prospectivos para la búsqueda de nuevas sustancias (metabolitos secundarios) con potencial médico y farmacológico, con base en el conocimiento de los patrones de herbivoría y las defensas antiherbívoro de las plantas. Estas perspectivas subrayan que un conocimiento sostenido de los artrópodos y las plantas con las que interactúan es una agenda científica que merece atenderse en México con base en herramientas conceptuales y metodológicas modernas, y con una predisposición a aceptar el estudio de los insectos más allá de los límites impuestos por un enfoque exclusivamente entomocéntrico.

REFERENCIAS

- AIZEN, M. A. & P. FEISINGER. 1994. Forest fragmentation, pollination, and plant reproduction in Argentine "Chaco Serrano". *Ecology*, 75: 330-351.
- ALCALÁ, R. E. & C. A. DOMÍNGUEZ. 1997. Biología de las plantas carnívoras: Aspectos ecológicos y evolutivos. *Bol. Soc. Bot. Mex.*, 60: 59-70.
- ARIZMENDI, M. C. 1994. Interacciones ecológicas múltiples: El caso de la polinización por colibríes y el ladrón de néctar *Diglossa baritula*. UACyP-CCH-Centro de Ecología. UNAM. (Tesis Doctoral).
- CHAZDON R. & R. T. WHITMORE. 2002. *Foundations of tropical forest biology*. The University of Chicago Press, Chicago.
- COLEY, P. D., J. P. BRYANT & F. S. CHAPIN. 1985. Resource availability and plant anti-herbivore. *Science*, 230: 895-899.
- COLWELL, R. K. 1973. Competition and coexistence in a simple tropical community. *Am. Nat.*, 107: 737-760.
- DARWIN, C. 1859. *On the origin of species*. John Murray, Londres.
- . 1875. *Insectivorous plants*. John Murray, Londres.
- DEL VAL, E. & R. DIRZO. 2003. Does ontogeny cause changes in the defensive strategies of the myrmecophyte *Cecropia peltata*? *Plant Ecol.*, en prensa.
- DE LA CRUZ, M. & R. DIRZO. 1987. A survey of the standing levels of herbivory in seedlings from a Mexican rain forest. *Biotropica*, 19: 98-106.
- DIRZO, R. 1984. Herbivory: a phytocentric overview, pp. 141-165. En: Dirzo, R. & J. Sarukhán (eds.). *Perspectives on plant population ecology*. Sinauer Assoc. Pub., Sunderland.
- . 1987. Estudios sobre interacciones planta-herbívoro en "Los Tuxtlas", Veracruz. *Rev. Biol. Trop.*, 36: 119-132.
- . 2001. Plant-mammal interactions: lessons for our understanding of nature, and implications for biodiversity conservation, pp. 319-335. En: Huntly, N. J. & S. Levin, (eds.), *Ecology: Achievement and Challenge*. M. C. Press, Blackwell, Londres.
- EHRlich, P. R., & P. H. RAVEN. 1964. Butterflies and plants: A study in coevolution. *Evolution*, 18: 586-608.
- ELLISON, A. M. & N. J. GOTELLI. 2001. Evolutionary ecology of carnivorous plants. *Trends Ecol. Evol.*, 11: 623-629.
- FRÍAS, R. 1996. Ecología del mutualismo entre *Cecropia obtusifolia* y hormigas *Azteca* en la selva de Los Tuxtles. Tesis Licenciatura. Facultad de Ciencias, UNAM.
- GARCÍA-GUZMÁN, G., & R. DIRZO. 2001. Patterns of leaf-pathogen infection in the understory of a Mexican rain forest: incidence, spatiotemporal variation, and mechanisms of infection. *Amer. J. Bot.*, 88: 634-635.
- HARPER, J. L. 1984. Foreword, pp. (xv-xviii). En: Dirzo, R. & J. Sarukhán, (eds.). *Perspectives on plant population ecology*. Sinauer Assoc. Pub., Sunderland.
- HERRERA, C. & O. PELLMYR. (eds.) 2002. *Plant-animal interactions: An evolutionary approach*. Blackwell Publishing. Londres.
- HORVITZ, C. C. & D.W. SCHEMSKE. 1984. Effects of ants and an ant-tended herbivore on seed production of a Neotropical herb. *Ecology*, 65: 1369- 1378.
- IBARRA-MANRÍQUEZ, G. & R. DIRZO. 1990. Plantas mirmecófilas arbóreas de la Estación de Biología Los Tuxtles, Veracruz, México. *Rev. Biol. Trop.*, 38: 79-82.
- INOUE, D. W. 1983. The ecology of nectar robbing. En: Elias, T. S. & B. Bentley (eds.). *The biology of nectaries*. Columbia University Press, Nueva York.
- JANZEN, D. H. 1966. Coevolution of mutualism between ants and acacias in Central America. *Evolution*, 20: 249-275.
- JIMÉNEZ, C. 1989. Estudios experimentales sobre la aceptabilidad del follaje de plantas tropicales a insectos fitófagos. Tesis. Facultad de Ciencias, UNAM.
- LEVEY, D. J., W. R. SILVA, & M. GALETTI. 2002. *Seed dispersal and frugivory: Ecology, evolution and conservation*. CAB International Press. Oxfordshire. Inglaterra.
- MARIANO, N. 2001. Efecto de la herbivoría sobre la adecuación masculina y femenina de *Cucurbita argyrosperma* ssp. *sororia*. Tesis Doctoral. UACyP-CCH-Centro de Ecología. UNAM.
- MOTA-BRAVO, L. M. & R. DIRZO. 1997. *Urania fulgens*, pp. 334-337. En: González, E., R. Dirzo, & R.C. Vogt, (eds.). *Historia Natural de Los Tuxtles*. CONABIO, Instituto de Biología, Instituto de Ecología UNAM.
- PARRA-TABLA, V. & S. H. BULLOCK. 2002. La polinización y la selva tropical de Chamela, pp. 499-515. En Noguera, F. A., J. H. Vega-Rivera. A. N. García-Aldrete & M. Quésada-Avenidaño (eds.). *Historia Natural de Chamela*. Instituto de Biología, UNAM.
- OWEN, D. F. & R. G. WIEGERT. 1976. Do consumers maximise plant fitness? *Oikos*, 27: 488-492.
- PRICE, P. W. 1997. *Insect Ecology*. John Wiley & Sons, Nueva York.
- RAMAMOORTHY, T. P., R. BYE & A. LOT. (eds.) 1993. *Biological diversity of Mexico: Origins and distributions*. Oxford University Press, Nueva York.

- ROSENTHAL, G. A. & D. H. JANZEN (eds.). 1979. *Herbivores: Their interaction with secondary plant metabolites*. Academic Press, San Diego, California.
- SÁNCHEZ-RAMOS, G., R. DIRZO & M. BALCÁZAR-LARA. 1999. Especificidad y herbivoría de Lepidoptera sobre especies pioneras y tolerantes del bosque mesófilo de la Reserva de la Biosfera El Cielo, Tamaulipas, México. *Acta Zool. Mex.*, 78: 103-115.
- SCHEMSKE, D. 1983. Limits to specilization and coevolution in plant-animal mutualisms, pp. 67-109. En: Nitecki, M. H. (ed.). *Coevolution*. Chicago University Press, Illinois.
- STRONG, D. R., J. H. LAWTON, & T. R. E. SOUTHWOOD. 1984. *Insects on plants: Community patterns and mechanisms*. Blackwell Scientific Oxford.
- WHITHAM, T. G., J. MASCHINSKI, K. LARSON & K. PAIGE. 1991. Plant responses to herbivory: the continuum from negative to positive and underlying physiological mechanisms. En: Price, P. W., T. M. Lewinson, G. W. Fernández & W. W. Benson. (eds). *Plant-animal interaction: evolutionary ecology in tropical and temperate regions*. Wiley Interscience publications. EUA.
- ZENTENO, L. 2001. Efectos de la fragmentación del hábitat sobre la herbivoría en *Chamaedorea alternans* (Arecaceae) en la Selva de Los Tuxtlas, Veracruz. Tesis. Benemérita Universidad Autónoma de Puebla, Escuela de Biología.

IMPLICACIONES ECOLÓGICAS Y EVOLUTIVAS DEL TAMAÑO EN LOS ARTRÓPODOS¹

Enrique García-Barros²

ABSTRACT. The relevance of size and allometry as related to the evolution and evolutionary biology of arthropods is discussed. Some relevant items are addressed within a primarily descriptive framework, namely restrictions imposed by body size, macroecological patterns, allometry and heterochrony, climate and seasonality, sexual selection, sexual size dimorphism, and egg to body size relationships. A sample of relevant literature concerning body size evolution in insects and other arthropods is summarized.

INTRODUCCIÓN

¿Por qué el tamaño? El tamaño destaca junto con la forma, el color y el movimiento, entre los atributos que un ser eminentemente visual como nuestra especie utiliza para interpretar su entorno. Un rango de tamaño y unas determinadas proporciones son inherentes a la mayor parte de los seres vivos, por lo que la observación de que distintos individuos o especies difieren por su tamaño podría pasar por trivial. Sin embargo, el tamaño del cuerpo de un animal condiciona muchas de sus otras características y posibilidades y, por ello, ha recibido considerable atención por parte de ecólogos y evolucionistas (Gould, 1977; Peters, 1983; Schmidt-Nielsen, 1984; Reiss, 1989; dos obras,

MacMahon & Bonner, 1986 y McGowan, 1994, son recomendables para una perspectiva amplia). Diversos textos sobre biología evolutiva contienen información o ejemplos relativos al tamaño de los artrópodos (Thornhill & Alcock, 1983; Trivers, 1985; Krebs & Davies, 1987; Alcock, 1988). Pero, si bien la información disponible es cuantiosa, no hay monografía reciente alguna sobre la evolución y ecología del tamaño en estos animales.

El tamaño es un carácter difícil de tratar en poco espacio. En la práctica, es una referencia arbitraria. Según los diccionarios, tamaño es el mayor o menor volumen, o cuantía, de dimensión o dimensiones de un objeto, o una magnitud que se deduce de ellas. Para un especialista interesado en los procesos de crecimiento y alimentación, quizá la cantidad de energía acumulada en el cuerpo de un organismo fuera el parámetro a medir. Para otro versado en cuestiones de biomecánica, lo serían la masa y el volumen. Tómese la medida que se desee, ésta permitirá solo una comparación aproximada, apropiada entre organismos con estructura y composición semejantes. Por añadidura, el tamaño es en los animales una característica genéticamente compleja, interesante desde los puntos de vista físico, mecánico, fisiológico, evolutivo y adaptativo, o de la ecología de organismos o de sistemas y comunidades. Difiere entre sexos, individuos, poblaciones o especies, y la interpretación de tal variación a su vez puede depender del nivel taxonómico que se elija, la metodología de estudio o la teoría a la luz de la cual se interpreten los hechos.

Aquí presento algunas ideas generales, cubriendo únicamente algunas de las múltiples posibilidades. La selección, que no es exhaustiva, pretende ofrecer ejemplos de hechos y taxones variados,

¹ Trabajo originalmente publicado en: Melic, A., J. J. de Haro, M. Méndez & I. Ribera (eds.), 1999, *Evolución y filogenia de Arthropoda*, Boletín de la S. E. A., núm. 26, Zaragoza, pp. 657-678.

² Departamento de Biología (Zoología), Universidad Autónoma de Madrid, Campus de Campoblanco, 28049 Madrid, España. Correo electrónico: garcia.barros@uam.es

con énfasis en publicaciones recientes. No he pretendido distinguir claramente entre microevolución y macroevolución; cualquiera de los aspectos tratados es susceptible de ser, y probablemente ha sido, estudiado desde ambos puntos de vista. En general, las comparaciones hechas dentro de una especie podrían caer en el dominio de lo microevolutivo, y en el de lo macroevolutivo los análisis apoyados en variación interespecífica, intergenérica, etc. Las primeras probablemente permiten apreciar mecanismos de la evolución, sin constatación de resultados a largo plazo. Las segundas estudian patrones, originados por unos mecanismos que constituyen materia de especulación (Brooks & McLennan, 1991). Tampoco se encontrará una clara jerarquización de principios teóricos. Mas bien se ilustran las posibilidades de variación del tamaño en los artrópodos, algunas consecuencias o determinantes mecánicos de los extremos de la variación, las relaciones entre diseño, o proporción, y talla, su relación con la fecundidad, ciertos posibles determinantes de la evolución del tamaño (independientes de la propia especie, e inherentes a la misma), y la manera en que, no un carácter concreto como la talla, sino una combinación de caracteres, pueden constituir el sustrato de la selección natural.

LA VARIACIÓN

El intervalo de variación. Tal vez debido a mecanismos instintivos de autoconservación, lo grande impresiona al ser humano mucho más que lo pequeño. Concretamente, lo grande comparado con el propio ser humano. La enorme mayoría de los artrópodos son, desde tal punto de vista, pequeños. Pero la evolución es cambio y, con esta perspectiva, la diferencia entre los límites de la variación es más interesante que una impresión global subjetiva. ¿Cuál es el intervalo de variación de tamaño en los artrópodos, considerados en conjunto? Si se comparan dos himenópteros, un calidoideo de apenas un milímetro de longitud y una *Scolia* (Hymenoptera) de cinco centímetros, la proporción entre el volumen de ambos no es menor de 1: 100,000. Ésta viene a ser la relación entre el peso de un ratón y el de un elefante. La diferencia aumentaría si se considerasen coleóp-

teros de gran talla como *Megasoma*, con más de 30 g. Finalmente, el contraste entre el peso de cualquier artrópodo submicroscópico, de fracciones de miligramo, y los nueve kilogramos de un bogavante de buen tamaño, es tal que ronda la escala 1: 100 000 000; esto es, un orden de magnitud superior a la que media entre una musaraña y el rorcual azul (10 g y más de 100 toneladas). Comparaciones así (Fig. 12.1) demuestran que la distancia entre lo pequeño y lo grande entre estos animales es, realmente, enorme.

¿Es más probable ser pequeño?: Biodiversidad y talla. El término biodiversidad sirve para enunciar una compleja amalgama de propiedades de la naturaleza. ¿Qué es la biodiversidad? Norse *et al.* (citados por Harper & Hawksworth, 1995) consideran que la diversidad biológica debe medirse en tanto que variedad a tres niveles: ecosistemas, interespecífico e intraespecífico. En otros apartados de este capítulo se ofrecen argumentos sobre la relevancia del tamaño corporal como elemento de diversidad intraespecífica e interespecífica. En este punto es interesante contemplar la talla corporal como un elemento de diversidad en las comunidades, y la relación entre el tamaño característico de las especies y el número de las mismas.

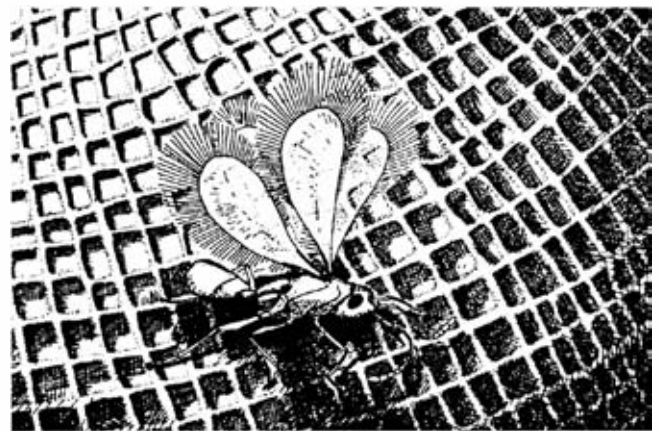


Fig. 12.1. Instantánea de un encuentro improbable que ilustra la amplitud del intervalo de tamaño en los artrópodos: dos animales ampliados según la misma escala, un himenóptero mimárido y una langosta de mar (*Palinurus*). El primero se posa en la superficie del ojo compuesto de la segunda.

La complejidad y estabilidad de un ecosistema parecen derivar del número de interacciones que en el mismo se dan, y que a su vez son resultado de la especialización de sus especies componentes. La cantidad de individuos que ocupan una unidad de área generalmente guarda una relación inversa con el tamaño de aquellos (referencias en Griffiths, 1998). Lo que sugiere que es más sencillo añadir eslabones cerca de la base de las cadenas tróficas. La especialización ecológica podría ser más probable en animales pequeños, ya que muchos componentes de su nicho ecológico específico son proporcionales a la cantidad de energía que el animal procesa por unidad de tiempo y, por lo tanto, en buena medida a su tamaño (el volumen neto de alimento o la capacidad de desplazamiento). Una especie pequeña disfrutará así de mayores probabilidades de incorporarse a un sistema establecido que una voluminosa.

¿Son las especies pequeñas más abundantes que las grandes? ¿Es por lo tanto más probable que la evolución genere tallas pequeñas? ¿Se mantiene, en tal caso, la misma tendencia dentro de cada grupo taxonómico? Una manera de intentar dar respuesta a tales preguntas requiere trabajo comparativo con datos sobre el tamaño típico o promedio de gran número de especies, para intentar establecer su relación con variables ambientales de amplia extensión geográfica u otras regularidades (un tipo de aproximación clásico en ecología comparada que, cuando se relaciona con la distribución de espacio y recursos, podría inscribirse en lo que algunos autores han dado en llamar macroecología: Blackburn & Gaston, 1998; Diniz & Fowler, 1998).

Si se traza en un histograma el número de especies de un determinado tamaño (eje Y) y el tamaño propiamente dicho (eje X), se obtiene un gráfico en forma de escalera (Fig. 12.2), que recuerda lo que se esperaría de una relación entre tamaño corporal y densidad de población. Se cumple que, en general, dentro cada grupo taxonómico hay más especies por debajo que por encima de la talla mediana (Dial & Marzluff, 1988; Barlow, 1994). Por lo tanto, es evidente que existe un límite para el tamaño grande. Se ha argumentado que el número de especies debería crecer en cada barra del histograma a medida que su tamaño es menor, siguiendo una tendencia parecida a la marcada por

la línea de trazos en la figura 12.2. En la práctica, la franja más baja en el espectro de tallas se aleja de la tendencia teórica. Interpretado como una falta de datos de las especies menores, esto ha permitido a May (1988, 1992) especular sobre el enorme número de pequeños artrópodos que puede quedar por descubrir. Pero cuando se consideran datos de taxones bien estudiados como los mamíferos o, dentro de los artrópodos, las mariposas diurnas, el sesgo en el número de especies muy

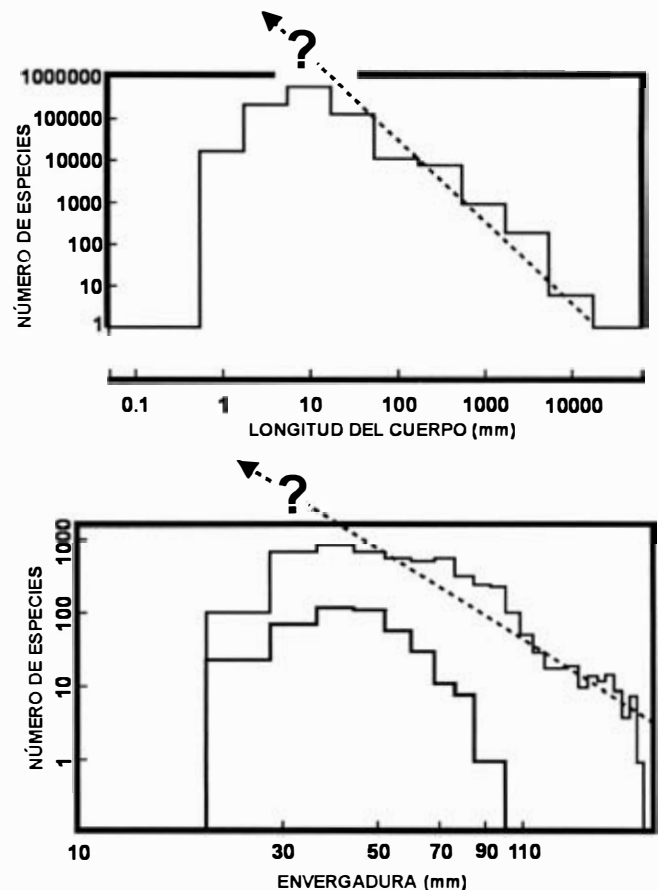


Fig. 12.2. Relación entre el tamaño característico de las especies y el número de éstas. Arriba, especies animales (basado en May, 1988, 1992). Debajo, la misma comparación para un grupo de artrópodos relativamente bien estudiado. La superfamilia Papilionoidea (datos de Barlow, 1994, e inéditos, sobre 5000 mariposas australianas y del Viejo Mundo). El histograma de la parte inferior (trazo grueso) corresponde a las especies europeas (datos de Higgins & Riley, 1980), y sugiere que el clima relativamente frío impone un límite a las tallas superiores.

pequeñas parece mantenerse (Fig. 12.2). Por lo tanto, debe existir también cierta restricción en la probabilidad de alcanzar tamaños mínimos.

Se han propuesto diversas explicaciones para estos hechos (Peters, 1983; Morse *et al.*, 1985, 1988; Brown & Maurer, 1986). La más aceptada supone que la 'escalera de tamaños' de las especies animales, artrópodos incluidos, guarda relación con una interdependencia entre la talla y el equilibrio entre la tasa de especiación y la tasa de extinción. Puede presumirse a las especies menos corpulentas un periodo de desarrollo más corto, más generaciones por unidad de tiempo y, en consecuencia, mayores perspectivas de cambio evolutivo. Como resultado, los animales menores disfrutarían de un balance positivo de la relación entre tasa de especiación y tasa de extinción (Fowler & MacMahon, 1982). Un patrón contrapuesto, la tasa menor de extinción asociada con las tallas corporales mayores, se ha propuesto para explicar ciertas regularidades, como la tendencia al aumento de tamaño a lo largo de algunas líneas filéticas (referencias en Ridley, 1993).

LOS LÍMITES FÍSICOS

Tamaño, fisiología y biomecánica. Buena parte de la importancia mecánica y fisiológica de la variación de tamaño tiene que ver con las relaciones entre masa corporal, o peso, y superficie. A un aumento lineal de longitud del cuerpo corresponde uno de superficie corporal proporcional al cuadrado de la longitud, y uno de volumen proporcional al cubo de la misma. Como consecuencia, al aumentar la longitud corporal el cociente superficie/volumen se reduce progresivamente mientras la forma del cuerpo se mantenga. Esto interesa directamente cuantos procesos fisiológicos guarden relación con la difusión, el transporte o los cambios de temperatura: respiración, termorregulación, evaporación, transpiración, velocidad de enfriamiento y calentamiento. Y, por lo tanto, a la resistencia a la sequedad del ambiente y al frío o el calor, la fuerza, la tasa metabólica... (Alexander, 1983, 1990; Barnes *et al.*, 1988; Cloudsley-Thomson, 1988; Reiss, 1989). Afecta igualmente a relaciones mecánicas: la resistencia de piezas esqueléticas o la fuerza muscular crecen en pro-

porción al cuadrado de su diámetro, mientras el peso corporal aumenta proporcionalmente a su potencia cúbica. Cualquiera de estas relaciones puede haber potenciado o limitado la evolución del tamaño en estos invertebrados.

Artrópodos grandes. Comparar la variación de tamaño entre los artrópodos con la de los mamíferos o las aves es una tentación difícil de evitar para un entomólogo, llevado por cierto sentimiento de revancha hacia la popularidad de los animales con pelos o plumas. No es una comparación justa. Después de todo, los artrópodos llevan mucho más tiempo que los mamíferos en este planeta: cientos de millones de años. A pesar de esto, no tenemos noticia de 'artrópodos dinosaurio' o 'artrópodos mamut'. ¿Qué ha limitado su tamaño máximo? Artrópodos realmente masivos los ha habido, aunque solo de un par de metros, como ciertos euriptéridos del Silúrico (Fig. 12.3); los representantes terrestres ni siquiera se han acercado a esas proporciones. Esto se achaca a limitaciones mecánicas de soporte, impuestas por el exoesqueleto. Quizá la mejor prueba consista en que los artrópodos mayores son, y han sido, animales acuáticos, no obligados a sustentar constantemen-

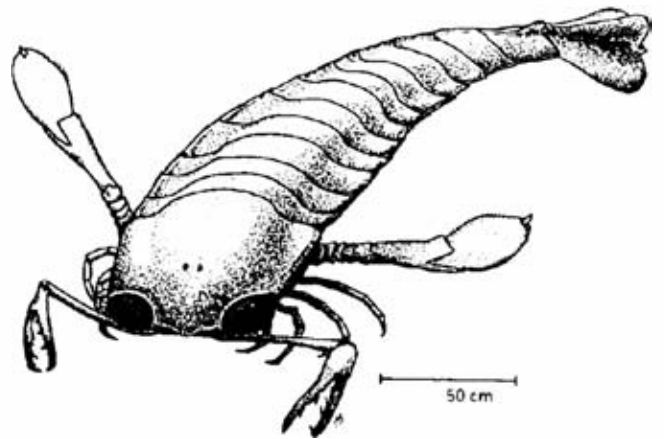


Fig. 12.3. Antiguo récord de tamaño entre los artrópodos: un giganteostráceo del Silúrico. Algunos autores piensan que estos animales pudieron nadar boca arriba, con ayuda del par de apéndices en forma de pala (recreación libre inspirada en reconstrucciones de *Pterygotus* tomadas de varias fuentes). Un cangrejo actual, *Macrochelia*, alcanza 3 m de envergadura si se incluyen las patas, aunque no sobrepasa los 7 Kg de peso.

te su propio peso sobre estructuras corporales. Entre los artrópodos terrestres, la eficacia de los sistemas de intercambio y transporte de gases suelen citarse como un límite adicional (Cloudsley-Thomson, 1988). En definitiva, se ha argumentado que un gran artrópodo terrestre poseería un exoesqueleto excesivamente pesado en comparación con el relativamente escaso espacio para la potente musculatura requerida, y la considerable masa traqueal imprescindible para su ventilación. Ésta se compondría probablemente de tráqueas demasiado largas como para ser eficaces. Es difícil argumentar que todo ello no pudiera remediarse mediante cambios de forma y estructura, pero la integridad del animal seguiría comprometida en el momento de la muda, por dos motivos. Primero, la cutícula reblandecida no resistiría indemne la presión del peso corporal sobre el suelo. Y segundo, por la indefensión ante el ataque de sus enemigos, debida a la dificultad de encontrar un refugio seguro (Vermeij, 1987).

Artrópodos pequeños. Los artrópodos mayores en buena medida comparten el mundo macroscópico que nos es familiar. Los que en realidad son pequeños se enfrentan a un medio físico notablemente distinto, algunas de cuyas características pueden favorecer o limitar la evolución de tallas desmedidamente reducidas.

La relación superficie/volumen se hace enorme para los tamaños corporales muy pequeños, facilitando enormemente el intercambio de oxígeno y anhídrido carbónico, por ejemplo, el reparto de nutrientes entre los sistemas de órganos. No es sorprendente, en consecuencia, que diversos artrópodos diminutos muestren reducción de algunos sistemas de órganos. Como contrapartida, el riesgo de pérdida de agua por evaporación es enorme, por lo que los artrópodos menores de un milímetro corren un peligro constante si se ven desplazados de las condiciones ambientales que les son propias.

Las consecuencias para actividades relacionadas con la locomoción también son interesantes. Debido a factores físicos, la viscosidad del aire o del agua o la intensidad de las fuerzas de cohesión intermolecular, son proporcionalmente muy grandes para la escala inferior a uno o dos milímetros. El rozamiento del aire es tan acusado den-

tro de este intervalo de tamaños que hace que el salto de una pulga o el de un colémbolo se vea enormemente frenado (un fenómeno parecido al que experimenta un ser humano moviéndose en el agua). Por el mismo motivo, los insectos pequeños no deben temer a una caída desde gran altura, ya que la fricción es suficiente para contrarrestar la fuerza de la gravedad. La tensión superficial del agua permite que ciertos artrópodos pequeños como los correaguas (Gerridae) patinen sobre su superficie, y ciertos colémbolos incluso pueden sustentarse allí sobre las puntas de sus patas. Fenómenos relacionados permiten explicar la facilidad de los artrópodos pequeños para desplazarse por superficies lisas verticales, desafiando la gravedad. ¿Por qué, por ejemplo, puede una hormiga levantar un peso equivalente a varias veces el de su propio cuerpo? ¿Cómo es posible que ciertos coleópteros se desplacen sobre el suelo, en un segundo, a lo largo de una distancia equivalente a cuarenta veces su propia longitud, lo que para un automóvil equivale a 120 km/h? Simplemente debido a que la proporción entre la sección de sus músculos y su peso corporal es mucho más grande que en animales de mayor longitud (Fig.



Fig. 12.4. Los insectos pequeños sirven como recurso para ilustrar efectos de relaciones entre longitud, superficie y volumen (alometría, véase texto). ¿Por qué una hormiga puede levantar un peso equivalente a varias veces el de su propio cuerpo? (¡Con las mandíbulas!) ¿Son sus músculos más fuertes que los nuestros? La potencia muscular es proporcional a la sección transversal del músculo (una superficie), mientras el peso corporal es proporcional al volumen.

12.4). Un número importante de artrópodos pequeños debe a estas circunstancias la posibilidad de explotar nichos ecológicos inéditos para animales apenas algo mayores que ellos.

Un ejemplo: El vuelo. La importancia del tamaño desde el punto de vista mecánico es especialmente evidente en una actividad que requiere precisión, como el vuelo. El tamaño y peso de los primeros insectos voladores sería, sin ir más lejos, un aspecto crucial a considerar a propósito del origen del vuelo. Una de las hipótesis clásicas sobre la aparición de las alas presume que la caída controlada, y luego el planeo mediante alas de escasa movilidad, pudieron constituir los primeros pasos (referencias en Kukalová-Peck, 1978 y Brodsky, 1994). Pero el planeo requiere un impulso inicial de cierta entidad, improbable en un insecto pequeño. Éste, por el contrario, podría haberse sustentado mediante un batido activo de las alas siempre que las mismas sobrepasasen una determinada longitud crítica, lo que implica la presencia de musculatura asociada a las alas, más conforme con otras hipótesis sobre el origen de éstas. Desgraciadamente, el registro fósil mantiene el misterio sobre la talla de los primeros insectos voladores. Independientemente del origen de las alas, el tamaño ha debido ser un condicionante fundamental de la evolución de las formas de vuelo de los insectos. No es difícil apreciar algunas relaciones entre características del vuelo y el tamaño corporal, al comparar insectos de estructura variada (Fig. 12.5). En teoría, la capacidad de sustentación en el aire puede ajustarse a un incremento de peso mediante modificaciones de varios parámetros o una combinación de los mismos: a) frecuencia de batido de las alas, b) superficie alar, que variará en parte como consecuencia del cambio de tamaño del cuerpo, c) diferente forma del ala (principalmente del cociente entre longitud y superficie, o elongación), o d) velocidad mayor con respecto al aire (Terrier, 1973; Casey & Joos, 1983; Byrne, 1988).

Es fácil concebir una analogía entre el mecanismo de vuelo de los insectos y la propulsión de naves o aparatos mediante rotores (a más revoluciones por unidad de tiempo, mayor fuerza propulsora). Se topa aquí, sin embargo, con los problemas físicos de lo muy pequeño, antes mencionados: por debajo de determinado tamaño del

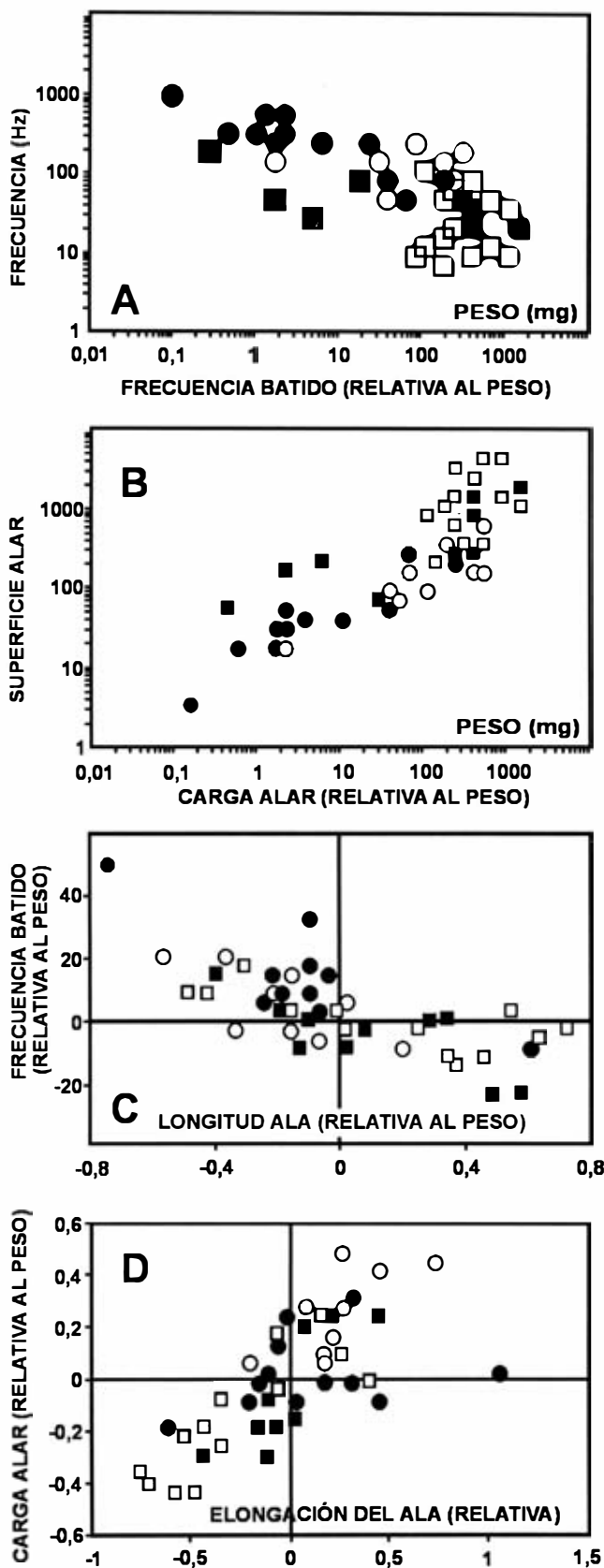
animal, el cociente entre la sustentación y la fuerza de arrastre (rozamiento) generada por el movimiento del ala se hace muy bajo. Para compensar tal efecto, las frecuencias de batido de los insectos pequeños tienden a ser altas (Fig. 12.5) lo que causa, por ejemplo, el agudo zumbido de los pequeños dípteros. De acuerdo con Danforth (1989) y Brodsky (1994), las disminuciones del tamaño a lo largo de la evolución de diversos grupos de insectos voladores han sido acompañadas por tendencias hacia mayores frecuencias de batido de las alas.

FORMAS Y MECANISMOS DE CAMBIO

El cambio de proporción: Alometría. Casi desde el comienzo del capítulo ha sido necesario hacer referencia al hecho de que la importancia del tamaño en evolución y ecología no es solo una cuestión de términos absolutos, sino de proporción. La variación de las proporciones representa, en definitiva, cambio de la forma. Este cambio permite ajustar el diseño para solucionar problemas como el cambio de relación superficie/volumen, y por ello es interesante medirlo. Aunque definir la 'forma' de un organismo requiere una combinación de un mínimo de tres variables unidimensionales, la comparación de dos variables es extraordinariamente útil para evaluar, medir y describir procesos de cambio de proporciones de un órgano o variable concretos, por comparación con otra variable de referencia como la longitud total o el peso corporal.

Sea durante los procesos de aparición de nuevas especies, sea a lo largo del desarrollo de un organismo (ontogenia), el tamaño de un órgano con respecto a otro, o el de una parte del cuerpo comparada con el tamaño total del animal, puede mantener o no una proporción constante (Figs. 12.6-7). En el primer caso el cociente de ambos valores es siempre el mismo (isometría). En el segundo supuesto, la proporción diferirá según la edad o fase de crecimiento, o entre especies emparentadas pero de distinto tamaño (alometría). Muchas comparaciones entre el tamaño de dos órganos, o entre un órgano y una medida de referencia (longitud, peso o volumen del cuerpo), se ajustan bien a la expresión:

$$\text{talla órgano} = a (\text{talla cuerpo})^b$$



donde a y b son constantes. Si las dos variables son transformadas en logaritmos, la relación toma forma de recta, lo que resulta práctico para la representación y el cálculo, según la fórmula:

$$\log \text{talla \acute{o}rgano} = (\log a) + b (\log \text{talla cuerpo})$$

Aquí, b es la pendiente de la recta de regresión. Se habla de isometría cuando $b = 1$ (la proporción es igual, cualquiera que sea la talla corporal); de alometría positiva cuando $b > 1$ (el órgano o parte es proporcionalmente mayor cuanto mayor es el tamaño del cuerpo); y de alometría negativa, si $b < 1$ (cuanto mayor es el animal, el órgano en cuestión es proporcionalmente más pequeño) (Figs. 12.6-8).

Obsérvese que los términos alometría o isometría pueden designar tanto una causa (un mecanismo intrínseco, genéticamente determinado, que gobierna el cambio de proporción durante el desarrollo), como un efecto (un patrón que se deriva de la comparación de varios organismos). Aunque, en teoría, ambos fenómenos podrían ser coincidentes, es preferible distinguir: a) la alometría de la ontogenia, o comparación de pares de medidas en distintos momentos de la vida de un mismo individuo, que describe un patrón de crecimiento, y b) la alometría estática, o comparación

Fig. 12.5. Relación funcional entre el tamaño corporal, la frecuencia de batido de alas, y características morfológicas de las mismas, según datos de diferentes insectos. Puede comprobarse que, en general, a tamaño corporal mayor corresponden alas con superficie mayor pero con movimientos más lentos (A, B). Independientemente del peso del insecto, las alas de proporciones mayores corresponden a frecuencias menores de batido (C), y la carga que soportan por unidad de superficie se incrementa cuanto mayor es su elongación (D). La medida del tamaño corporal es el peso (en mg), la frecuencia de batido de alas se midió en ciclos por segundo, la superficie alar en mm^2 , la carga alar en mg por mm^2 . La elongación es el cociente longitud/superficie alar en mm^{-1} . Cada punto representa una especie, según datos de diversa procedencia: Círculos = Hymenoptera, círculos rellenos = Diptera, cuadrados = Lepidoptera, y cuadrados rellenos = otros órdenes de insectos. En C y D los valores de las dos variables son relativos al peso.

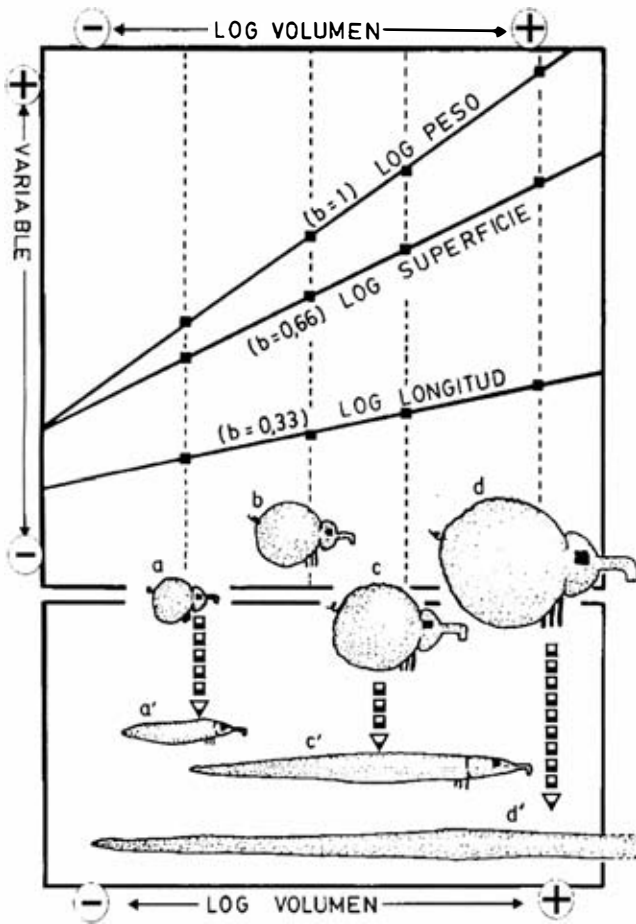


Fig. 12.6. Un ejemplo de alometría interespecífica que ilustra la relación entre volumen, superficie corporal y longitud. Se representa en cuatro especies de insectos del hipotético género *Zarazapion* (a, b, c, d). Usando una escala logarítmica doble, la relación entre el peso y el volumen es isométrica, $\log \text{ peso} = \log(a) + 1 (\log \text{ volumen})$, donde a es una constante. La superficie corporal y la longitud presentan una relación alométrica negativa con respecto al volumen (la pendiente, b en la línea de regresión, es menor que 1). Consecuentemente, conservando las mismas proporciones, a volumen mayor corresponde una superficie proporcionalmente menor. En el caso, doblemente hipotético, de que la evolución forzase a mantener una relación superficie/volumen constante y aproximadamente igual a 1, la forma debería variar enormemente con cada cambio evolutivo del tamaño: a los volúmenes de *Zarazapion* a, c y d deberían corresponder animales con la forma de a' , c' y d' en la parte inferior del gráfico (por desgracia, d' no ha podido ser representado completo).

basada en medidas de diferentes ejemplares en igual fase de crecimiento. Dentro de la segunda hay que diferenciar, además, alometría estática intraespecífica (distintos ejemplares en igual fase de crecimiento, de la misma especie), y alometría estática interespecífica (como la anterior, pero derivada de individuos de dos o más especies).

Si comparamos intermudas sucesivas de un ortóptero, comprobaremos una alometría positiva de la longitud del abdomen con respecto a la del cuerpo completo (Joly, 1977). La representación gráfica de las dos medidas reflejará la alometría inherente al crecimiento. Pero si se trata de individuos de una misma fase o intermuda de varias especies, la relación resultante no equivale a la alometría del crecimiento de cualquiera de las especies comparadas, sino que describe el cambio de proporción resultante de la evolución. Es común que las tendencias de ambos tipos difieran ya que representan fenómenos relacionados, pero no idénticos.

De la teoría de ciclos biológicos a la evolución de la ontogenia: Receta para el cambio. La teoría sobre la evolución de los ciclos biológicos (Roff,

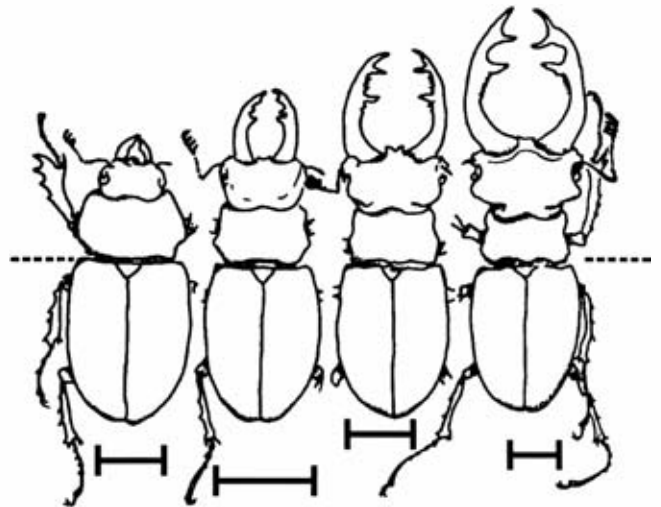


Fig. 12.7. Alometría estática intraespecífica en un coleóptero del género *Lucanus*. Para resaltar las diferencias de proporción, se han alterado las escalas representando todos los ejemplares con igual longitud corporal (excluyendo las mandíbulas): De izquierda a derecha, una hembra y tres machos. Entre los machos, las mandíbulas muestran alometría positiva.

1992; Stearns, 1992) considera el ciclo vital como la combinación de una serie de caracteres biológicos clave, que probablemente son objetivos de la selección natural: a) tamaño inicial (o del huevo); b) patrón de crecimiento (ritmo, duración, cronología); c) edad o talla en que se alcanza la madurez sexual; d) energía que se invierte en la reproducción, y su distribución temporal; e) patrones de mortandad, en relación con la edad y el tamaño; f) longevidad. Esta disección del ciclo biológico es, desde luego, arbitraria. Refleja nuestra manera de percibir la biología de los organismos (y, probablemente, delata la falta de una teoría general capaz de predecir la evolución de un ciclo bio-

lógico en unas circunstancias dadas: Maynard Smith, 1991). Lo interesante es que el tamaño guarda relación, directa o indirecta, de causa o de efecto, con la mayoría de esas características. La razón última puede ser sencilla: un ciclo vital es, en definitiva, un proceso mediante el cual un genoma canaliza la gestión temporal de cierta cantidad de energía, de forma que invirtiendo una parte de la misma en la formación de propágulos portadores de copias de la información genética, el proceso pueda replicarse. Como este ciclo puede expresarse en unidades de velocidad y masa, no es difícil visualizar gran parte del proceso en términos de volumen, o sea, tamaño. Si el tamaño es tan importante en la biología de los artrópodos, podría pensarse, será una característica poco susceptible al cambio dentro de cada especie. Pero por otra parte obtenemos la impresión de que los cambios de tamaño y proporciones son elementos importantes en la evolución. ¿Cómo casar ambas ideas? ¿Qué mecanismos permiten la modificación?

Una, entre múltiples posibles respuestas, se encuentra en la ontogenia (desarrollo de un organismo, desde el huevo al adulto o a la senectud). El desarrollo de cada carácter biológico responde a un calendario ontogenético (Fig. 12.9) con: a) un comienzo, b) un momento de terminación, y c) un ritmo de incremento. Bastan pequeñas modificaciones de cualquiera de estos tres parámetros para alterar el aspecto y biología del organismo adulto resultante (McKinney & McNamara, 1991; McKinney & Gittleman, 1995; Fig. 12.10). Si uno de tales cambios se origina y es retenido en el curso de la evolución, puede contribuir de forma importante a la aparición de una nueva morfología o comportamiento. El proceso se conoce como mecanismo heterocrónico o heterocronía (según el sentido del cambio de cada uno de los tres factores mencionados, se aplican diferentes nombres: neotenia, hipermorfosis, etc.; McKinney & McNamara, 1991). La heterocronía constituye un mecanismo fundamental de cambio evolutivo, ya que es capaz de conducir a divergencias de tamaño y proporción notables con un cambio genético mínimo (McNamara, 1995). Gould (1977) propuso diversos ejemplos de morfologías y ciclos biológicos originados por heterocronía en ácaros e insectos, que incluyen el apterismo o micropterismo. La hipertrofia de cuernos, mandíbulas, quelas y estructuras se-

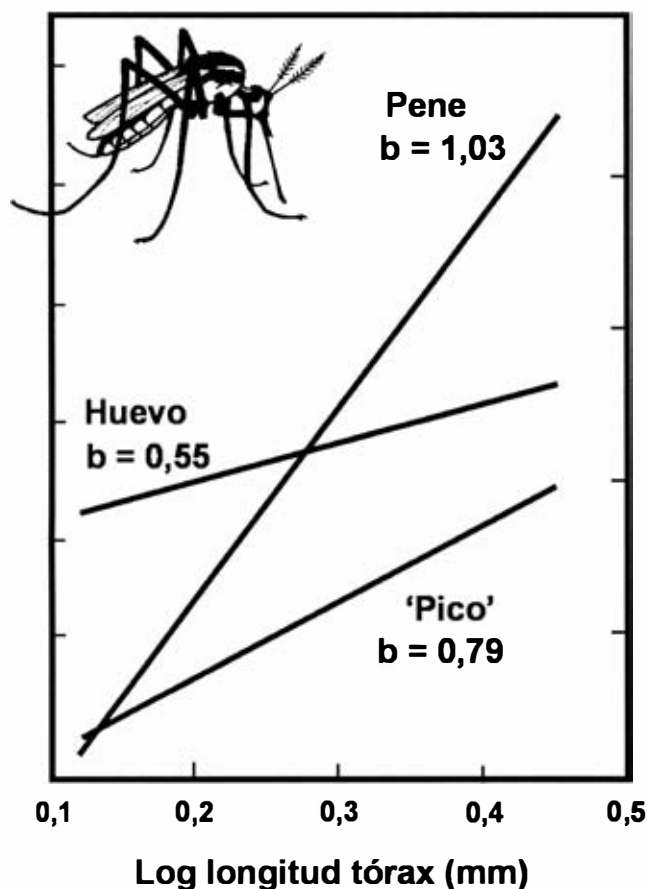


Fig. 12.8. Líneas de regresión mostrando alometría negativa en la longitud del aparato bucal y del huevo, e isometría (de hecho, alometría ligeramente positiva) en la longitud del pene, en mosquitos (alometría estática interespecífica, datos de culicidos salmantinos según Encinas Grandes, 1982, todos transformados logarítmicamente).

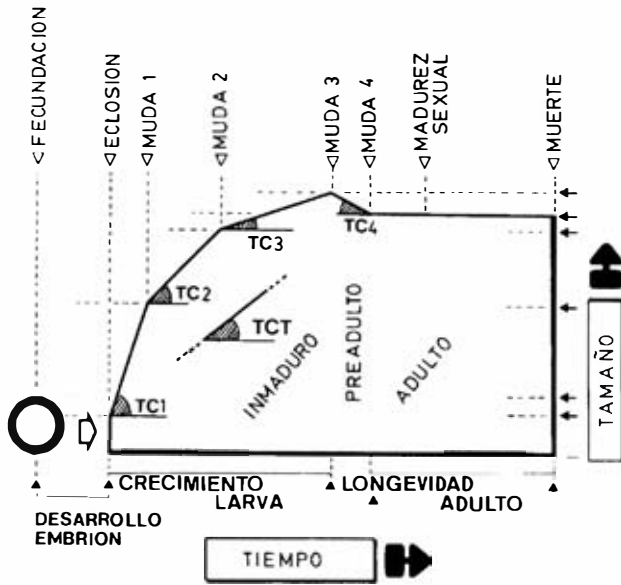


Fig. 12.9. Representación del ciclo biológico ideal de un artrópodo, en términos de tamaño y tiempo. Gran parte de los hechos puede representarse como tamaños o cantidades, momentos en la escala temporal, o combinaciones de ambos (tasas de desarrollo o crecimiento). Hay cuatro períodos de cambio de talla o intermudas, con tasas de incremento TC1, TC2, TC3, TC4 que, conjugadas, resultan en la tasa de crecimiento total (TCT). La alteración, por desplazamiento de su inicio o terminación o la tasa de crecimiento, de los eventos representados producirían cambio heterocrónico pudiendo originar un organismo funcional de características marcadamente diferenciadas del patrón ancestral representado.

mejantes en los machos de diversos artrópodos son casos ilustrativos, en los que quizá se combina heterocronía y alometría positiva (Eberhard, 1982). El dimorfismo sexual de tamaño puede explicarse como heterocronía ligada al sexo (en las arañas, mediante la anticipación de la maduración sexual: Vollrath & Parker, 1992; Fig. 12.11). Heterocronía y alometría pueden guardar relación, pero la primera tiene un componente temporal del que la segunda carece (Klingenberg, 1998).

Es importante que la heterocronía no interfiera en la integración del proceso de construcción del organismo, lo que podría llevarse a cabo mediante leves alteraciones de la secuencia o intensidad en la expresión de conjuntos de genes que actúan de manera coordinada (McKinney & McNamara,

1991; Raff, 1996). El efecto será más espectacular si las partes del cuerpo o procesos implicados tienen crecimiento alométrico, que producirá un efecto multiplicativo de las diferencias. En los artró-

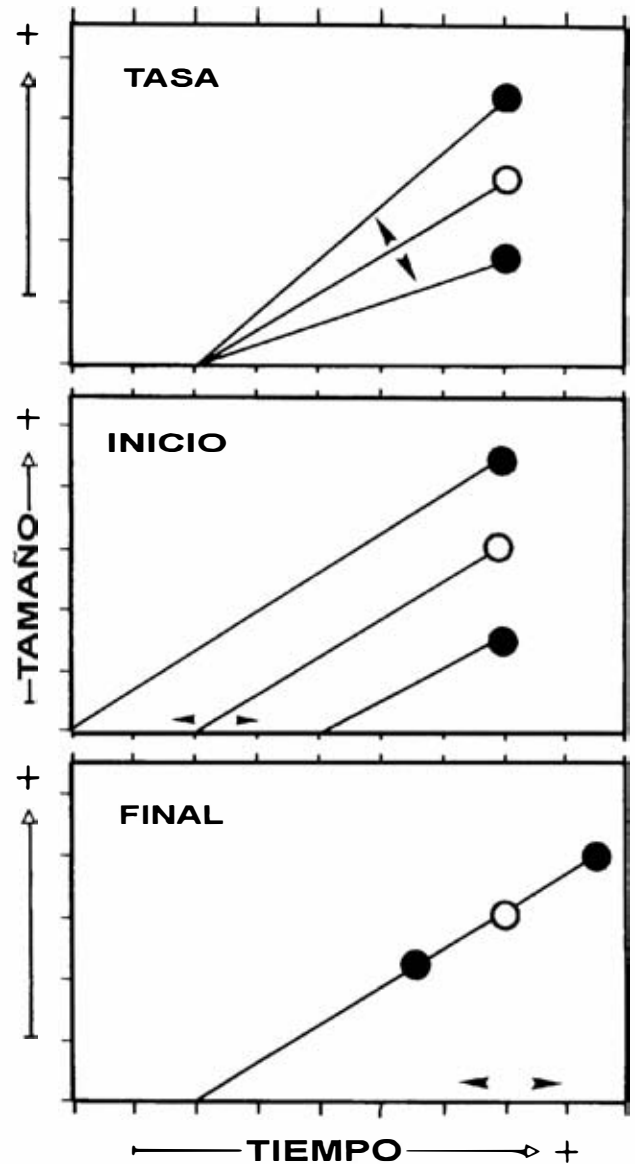


Fig. 12.10. Los tres mecanismos básicos del cambio heterocrónico en la ontogenia: cambio de la tasa de desarrollo, cambio del momento de inicio del crecimiento, y cambio en el momento de finalización del desarrollo. En los tres casos, las líneas representan el incremento de tamaño del animal a lo largo de su desarrollo postembrionario. Los círculos marcan la relación entre el tamaño del adulto y el tiempo de desarrollo al final del mismo (el círculo vacío indica la trayectoria ancestral). Basado en McKinney & McNamara (1991).

podos, el cambio heterocrónico puede operar mediante cambios en la distribución temporal de las hormonas que regulan el ciclo del crecimiento y la muda. Muchos artrópodos presentan metamor-

fosis complejas, con desarrollo diferencial y brusco de estructuras previamente indiferenciadas. El ciclo biológico holometábolo o el desarrollo postembrionario complejo de muchos crustáceos son de hecho ejemplos extremos de heterocronía. En estas condiciones es difícil relacionar estructuras larvianas con las del organismo adulto, porque requiere trabajo a nivel de células y tejidos (lo que no impide el estudio de la heterocronía en los estados inmaduros). Las ontogenias postembrionarias caracterizadas por el cambio de forma gradual de diversos quelicerados, miriápodos o hexápodos apterigotos ofrecen condiciones excepcionales para el estudio macroscópico de los mecanismos heterocrónicos.

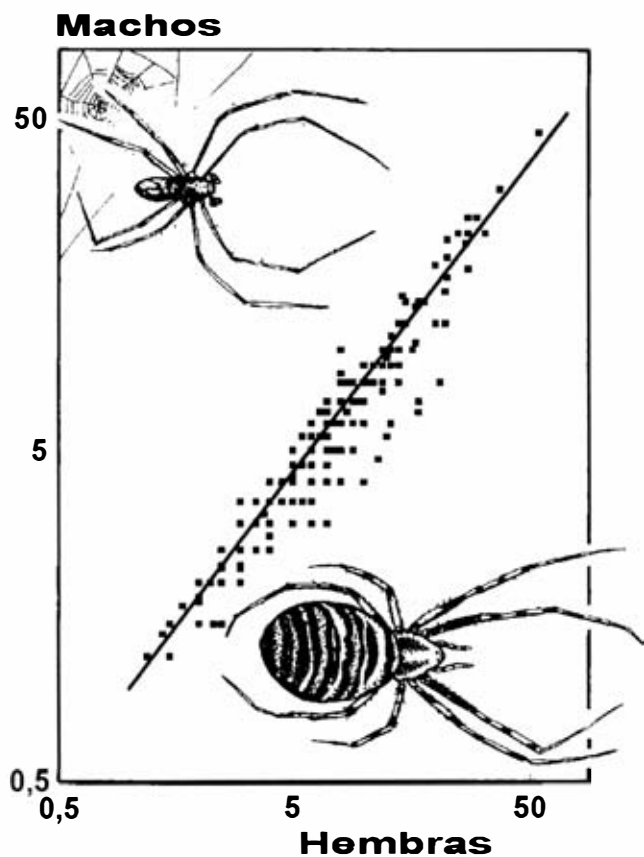


Fig. 12.11. Alometría relativa: dimorfismo sexual de tamaño en arañas europeas. La tendencia interespecífica de dimorfismo suele estudiarse mediante regresión de la talla de los machos (eje Y) sobre la de las hembras (eje X). Como norma, cuando las hembras son mayores, la pendiente es menor que 1, y viceversa. En este caso la relación es casi isométrica ($b = 0.92$), y sugiere una proporción casi constante entre las tallas de los machos y de las hembras. El resultado concuerda con la idea de que la longitud menor de los machos es consecuencia de un acortamiento de su tiempo de crecimiento. Aunque la relación es sólida en su conjunto, a juzgar por el elevado coeficiente de correlación ($r = 0.96$), el patrón difiere según familias o géneros. Los puntos más alejados, bajo la línea de regresión, corresponden a araneidos como *Argiope*, notablemente dimórficos. Los datos son las longitudes del cuerpo en mm, tomadas de Jones (1985).

Tendencias interespecíficas y adaptación. Identificar una tendencia en la relación métrica entre el tamaño de una parte del cuerpo y el tamaño completo del cuerpo o su desarrollo en una escala temporal, además permite distinguir qué casos se desvían notablemente de ella. El significado de esa desviación es, obviamente, que el órgano o parte del cuerpo analizado es mayor o menor que lo esperado para una talla corporal dada. Esto podría ser interesante cuando se comparan ejemplares de una misma especie; sin embargo, las desviaciones pueden deberse a factores diversos, tales como variabilidad genética o fenotípica debida al ambiente, difíciles de distinguir. Cuando los datos comparados representan medias de especies (alometría estática interespecífica), es lógico interpretar la desviación como una característica de la especie, que se aparta de la tendencia general. Es atractivo atribuir a tales desviaciones un significado adaptativo, en especial si existen otras características que solo las especies alejadas de la tendencia poseen (un hábitat especial, un comportamiento peculiar). Aunque la interpretación deba ser prudente, es una metodología extendida. Identificada una posible relación alométrica entre dos órganos, ha de comprobarse primero que ésta es consistente desde un punto de vista estadístico (Cuadro 12.1). Técnicamente, debe tratarse de una relación que muestre una correlación significativa que debe comprobarse con un coeficiente de correlación como la r de Pearson (que mide el grado de asociación entre dos variables y variará entre 0 y 1 según la relación sea

Cuadro 12.1. Comparación entre especies, regresión y sus problemas: Dos notas eruditas.

Los análisis estadísticos interespecíficos cuentan con más problemas técnicos de los que en principio pudiera sospecharse. En este texto, se han dado por igualmente buenas todas las comparaciones, pero...

Nota 1. Cuando el valor de la pendiente de la línea de regresión es importante (como en los trabajos que relacionan talla corporal y metabolismo: el modelo de regresión más usual, el ajuste de mínimos cuadrados, sólo es un caso particular del modelo general de regresión. Presume, entre otras cosas, que la variable independiente (X) se mide *sin error*. Esto es improbable en trabajos de alometría, por lo que otros tipos de ajuste (Eje Mayor Reducido, Eje Principal) pueden ser preferibles. El coeficiente de correlación no varía, pero sí la pendiente de la recta. Muy pocos de los ejemplos 'de libro', incluyendo trabajos básicos de referencia, toman esto en cuenta. ¿Hay que repetirlo todo? (Para detalles: Rayner, 1985, La Barbera, 1989; McKinney & McNamara, 1991: 34).

Nota 2. En estudios comparados, es normal emplear los valores medios de las especies (talla, peso, etc.), como en varios ejemplos de este artículo... aparentemente, transgrediendo una de las condiciones de la regresión: que los puntos sean estadísticamente independientes. No lo son, ya que las especies emparentadas descienden de un antecesor común, y su tamaño es, en parte 'heredado' (y, consecuentemente compartido). La metodología para resolver el problema se complica y, una vez aplicada, puede modificar notablemente los resultados. Véase Harvey & Pagel (1991), Harvey & Purvis (1991), Martins & Garland (1991) y Starck (1998).

menos o más estrecha). Si el requisito se cumple, y suponiendo que una línea recta defina la relación convenientemente, puede calcularse la ecuación de la recta de regresión (la recta que presenta menor distancia al conjunto de los puntos del gráfico). Esto permitirá, conociendo el valor de una variable, por ejemplo el tamaño corporal, determinar el valor predecible de la otra variable, y medir en qué cuantía se aleja del predicho. La comparación entre el diámetro de los huevos, y la longitud del cuerpo, de las figuras 12.12-13, ilustra la idea. En la práctica la metodología puede ser, aunque no necesariamente, más intrincada.

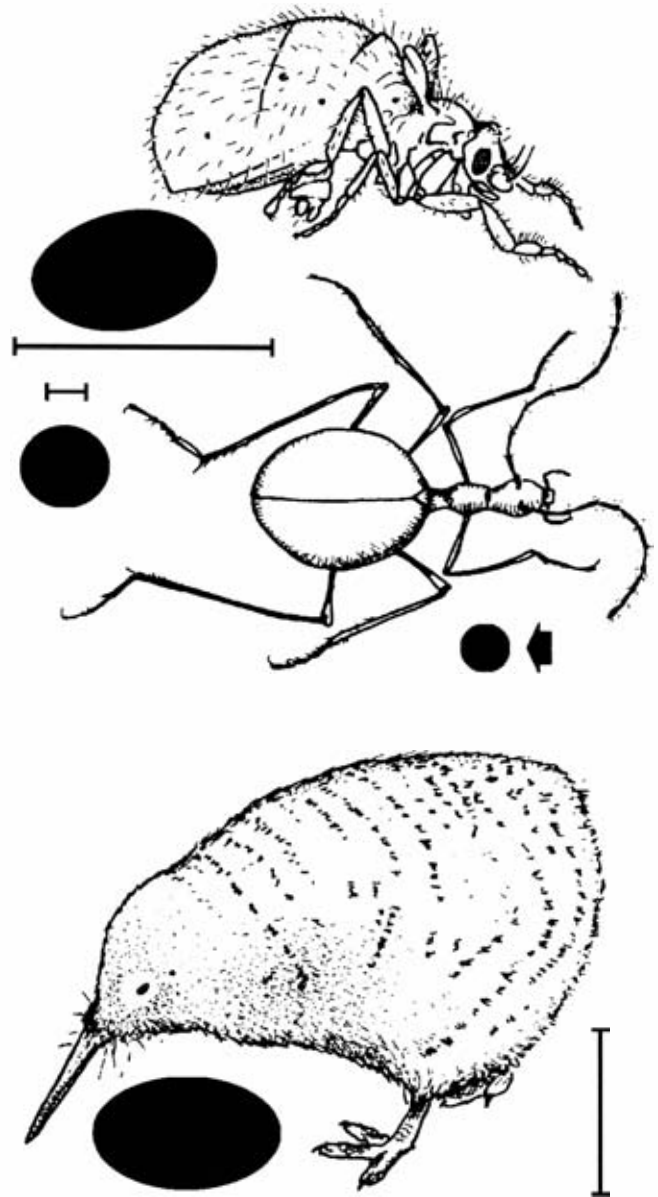


Fig. 12.12. Extremos en el tamaño relativo del huevo. Arriba, *Odontexenia* (Termitoxeniidae, díptero), género paleotropical que vive en nidos de termitas. Abajo, *Leptodirus* (Catopidae), escarabajo habitante de cuevas del sur de Europa. Los huevos de ambos, a la izquierda, a la misma escala que los adultos (trazos de escala de 1 mm). Basado en Joly, 1977; Séguy, 1979 y Crowson, 1981 (que a su vez citan otras fuentes). Junto al escarabajo, a igual escala y señalado por una flecha, el huevo de una centolla (*Maja*). En la parte inferior el ave que pone los huevos proporcionalmente más voluminosos, el kiwi (*Apteyx*, escala = 10 cm).

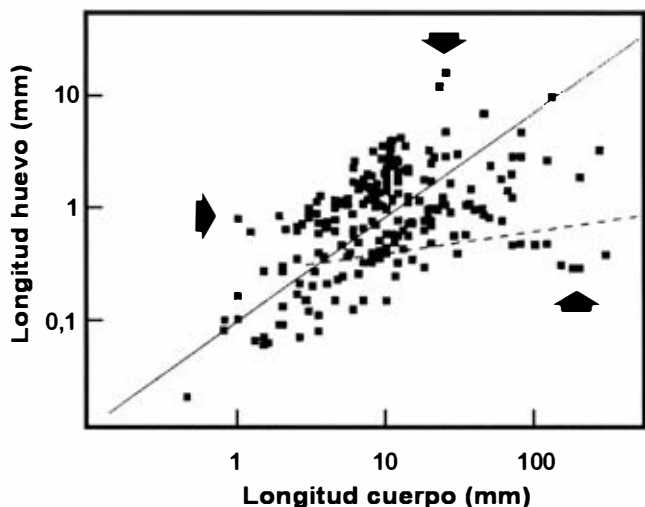


Fig. 12.13. Alometría del tamaño del huevo y el tamaño del adulto, en un conjunto variado de géneros de artrópodos (alometría estática, interespecífica). La línea continua representa la tendencia global, con pendiente de 0.95 (la pendiente varía ampliamente para cada grupo particular; crustáceos 0.22, himenópteros 1.61, etc.) Cada punto corresponde a una especie representativa de un género, o a la media del género, según los casos. Los datos son longitudes en mm de 210 géneros de artrópodos, según diversas fuentes bibliográficas. Las flechas señalan valores muy desviados de la tendencia (huevos proporcionalmente muy pequeños o grandes, véase Fig. 12.12). La línea de trazos es la recta ajustada a los datos de 200 especies de crustáceos decápodos del litoral ibérico, recogidos por Zariquiey Álvarez, 1968 (estos puntos no se representan en el gráfico).

TAMAÑO CORPORAL, VOLUMEN Y NÚMERO DE HUEVOS: ALOMETRÍA DE UNA RELACIÓN TRIANGULAR

El huevo: Variación dentro de la especie. Tal como ocurre con las medidas de los artrópodos adultos existe cierta diversidad, a veces muy notable, en el tamaño de los huevos de cada especie. Parte de esta variación puede interpretarse como adaptación a condiciones ecológicas locales, si se demuestra que determinado volumen determina mayor probabilidad de supervivencia de los inmaduros (Brody & Lawler, 1984). La diversidad puede responder a patrones complicados, como el polimorfismo estacional. Por ejemplo, durante la pri-

mavera, las hembras de un lepidóptero del género *Parnara* (Hesperiidae) depositan huevos pequeños en zonas bajas y húmedas del Japón, en las que las larvas se alimentarán de hojas de poáceas relativamente blandas. Los adultos de la generación estival emigran a zonas más altas y secas, donde las hierbas locales son coriáceas. Ponen allí huevos de diámetro significativamente mayor que los de primavera, lo que permite sobrevivir a las orugas neonatas, con cabeza y mandíbulas mayores (Nakasuji & Kimura, 1984).

Se ha demostrado que en algunos insectos el volumen del huevo muestra plasticidad fenotípica, es decir, su tamaño depende de ciertas condiciones ambientales (Nylin & Gotthard, 1998). Pero la variación no siempre supone ventajas adaptativas y simplemente puede reflejar condiciones fisiológicas de la hembra, como en mariposas en las que el peso de los huevos disminuye conforme aumenta la edad materna (Wiklund & Persson, 1983).

¿Por qué un huevo así en una especie como ésta?

Es difícil decidir qué artrópodos ponen los huevos menores y mayores, en términos absolutos. Usando una medida lineal como la longitud, se puede afirmar que la variación oscila entre unas 100 micras, quizá menos, y 16 milímetros, tal vez más (Anderson, 1973; Itô, 1980; Hinton, 1981).

El tamaño relativo (es decir, como fracción de la talla del adulto) de los huevos de algunos artrópodos es llamativo. Comencemos por lo proporcionalmente grande de los huevos de ciertas *Xylocopa* (Hymenoptera) de Tailandia que miden más de 16 mm de longitud, y se ha afirmado que la relación talla huevo/talla materna de estos insectos podría representar la mayor conocida entre los metazoos (Itô, 1980, y referencias allí). Por su volumen relativo, el huevo de ciertos dípteros termitoxénidos (Fig. 12.12) hace palidecer el récord de *Xylocopa*, o los proporcionalmente enormes huevos de aves como los kiwis neozelandeses, cuyo peso se aproxima a 1/4 del de la madre. En el otro extremo del concurso de las proporciones relativas, obtienen mención los crustáceos decápodos grandes. Los huevos de muchos de ellos pueden inscribirse en un cubo de 0.5 mm de arista, mientras el adulto se mide en decímetros. El huevo de un langostino (*Penaeus*) muestra un diámetro parejo al de colémbolos como *Tetradontophora* o *Tomocerus* (respectivamente 0.32, 0.50 y 0.37 mm).

Es lógico conceder que el tamaño de los huevos de cada especie depende, en gran parte, del tamaño corporal de los adultos. Así, antes de atribuir al tamaño del huevo un significado adaptativo es necesario comprobar que no es simplemente un resultado del tamaño de la hembra. Si es posible identificar una relación alométrica interespecífica podrá comprobarse hasta qué punto la talla del huevo es superior, igual o inferior a la predecible para la talla materna. Este razonamiento supone que, si existe relación clara entre los tamaños del huevo y del adulto, el segundo determina en gran parte el primero. ¿Por qué no lo contrario? Nada lo impide. El huevo fecundado es biológicamente un individuo, se relaciona con el medio exterior, y determina la talla inicial del inmaduro de la que depende, en buena medida, la del adulto.

En cuestión de huevos... ¿Mejor más o más grandes? Se han propuesto muy diversas explicaciones para justificar el tamaño de los huevos en distintos artrópodos: mayor o menor resistencia a la deshidratación, a los parásitos o depredadores, la facilidad para esconderlos, las posibilidades de dispersión o la influencia de la talla inicial en el tiempo de desarrollo. Determinados ambientes como las cuevas (Paulian, 1993), el pelágico, el intersticial, la endofagia, las zonas áridas, etc., parecen incidir en diferentes organismos de forma parecida. Quizás el volumen reducido de los huevos de muchos crustáceos marinos constituya un buen ejemplo (Fig. 12.13), que sugiere una persistente presión contraria al incremento de volumen del huevo.

La mayor parte de los argumentos conduce, antes o después, a una característica de los organismos que incide directamente en su número de descendientes: la fecundidad. Por razones del espacio que el cuerpo de la hembra requiere para albergar los huevos, y de gasto energético, que es proporcional a la cantidad de reservas con que los huevos irán dotados, el tamaño del cuerpo, el del huevo, y el número de huevos, condicionan la fecundidad potencial (Fig. 12.14). Una alteración de cualquiera de los tres parámetros impone un reajuste de los otros, con un impacto potencial en la ecología de la reproducción. Su combinación determina, en definitiva, la cantidad de energía que

un organismo dedica a mantenerse, a producir descendencia, y el modo en que la última es repartida para formar descendientes individuales. En términos del número de individuos, semejantes resultados pueden obtenerse con combinaciones diferentes de tamaño de adultos y huevos. Por ello se trata de una cuestión de proporción: nuevo encuentro con la alometría.

De acuerdo con las estimaciones disponibles para diversos grupos animales, la comparación interespecífica demuestra una alometría negativa de la energía dedicada a la reproducción, relativa al tamaño del cuerpo (Reiss, 1989): si bien los artrópodos mayores invierten más energía neta en la reproducción que los menores, la fracción relativa a su peso corporal es más reducida. Las causas de este patrón empírico son objeto de especulación. De acuerdo con Reiss (1989), se trata de una consecuencia de que las dos variables que determinan la cantidad de energía dedicada a la reproducción (energía total asimilada, y energía dedicada al crecimiento y mantenimiento del material somático no reproductor) a su vez son funciones

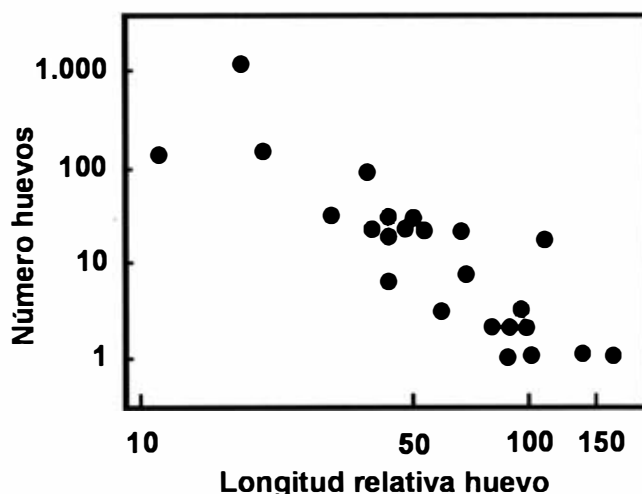


Fig. 12.14. Relación entre la fecundidad potencial estimada (medida como el número de huevos contenidos en el abdomen de la hembra) y el tamaño relativo del huevo (longitud del huevo dividida por la longitud del tórax del adulto, y multiplicada por 100), en una muestra de himenópteros de diversos grupos. Es evidente que a huevos proporcionalmente menores corresponde una fecundidad mayor. Datos de Iwata y otros autores, recogidos por Itô (1980).

alométricamente negativas de la talla corporal. Sea como fuere, en estas circunstancias los incrementos del tamaño de los adultos redundarían en una reducción del número de huevos producidos por unidad de tiempo o bien una disminución de su tamaño tal que permita mantener su número. De ahí que, si mantener la fecundidad es importante, el tamaño del huevo generalmente debería mostrar alometría negativa con respecto a la talla corporal. Las comparaciones entre especies de diferentes artrópodos tienden a confirmar esta idea, ya que dominan las relaciones alométricas con pendientes menores que la unidad (Blueweiss *et al.*, 1978; Berrigan, 1991; García-Barros & Munguira, 1997).

Entre los factores ecológicos potencialmente relevantes para el modelado de la fecundidad cabe destacar el patrón de mortandad, y concretamente la distribución del porcentaje de bajas a lo largo de la estación y del ciclo de desarrollo del animal. Para garantizar que un número crítico de ejemplares alcance la fase reproductora, la elevada mortandad de individuos inmaduros haría perentorio un incremento de la fecundidad, en tanto que una mortandad concentrada en los ejemplares de más edad permitiría reducirla. Podría parecer que una fecundidad notable será siempre ventajosa. Ciertamente, cada puesta de ciertos crustáceos malacostráceos alcanza a contener cientos de miles, y aun decenas de millones de huevos, una vez por temporada. Muchos otros artrópodos no son tan fecundos, y un número de huevos comprendido entre 50 y 500, una vez en la vida, no es raro en muchas especies. ¿Qué hay tras esta disparidad? Un huevo pequeño en un artrópodo grande significa alta fecundidad, pero también un desarrollo prolongado y complejo, lleno de riesgos. Es una estrategia que fuerza a los jóvenes a participar en una lotería de la que pocos obtendrán el premio de alcanzar la edad reproductora. En el otro extremo, poner pocos huevos de grandes proporciones es arriesgado, y seguramente solo permite perpetuarse a las especies que 'apuestan sobre seguro'. El desarrollo postembrionario será corto, los riesgos de mortandad juvenil bajos, o bien los padres prodigarán cuidados especiales a los juveniles. El viviparismo, presente en ciertos artrópodos (Gullan & Cranston, 1994), podría interpretarse como cuidado materno; pero no siem-

pre muestra relación con la fecundidad. En ocasiones se asocia con huevos grandes (por ejemplo en la mosca tsé-tsé, *Glossina*), mientras entre los escorpiones aparece el fenómeno opuesto (los huevos de las especies vivíparas son menores que los de las ovíparas: Anderson, 1973).

FACTORES MACROAMBIENTALES

Temperatura y latitud ¿Son mayores los insectos tropicales? Muchos entomólogos estarían dispuestos a afirmar que los insectos tropicales, quizá en general los artrópodos terrestres de regiones cálidas, son mayores que los de las regiones templadas o frías. También admitirían que no hay demasiados estudios objetivos que apoyen tal tesis. ¿No hay en el trópico insectos tan pequeños como en otras latitudes? Desde luego, sí. Lo que con certeza es mayor en las zonas cálidas es el intervalo de variación y, posiblemente, la media o la mediana de la distribución. La temperatura es una de las variables que muestra relación inversa marcada con la latitud y la altitud. Como la tasa metabólica, y consecuentemente el ritmo de crecimiento, dependen de la temperatura, una relación entre latitud, o altitud, y tamaño no sería inesperada.

Pero, primera sorpresa, en los experimentos de cría de artrópodos bajo temperatura controlada o en la naturaleza en diferentes estaciones, es usual que los individuos de una misma especie alcancen mayor tamaño como adultos cuando la temperatura es más baja, a costa de un tiempo de crecimiento más prolongado (Ray, 1960; Atkinson, 1994; Danks, 1994). Este efecto es análogo a la regla de Bergmann, propuesta para los animales endotermos (aquellos que gastan energía metabólica en mantener la temperatura corporal): dentro de una especie o entre especies taxonómicamente cercanas, talla menor corresponde a temperatura ambiente mayor. La interpretación adaptacionista de esta regla se apoya en que el distinto cociente superficie/volumen para animales de diferente peso corporal permitiría a un animal pequeño una rápida ventilación, evitando el sobrecalentamiento en climas cálidos, y facilitaría el mantenimiento de la temperatura corporal a los animales grandes, en climas fríos. Hay que advertir, en cualquier caso, que no se trata de una ley universal.

A pesar de la tentadora similitud con lo observado en artrópodos, no hay ninguna razón para aplicar a éstos la regla de Bergmann. Los artrópodos son básicamente ectotermos, es decir, en gran medida dependen de fuentes de calor externas. De forma genérica, el efecto de la temperatura en individuos coespecíficos con dotación genética parecida puede interpretarse como plasticidad fenotípica, es decir la capacidad de un mismo genotipo de expresar fenotipos diferentes bajo diferentes condiciones ambientales de desarrollo (Nylin & Gotthard, 1998). Su causa fisiológica pudiera ser una eficiencia menor de la asimilación a temperaturas por encima de un límite característico para cada especie (referencias en Danks, 1994), pero no parece haber una explicación convincente (Atkinson, 1994).

Hinton (1981) sugiere que la relación 'menor temperatura ambiental, mayor talla' no es solo intraespecífica y, en insectos, se cumple entre especies taxonómicamente emparentadas a lo largo de gradientes térmicos ambientales. Si se tratase de un patrón general, los insectos mayores se encontrarían en las zonas subárticas y alpinas, y los menores en los trópicos. No parece ser el caso. Además, las extrapolaciones son especialmente complicadas dado que la relación entre la temperatura durante el crecimiento y el tamaño del adulto parece no ser lineal (Hinton, 1981; David *et al.*, 1997). Aparentemente, el efecto fisiológico de la temperatura en el tamaño del adulto entra en contradicción con el patrón aparente de variación. ¿Surge una relación distinta al comparar entre sí especies diferentes?

La latitud y el tamaño de la especie. Es costoso determinar el intervalo natural de temperaturas de desarrollo para un número grande de especies. Como alternativa se puede comparar el tamaño promedio de las especies con la latitud geográfica en la que habitan, ya que ésta generalmente guarda una relación directa con la temperatura media. Los resultados son interesantes, aunque contradictorios. En ciertas abejas o en las mariposas diurnas, las especies de latitudes bajas tienden a ser más grandes que las de latitudes altas. En ocasiones, la variación latitudinal entre poblaciones es coincidente con las tendencias interespecíficas. Otros taxones muestran la tendencia opuesta o no denotan correlación alguna (Fig. 12.15).

Es evidente que la relación entre temperatura y talla corporal responde a un patrón complejo, en el que intervienen la variación fenotípica individual, la diversidad genética intraespecífica, a escala geográfica, y los patrones de divergencia interespecífica, tal vez heterogéneos. Esta heterogeneidad llama la atención sobre el peso potencial de otros factores relacionados con la latitud o el clima, distintos de la temperatura, en el modelado evolutivo del tamaño.

La estacionalidad. Imagínese una nueva especie de artrópodo continental, surgida de un proceso de especiación ligado a la ocupación de un área más próxima al Ecuador que la especie ancestral. En igualdad de las demás condiciones, los miembros de este taxón deberían alcanzar el mismo tamaño que la especie ancestral en menos tiempo o bien crecer hasta un tamaño mayor en el mismo tiempo. Sin embargo, en la mayor parte de la superficie de la Tierra, el clima no es uniforme a lo largo del año. Incluso si las temperaturas son benignas, parte del año puede ser desfavorable para el crecimiento debido a la sequía, los vientos, el régimen de precipitación u otros fenómenos estacionales no climatológicos, como la concentración temporal de depredadores o parásitos. En un ambiente estacional, prolongar el período de desarrollo es arriesgado ya que aumenta las posibilidades de entrar en 'la estación peligrosa' sin haber alcanzado la capacidad reproductora, y eso supone un riesgo elevado de mortandad, el cual puede soslayarse resistiendo mediante diapausa, pero a costa de un retraso neto de la madurez sexual, y una elongación aún mayor del tiempo de generación. Así, de las dos opciones inicialmente disponibles para la hipotética nueva especie, una u otra será favorecida por la selección dependiendo del patrón estacional, y por las propiedades de las estaciones. La estacionalidad es, en consecuencia, un factor potencial tan relevante como la temperatura en la evolución del tamaño.

Para muchos insectos terrestres, la amplitud de la época favorable aumenta desde los polos al Ecuador, y de igual modo lo hace su número de generaciones anuales (referencias en Wolda, 1988). De ahí, los insectos tienden a aprovechar el aumento de temperatura para acortar el tiempo de generación, con preferencia sobre el incremento

de talla. Se han presentado ciertas evidencias que apoyan la relación entre latitud, tamaño, y voltinismo, en especies que aumentan de tamaño en zonas más cálidas de su rango geográfico (Masaki, 1967, 1978; Mousseau & Roff, 1989; Nylin & Svård, 1991). Donde el voltinismo cambia de n a $n+1$ generaciones por año, el tiempo de generación se acorta. Puede ocurrir que en estas zonas de transición, el aumento de energía real disponible (p. ej., número total de grados/día) sea demasiado variable o insuficiente para garantizar al tiempo la adición de un ciclo generacional y un mantenimiento del tamaño. Cuando el mayor número de generaciones puede reportar alguna ventaja, la opción conveniente supondría sacrificar en cierta medida la talla (como promedio o en alguna de las generaciones). En tal caso, el gráfico de talla media y latitud debería tener forma de filo de sierra

(Fig. 12.15), con un tamaño creciente hacia el Ecuador, pero con una pérdida en las franjas correspondientes a las áreas en las que ocurre el cambio de voltinismo.

Ambientes especiales: El mar y las profundidades. En el mar encontramos gradientes de latitud y altitud (profundidad) que superan a los continentales. ¿Se detectan en el medio marino tendencias relacionadas con la temperatura u otros factores macroclimáticos?

Una primera variable de interés es la profundidad, ya que de grandes profundidades se han obtenido especies de crustáceos gigantes, en relación con sus parientes de aguas someras (como el isópodo *Bathynomus giganteus*, de 42 cm, y varios anfípodos, isópodos, ostrácodos y misidáceos; Fig. 12.16). El gigantismo abisal ha sido relacionado

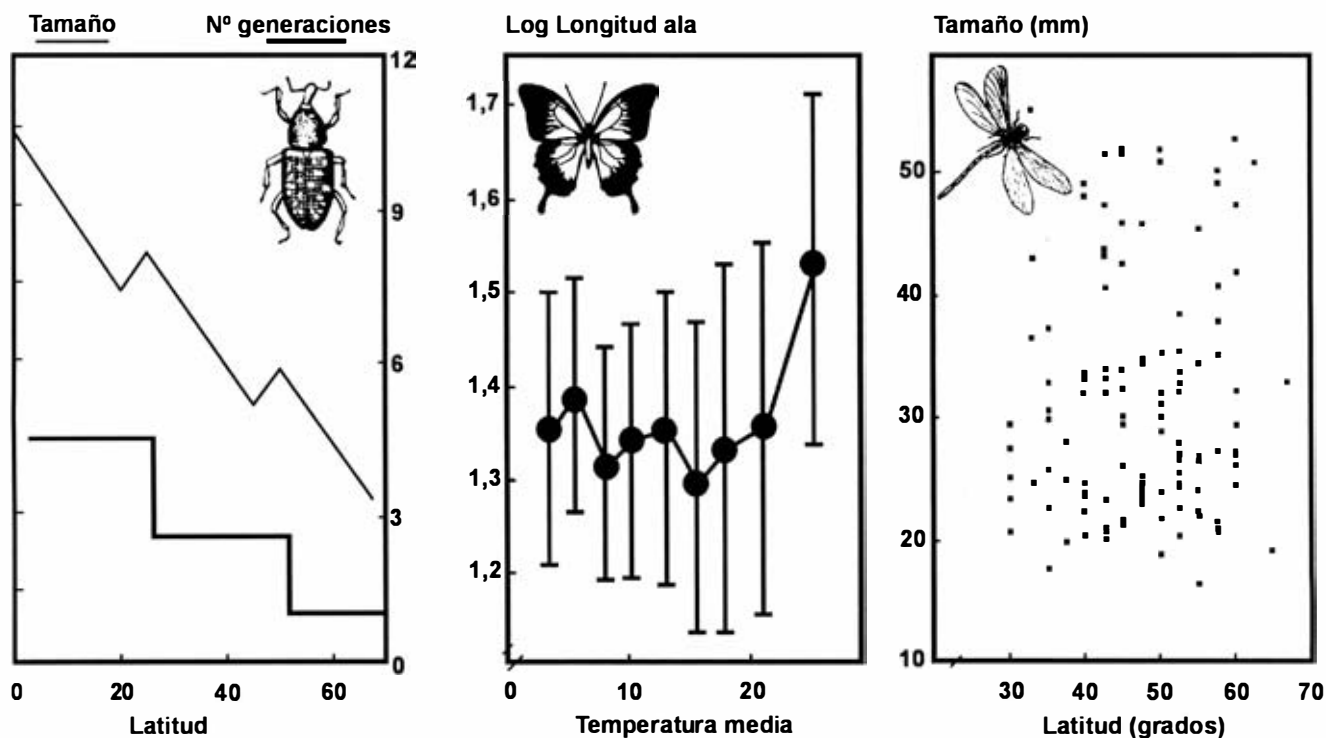


Fig. 12.15. Izquierda, patrón hipotético del cambio de talla, en forma de filo de sierra, que se esperaría encontrar en una especie con voltinismo variable a lo largo de un gradiente latitudinal, si el tiempo disponible para el desarrollo (o la duración de la estación favorable) son relevantes en la evolución del tamaño. En el centro, tallas medias de una muestra de 1000 especies de mariposas (Papilionoidea) del Viejo Mundo (datos inéditos), que sugiere la corroboración de ese patrón a nivel interespecífico. A la derecha, ausencia de relación evidente entre el tamaño corporal de las libélulas (Odonata) del occidente paleártico y la latitud media de su área de reparto geográfico (datos de D' Aguilar *et al.*, 1987).

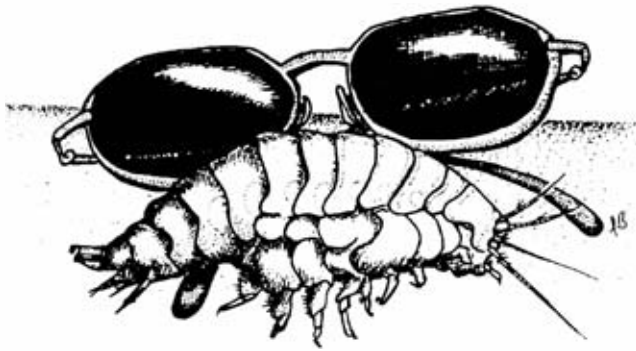


Fig. 12.16. Gigantismo abisal. Algunos crustáceos isópodos como las pulgas de arena, animales relativamente pequeños, aterrizan con frecuencia en nuestra toalla mientras reposamos en la playa. ¿Puede usted imaginarse tomando el sol en compañía de anfípodos como el de la figura *Eurythenes gryllus*? Por suerte para el crustáceo (fundamentalmente), éste habita a una profundidad suficiente como para no caer en nuestra tartera.

con efectos de la alta presión sobre el metabolismo, la tasa de crecimiento reducida, la maduración tardía o la mayor longevidad. Éstas podrían ser favorecidas por la combinación de escasez de alimento y baja temperatura (Gage & Tyler, 1991; Nybakken, 1993; Levinton, 1995). La estabilidad térmica, mayor a grandes profundidades, puede constituir una causa adicional (nótese el paralelismo con la estacionalidad en el medio terrestre). Sin embargo, el denominado gigantismo abisal es un fenómeno puntual, circunscrito a determinadas especies y grupos. Sorprendentemente, la tendencia dominante en gran parte de la fauna abisal de invertebrados es la opuesta, es decir, hacia tamaños corporales pequeños. Los crustáceos demuestran cómo una combinación de circunstancias ambientales promueve soluciones diametralmente opuestas para un carácter concreto, el tamaño, en organismos taxonómicamente cercanos. En este caso, se trata de las estrategias biológicas que enfrentan la escasez relativa, y la concentración, de los recursos alimenticios, junto con condiciones que no permiten un rápido crecimiento. La latitud podría ser responsable de un fenómeno análogo. Se conocen especies árticas o subárticas desproporcionadamente grandes de algunos de los grupos de crustáceos mencionados antes (Fig. 12.17). Considerados los crustáceos en conjunto,

sin embargo, no es fácil detectar un patrón coherente: los mares tropicales albergan grandes decápodos a profundidades no excesivas, y sus parientes de zonas templadas o frías no llaman la atención por sus medidas. Latitud y profundidad combinan sus efectos, probablemente en relación con la temperatura, al determinar el hábitat de ciertos crustáceos. Algunos de éstos se encuentran a gran profundidad en bajas latitudes, y en aguas poco profundas cerca de las regiones árticas. El paso del mar a las aguas continentales parece relacionarse, cuando menos en los isópodos, con un aumento de tamaño (Poulin, 1995). Aparentemente, océanos y continentes propician soluciones biológicas divergentes para el tamaño, en relación con el clima y la latitud. Ciertas características del medio marino (predecibilidad del alimento, características físicas del agua, ausencia del riesgo de desecación) podrían, en parte, explicarlo (Strathmann, 1990).

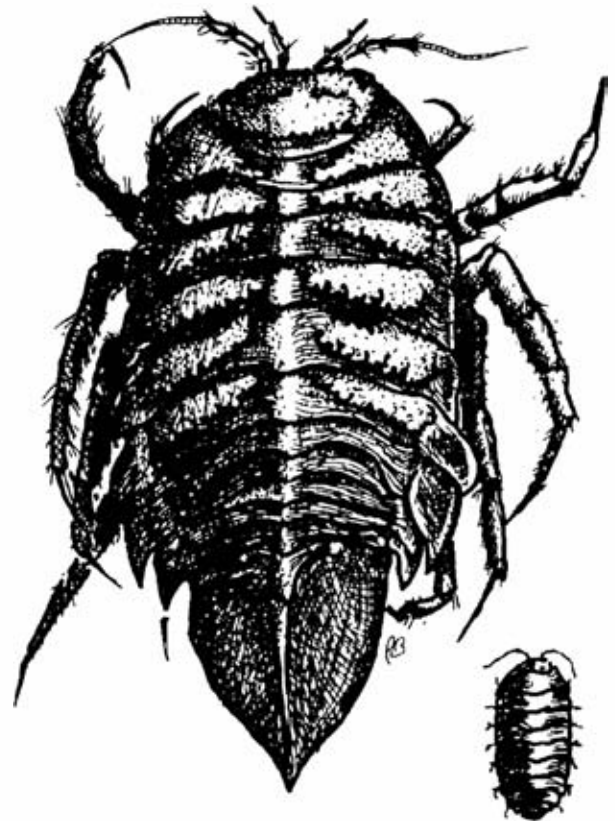


Fig. 12.17. Un gran isópodo bentónico, *Glyptonotus*, procedente de los mares antárticos, representado junto con un isópodo terrestre común, *Armadillidium*, a igual escala.

EN RELACIÓN CON EL SEXO... EL TAMAÑO SÍ IMPORTA...

Tamaño, sexo y violencia. El número de descendientes que sobrevive para madurar sexualmente y dar lugar a la siguiente generación determina el éxito reproductor de un individuo. Esto dependerá, como se ha visto, de la interacción con variables que conforman el entorno físico y ecológico de la especie. Algunas de estas variables, y esto es interesante, son características de la propia especie.

En los artrópodos, como en muchos otros animales, óvulos y espermatozoides difieren enormemente en número y, por qué no enfatizar, en tamaño. De ahí que, generalmente, un macho deje tantos más descendientes cuantas más hembras pueda fecundar, mientras una o unas pocas cópulas permiten a una hembra obtener la fecundación de todos sus huevos. Esta asimetría facilita la selección sexual, es decir, selección sobre caracteres que contribuyen al éxito de un individuo en la producción de descendientes, mediante la ventaja que aquél obtiene sobre otros de su mismo sexo en la obtención de pareja. La selección sexual fácilmente puede incidir en la evolución del tamaño, ya que éste puede otorgar ventajas a unos u otros individuos del mismo sexo.

Lo más frecuente, aunque no universal, es que sean los machos quienes entren en competencia. La rivalidad para conseguir copular con una hembra se manifiesta de distintas maneras, con variada intensidad: escarceos desordenados (como en los merostomas, *Limulus*), defensa de territorios a los que las hembras acuden a buscar pareja, concursos ritualizados o combates declarados. Los últimos llegan a ser cruentos cuando las armas empleadas son eficaces y la posibilidad de retirada es pequeña, caso de algunos agaónidos (avispijillas de los higos) que deben competir en el interior de un fruto. A propósito de estos himenópteros, el balance que en cierta ocasión pudo constatarse abriendo un higo, es ilustrativo: quince hembras y cincuenta y cuatro machos, de los que cuarenta y dos eran cadáveres o heridos, y solo doce permanecían indemnes. Como norma general, la lucha será más enconada si las hembras escasean, son difíciles de encontrar o aceptan una única cópula.

El tamaño mayor fácilmente se corresponde con mayor fuerza, peso o rapidez, proporcionando una

ventaja directa para obtener pareja, sea ello debido a la elección de la hembra o al resultado del forcejeo o de la exhibición ritualizada (himenópteros, dípteros, coleópteros, ortópteros: tabla 9.1 en Thornhill & Alcock, 1983). Adicionalmente, puede predecirse una ventaja indirecta, cuando las estructuras usadas en la pugna muestran alometría positiva con respecto al tamaño corporal, que a un incremento dado de éste hace corresponder otro proporcionalmente mayor del tamaño del arma. Los ejemplos más populares se encuentran entre los coleópteros (Otte & Stayman, 1979; Eberhard, 1980, 1982; Fig. 12.18). La alometría positiva del órgano o señal exhibidos es igualmente ventajosa en los duelos rituales, que llegan a ser especialmente espectaculares en las arañas (Foelix, 1986) o en crustáceos decápodos del litoral (no en vano, la vida sobre un espacio bidimensional acentúa los problemas de reparto de territorio). En el cangrejo *Carcinus maenas*, el tamaño de la quela determina el ganador de las peleas (Sneddon *et al.*, 1997).

Mayor no siempre significa mejor. Neems *et al.* (1998) describieron el caso de determinado mosquito del género *Chironomus* cuyos adultos forman, al atardecer, enjambres para emparejarse. Quizá por su maniobrabilidad mayor, los machos pequeños consiguen copular antes que los grandes. El tamaño medio de los machos, se podría especular, debería disminuir en unas cuantas generaciones, debido a la selección natural. Pero los machos grandes resisten más tiempo volando en el enjambre cada atardecer con lo que, a la larga, compensan la ventaja de los individuos menores y más despabilados. El resultado es que el tamaño medio se mantiene estable, próximo a la media. En otras ocasiones no es la talla, sino la disposición fisiológica mejor (p. ej., temperatura corporal adecuada: Heinrich, 1993; agresividad: Foelix, 1986), que otorga superioridad a un contendiente.

Si ella elige ¿qué prefieren ellos? En los artrópodos territoriales, o en los que los machos compiten de algún modo por los lugares apropiados para encontrar hembras o por las hembras mismas, éstas simplemente se emparejan con el individuo vencedor. Mas, particularmente en especies longevas, la hembra puede tener ocasión de comparar, y decidir, entre varios candidatos. A menudo, aunque no siempre, el macho mayor es el elegido.



Fig. 12.18. Los machos de diversos coleópteros presentan cuernos o mandíbulas hipertrofiadas que usan para desplazar a sus rivales del mismo sexo. En muchos casos el tamaño de estas armas guarda con el tamaño corporal una relación de alometría positiva. La figura representa, a diferentes escalas, las cabezas de los machos de cuatro especies de estos insectos.

Los mecanismos femeninos para seleccionar el progenitor de su descendencia pueden alcanzar extremos extraordinarios de sutileza. En determinados bitácidos (Mecoptera) la hembra puede concluir la cópula antes de que la transferencia del espermátforo sea efectiva, si alguno de los atributos del cónyuge no resultó satisfactorio. En otros mecópteros, la presión indirecta que la hembra ejerce sobre el tamaño masculino es evidente. Para inducir a las hembras a aceptar la cópula, los machos les ofrecen insectos pequeños que han capturado. A mayor presente nupcial, más tiempo invierte la hembra en consumirlo. Durante la cópula, el macho transfiere su esperma progresivamente, de forma que mayor cantidad es transferida cuanto más tiempo transcurre... pero no hay transferencia efectiva durante los primeros minutos (Thornhill, 1983; Thornhill & Alcock, 1983). Si el regalo no es convincente, la hembra puede aprovecharlo y aun interrumpir la cópula a tiempo para reconsiderar las perspectivas de encontrar mejor pareja. Mientras las hembras cazan de manera poco selectiva, los machos prefieren las presas mayores, lo que obviamente debe penalizar las tallas corporales reducidas.

Se conocen otros ejemplos en los que los machos ofrecen presentes nupciales, frecuentemente comestibles. Entran en este apartado secreciones transferidas por el macho en la cópula, que la hembra pueda metabolizar o ingerir. En ortópteros tetigonoideos, parte del espermátforo forma una masa comestible (*spermatophylax*) que queda adherida al abdomen de la hembra de modo que esta lo puede consumir, incrementando su fecundidad (Gwynne, 1984). Producirlo no es una ganga, ya que llega a representar más de un tercio del peso del macho, y su contenido de proteínas representa entre un 70 y un 90 por ciento de su peso seco (Heller *et al.*, 1998). Si su contribución a la causa va a tener relación con el tamaño de su cuerpo, elegir bien el galán es fundamental.

Pero también los machos pueden ser selectivos, sobre todo si pueden copular una única vez o cuando su contribución a la reproducción es energéticamente importante (cooperación en el cuidado de la prole, donación de materiales somáticos). Si lo son, la balanza suele inclinarse hacia el platillo de las hembras mayores (Gwynne, 1981) o más jóvenes, y por tanto hacia la mayor fecundidad

potencial. La disyuntiva será difícil si, como a veces ocurre, el macho carga con su pareja tras la cópula o antes de la misma, acaparándola para evitar la competencia y garantizar su progenitura (*v. gr.* odonatos, diversos anfípodos).

La alternativa: Una cuestión de cuernos. Cabría pensar que, cuando hay sexo de por medio, mayor es casi siempre mejor. Pero numerosos factores pueden compensar un tamaño relativamente escaso. Por citar uno, la protandria o avivamiento temprano de los adultos de sexo masculino, con respecto a los del femenino, en áreas de marcada estacionalidad: los primeros machos dispondrán de cierta ventaja para emparejarse, pero probablemente al precio de un menor tiempo de desarrollo, y menor tamaño.

De que lo relativo al tamaño no es ni blanco ni negro, sino todo lo contrario, da fe la variabilidad de talla que los machos presentan en algunas especies. Asociada a alometría de ciertos órganos, ésta permite mantener una variedad morfológica notable (Fig. 12.7), que seguramente refleja diversidad de estrategias de comportamiento. La variación puede ser continua o presentar dos tamaños modales diferentes. La presencia de dos morfotipos en un mismo sexo puede ser síntoma de la existencia de estrategias de emparejamiento alternativas. Esto es, formas de comportamiento asociadas a morfologías o tallas diferentes, cada una de las cuales funciona adecuadamente en determinadas circunstancias.

Un ejemplo, sugerente porque se presta al equívoco moral y taurino, lo prestan ciertos escarabidos del género *Ontophagus* (Eberhard, 1980; Emlen, 1997). En determinada especie, el tamaño de los machos depende de su alimentación durante la fase larvaria, y es bastante variable. La variación es discontinua: mientras unos machos son pequeños, sin cuernos, otros son grandes y, por encima de una determinada longitud, presentan cuernos bien desarrollados. Los grandes custodian la entrada de los túneles excavados por las hembras y, en caso de enfrentamiento con un macho menor, llevan la mejor papeleta. Así, tienen las mejores opciones para fecundar a las hembras. Pero ciertos machos pequeños evitan la batalla para, en cambio, deslizarse en el interior de los túneles excavando un atajo. Acceden así a la hembra que

se encuentra en el interior, ganando por la mano al macho grande (y cornudo). Cada alternativa tiene sus ventajas y, probablemente, conviven en equilibrio sin que ninguna de ambas desaparezca, contribuyendo a mantener el polimorfismo de tamaño y armamento. Hay otros ejemplos interesantes, y cabe destacar el trabajo de Thornhill (1981) sobre mecópteros panórpidos.

¿Crecer o no crecer?: Un dilema relativo al sexo, o sobre el dimorfismo sexual del tamaño en los artrópodos. Si la disparidad del número y tamaño de los gametos masculinos y femeninos está en la raíz de un posible conflicto de intereses, la importancia del tamaño de los machos queda en entredicho. En teoría, la talla óptima de un artrópodo adulto variará de acuerdo con la cantidad de gametos y el esfuerzo energético que le cuesta producirlos y dispersarlos. Aunque gobernada por la alometría negativa, la fecundidad femenina tiende a aumentar con el tamaño (¿una consecuencia de la alometría del abdomen?: Wickman & Karlsson, 1989). Con un elevado número de espermatozoides, bastaría cualquier tamaño corporal que permitiese al macho aproximarse a los óvulos. El conflicto creado por las soluciones diferentes que esta ecuación tiene para cada sexo ha desembocado de manera repetida en la desigualdad de tamaño entre machos y hembras, el dimorfismo sexual en tamaño.

Los artrópodos, y particularmente los crustáceos, ofrecen algunos de los casos más espectaculares de dimorfismo sexual en tamaño. Un anómalo del género *Eremita*, cuyo macho de 2.5 mm es prácticamente un pasajero de la hembra, 15 veces mayor (Efford, citado por Gould, 1977), es un ejemplo moderado si se compara con diversos cirrípedos parásitos. Entre éstos, los machos de rizocefalos (*Sacculina*, *Lernaeodiscus* o *Peltoaster*) no llegan a pasar de meras formas planctónicas en comparación con el cuerpo de la hembra, endoparásita de otros crustáceos (Brusca & Brusca, 1990). Un tamaño masculino reducido podría ser ventajoso, si la cuestión se limitase a producir espermatozoides. Pero la talla es un carácter complejo desde el punto de vista genético, y seguramente no es fácil que las medidas de uno de los sexos evolucionen sin manifestar un efecto correlativo en el otro. Por tanto, el dimorfismo queda sujeto a

la presencia de mecanismos de desarrollo diferencial ligados al sexo. También hemos visto cómo el tamaño proporciona al macho una ventaja competitiva frente a sus congéneres, que hace improbable la reducción de las dimensiones sin contrapartida suficiente. ¿Qué circunstancias favorecen, entonces, un dimorfismo de talla acusado? De acuerdo con Ghiselin (1974), tres condiciones lo harían: a) la densidad de población baja (y de ahí improbable competencia directa entre machos), b) la correlación inversa entre capacidad de dispersión y tamaño, y c) la correlación positiva entre talla femenina y fecundidad, que presionaría para aumentar o mantener el tamaño de las hembras. Las tres circunstancias se aplican bien a artrópodos de escasa o nula movilidad como los cirrípedos, e incluso mejor en el medio acuático, que favorece la dispersión de organismos de dimensiones reducidas.

Sin llegar al extremo de los parientes parásitos del percebe, el dimorfismo no es raro entre otros artrópodos (Figs. 12.11, 19-20). Paradójicamente, la competencia entre machos podría guardar relación con el dimorfismo de talla favorable a las hembras, por ejemplo por medio de la protandria, por los motivos ya mencionados. Los patrones interespecíficos de dimorfismo sexual pueden estudiarse como relaciones alométricas, o más propiamente alometrías relativas, ya que el tamaño de uno de los sexos, el femenino, se toma arbitrariamente como referencia (Fairbairn, 1997; Fig. 12.11).

LA ESTRATEGIA ADECUADA

En varios de los apartados anteriores se ha destacado la dificultad que un carácter como el tamaño se modifique sin contrapartidas en otras características, en el curso de la evolución. A las distintas posibilidades ofrecidas por el medio, los animales seguramente responden mediante variaciones coordinadas de los caracteres biológicos clave. La asociación de determinados valores de estas características ha llevado a los ecólogos a postular la existencia de *estrategias biológicas* (Barbault, 1988; Roff, 1992; Stearns, 1992). Una estrategia biológica es una combinación de características que resulta ventajosa para el éxito

de un individuo en la propagación de descendientes viables, en un ambiente determinado. El efecto óptimo de una estrategia puede traducirse como una determinada tendencia demográfica: incremento rápido del tamaño de la población, elevada persistencia de los individuos en un medio adverso, dispersión eficaz ante condiciones cambiantes, etc.

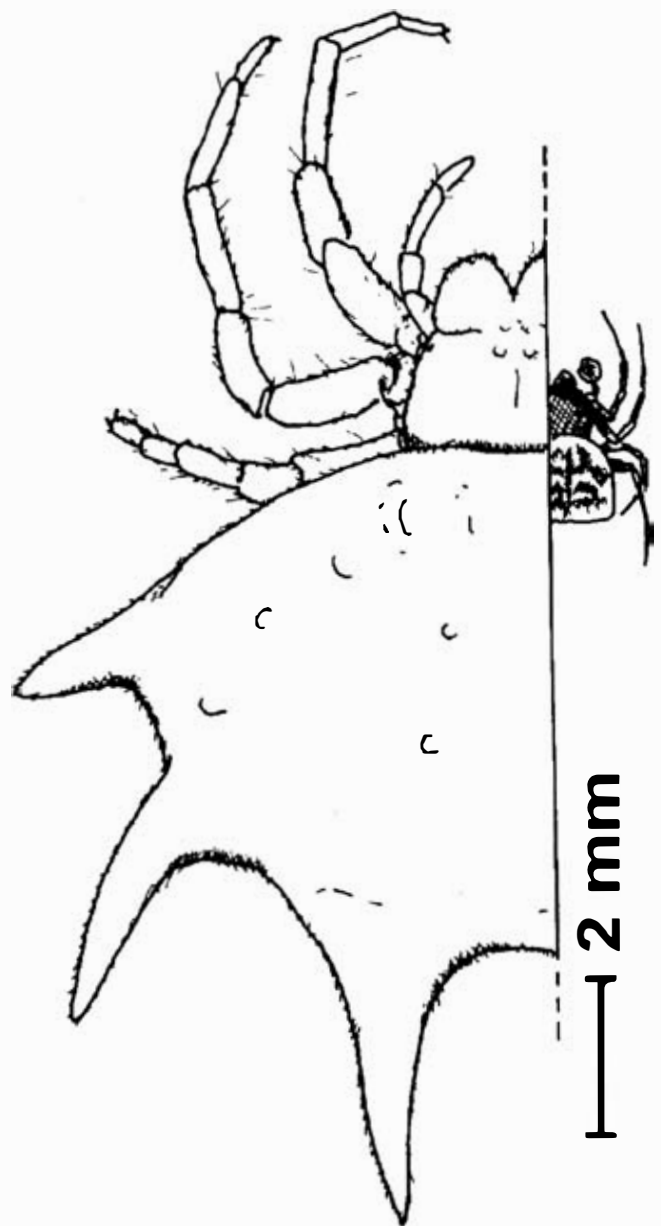


Fig. 12.19. Dimorfismo sexual en el tamaño, a favor de la hembra, en un araneido africano (basado en Millot, 1968).

Los modelos más populares postulan una gama de posibilidades potenciales entre dos valores extremos del efecto (muchos lectores estarán familiarizados con la idea de las estrategias r/K , el 'continuo rápido-lento'), que constituirían las estrategias primarias, pero éstas pueden ser más (el triángulo 'colonizador-tolerante al estrés-competidor' de Grime, 1977). Nada de esto implica, como a veces se ha pensado, tendencias determinadas de la evolución del tamaño o de cualquier carácter concreto, asociadas invariablemente a cada tipo de estrategia. Igual resultado puede derivar de la alteración de otros caracteres biológicos, y así es posible encontrar especies de artrópodos grandes y de crecimiento rápido, o pequeñas y de crecimiento lento, etc. Aunque una única característica pueda ser objeto de la selección, la determinante del proceso evolutivo, la idea de que la evolución puede operar sobre conjuntos coordinados de caracteres permite entrever explicaciones para, por ejemplo, la respuesta de distintos artrópodos a las altas profundidades marinas o a la vida caverní-

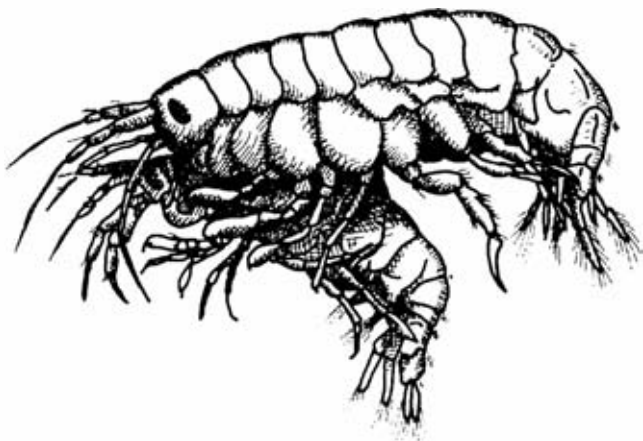


Fig. 12.20. El dimorfismo de tamaño corporal no siempre se inclina a favor del sexo femenino. La selección puede favorecer el tamaño grande en los machos o la elección de hembras no excesivamente grandes por parte de aquellos, cuando la hembra es acaparada y transportada por el macho durante y tras la cópula como mecanismo para evitar la competencia de otros machos. La figura ilustra este caso con una pareja de crustáceos anfípodos gamaroideos, de los que el macho está en la parte superior (basado en Cloudsley-Thompson, 1988, quien lo toma de otras fuentes).

cola, medios de temperatura estable pero baja, con escaso aporte de nutrientes. O de la generalizada tendencia de los artrópodos marinos a producir huevos de volumen reducido.

CONCLUSIONES

La biología del tamaño es un tema casi inagotable, y el material disponible sobre los artrópodos es abundante y variado, pero difícil de condensar. Muchos temas, amén de los tratados, merecerían un comentario: ¿Cómo se mide el tamaño en las sociedades de insectos? ¿Funcionan éstas como superorganismos desde el punto de vista de la relación superficie/volumen? ¿Fueron los insectos mayores los primeros en ser descritos? Hasta la línea anterior a este párrafo de conclusiones, el número de signos de interrogación abiertos era próximo a la treintena. El número de respuestas a esas preguntas, tales que merezcan expresión de generalidad, es prácticamente nulo (atribuyo al número de interrogantes en el texto una relación estrecha con la cantidad de misterios no resueltos, pero reconozco que los límites de mi capacidad de expresión por escrito pueden haber influido).

Sabemos que, para poder detectar el efecto generalizado de una variable en un colectivo de especies, la convergencia debe haber sido frecuente: la homoplasia, indeseable en la reconstrucción filogenética, es interesante en ecología evolutiva. También sabemos que un factor concreto puede haber obrado de manera heterogénea en diferentes artrópodos y, por lo tanto, nuestras esperanzas de descubrir generalidades con respecto a un carácter concreto, decrecen. Por su número, su variedad de tamaño y de formas de vida, los artrópodos constituyen un campo de experimentación inigualable en biología evolutiva, y es probable que los próximos años sean testigos de un interés renovado en la biología del tamaño de estos invertebrados.

Gran cantidad de trabajo en el campo de la biología comparada está aún por hacer. La bibliografía disponible contiene gran número de datos útiles, que esperan ser recogidos y condensados. La proporción de especies sobre las que se ha publicado información detallada sigue siendo reducida. El tamaño típico de las especies, incluso a nivel regional, los patrones y causas de su variación,

los tiempos de desarrollo larvario en condiciones naturales o seminaturales, el tamaño y número de sus huevos, todavía son datos relativamente escasos para muchos grupos de artrópodos. Detalles relativos al comportamiento de artrópodos son, en ocasiones, más fáciles de obtener que lo que pudiera pensarse; sin dificultad, observaciones sobre el comportamiento y la reproducción de especies de las que apenas se conoce el nombre, podrían contribuir a matizar teorías sobre la evolución del tamaño. Todo ello conforma un campo de investigación fascinante, de ningún modo reservado al entomólogo profesional y que, por desgracia, hasta ahora ha sido poco favorecido en la bibliografía entomológica ibérica.

REFERENCIAS

- ALCOCK, J. 1988. *Animal behavior*, 4ª ed. Sinauer, Sunderland, MA, 596 p.
- ALEXANDER, R. M. 1983. *Animal mechanics*. 2ª ed. Blackwell Scientific Publications, Oxford, 301 p.
- . 1990. *Animals*. Cambridge University Press, Cambridge, 509 p.
- ANDERSON, D. T. 1973. *Embryology and phylogeny in annelids and arthropods*. Pergamon Press, Oxford, 495 p.
- ATKINSON, D. 1994. Temperature and organism size - A biological law for ectotherms? *Adv. Ecol. Res.*, 25: 1-58.
- BARBAULT, R. 1988. Body size, ecological constraints, and the evolution of life-history strategies. *Evol. Biol.*, 22: 261-286.
- BARLOW, N. D. 1994. Size distribution of butterfly species and the effect of latitude on species sizes. *Oikos*, 71: 326-332.
- BARNES, R. S. K., P. CALOW & P. J. W. OLIVE. 1988. *The invertebrates: A new synthesis*. Blackwell Scientific Publications, Oxford, 582 p.
- BLACKBURN, T. M. & K. J. GASTON. 1998. Some methodological issues in macroecology. *Am. Nat.*, 151: 68-83.
- BLUEWEISS, L., H. FOX, V. KUDZUMA, D. NAKASHIMA, R. PETERS & S. SAMS. 1978. Relationships between body size and some life history parameters. *Oecologia*, 37: 257-272.
- BRODSKY, A. K. 1994. *The evolution of insect flight*. Oxford Science Publications, Oxford, 229 p.
- BRODY, M. S. & L. R. LAWLER. 1984. Adaptive variation in offspring size in the terrestrial isopod *Armadillidium vulgare*. *Oecologia*, 61: 55-59.
- BROOKS, D. R. & D. A. McLENNAN. 1991. *Phylogeny ecology and behavior. A research program in comparative biology*. The University of Chicago Press, Chicago, IL, 434 p.
- BROWN, J. H. & B. A. MAURER. 1986. Body size, ecological dominance and Cope's Rule. *Nature*, 324: 248-250.
- BRUSCA, R. C. & G. J. BRUSCA. 1990. *Invertebrates*. Sinauer, Sunderland, MA, 922 p.
- BYRNE, D. N. 1988. Relationships between wing loading, wing beat frequency and body mass in homopterous insects. *J. Exp. Biol.*, 138: 271-288.
- CASEY, T. M. & T. A. JOOS. 1983. Morphometrics, conductance, thoracic temperature, and flight energetics of noctuid and geometrid moths. *Physiol. Zool.*, 56: 160-173.
- CLOUDSLEY-THOMPSON, J. L. 1988. *Evolution and adaptation of terrestrial arthropods*. Springer-Verlag, Berlín, 141 p.
- CROWSON, R. A. 1981. *The biology of the Coleoptera*. Academic Press, Londres, 802 p.
- D'AGUILAR, J., J. L. DOMMANGET & R. PRÉCHAC. 1987. *Guía de las libélulas de Europa y África del Norte*. Omega, Barcelona, 352 p.
- DANFORTH, B. N. 1989. The evolution of hymenopteran wings: the importance of size. *J. Zool.*, 218: 247-276.
- DANKS, H. V. 1994. Diversity and integration of life-cycle controls in insects, pp. 5-40. En: Danks, H. V. (ed.) *Insect life-cycle polymorphism. Theory, evolution and ecological consequences for seasonality and diapause control*. Kluwer Academic Publishers, Dordrecht.
- DAVID, J. R., P. GIBERT, E. GRAVOT, G. PETAVY, J. P. MORIN, D. KARAN & B. MORETEAU. 1997. Phenotypic plasticity and developmental temperature in *Drosophila*: Analysis and significance of reaction norms of morphometrical traits. *J. Therm. Biol.*, 22: 441-445.
- DIAL, K. P., J. M. MARZLUFF. 1988. Are the smallest organisms the most diverse? *Ecology*, 69: 1620-1624.
- DINIZ, J. A. F. & H. G. FOWLER. 1998. Honey ants (genus *Myrmecocystus*) macroecology: Effect of spatial patterns on the relationship between worker body size and geographic range size. *Environm. Ent.*, 27: 1094-1101.
- EBERHARD, W. G. 1980. Escarabajos cornudos. *Investigación y Ciencia*, 44: 102-110.
- . 1982. Beetle horn dimorphism: Making the best of a bad lot. *Am. Nat.*, 119: 123-132.
- EMLÉN, D. J. 1997. Alternative reproductive tactics and male-dimorphism in the horned beetle *Ontophagus acuminatus* (Coleoptera: Scarabaeidae). *Behav. Ecol. Sociobiol.*, 41: 335-341.
- ENCINAS GRANDES, A. 1982. *Taxonomía y biología de los mosquitos del área salmantina (Diptera, Culicidae)*. CSIC, Centro de Edafología y Biología Aplicada, Salamanca, 437 p.
- FAIRBAIRN, D. J. 1997. Allometry for sexual size dimorphism: Pattern and process in the coevolution of body size in males and females. *Annu. Rev. Ecol. Syst.*, 28: 659-687.
- FOELIX, R. F. 1986. *Biology of spiders*. 2ª ed. Harvard University Press, Cambridge, MA, 306 p.
- FOWLER, C. W. & J. A. MACMAHON. 1982. Selective extinction and speciation: their influence on the structure and functioning of communities and ecosystems. *Am. Nat.*, 119: 480-498.
- GAGE, J. D. & P. A. TYLER. 1991. *Deep-sea biology: A natural history of organisms at the deep-sea floor*. Cambridge University Press, Cambridge, 504 p.
- GARCÍA-BARROS, E. & M. L. MUNGUIRA. 1997. Uncertain branch lengths, taxonomic sampling error, and the egg to body size allometry in temperate butterflies (Lepidoptera). *Biol. J. Linn. Soc.*, 61: 201-221.
- GHISELIN, M. 1974. *The economy of nature and the evolution of sex*. University of California Press, Berkeley, CA, 197 p.
- GOULD, S. J. 1977. *Ontogeny and phylogeny*. Belknap Press, Cambridge, 501 p.

- GRIFFITHS, D. 1998. Sampling effort, regression method, and the shape and slope of size-abundance relationships. *J. Anim. Ecol.*, 67: 795-804.
- GRIME, J. P. 1977. Evidence for the existence of three primary strategies in plants and its relevance to ecological and evolutionary theory. *Am. Nat.*, 111: 1169-1194.
- GULLAN, P. J. & P. S. CRANSTON. 1994. *The insects. An outline of entomology*. Chapman & Hall, Londres, 491 p.
- GWYNNE, D. T. 1981. Sexual difference theory: Mormon crickets show role reversal in mate choice. *Science*, 213: 779-780.
- . 1984. Courtship feeding increases female reproductive success in bush crickets. *Nature*, 307: 361-363.
- HARPER, J. L. & D. L. HAWKSWORTH. 1995. Preface, pp. 5-12. En: Hawksworth, D. L. (ed.). *Biodiversity. Measurement and estimation*. Chapman & Hall, Londres.
- HARVEY, P. H. & M. D. PAGEL. 1991. *The comparative method in evolutionary biology*. Oxford University Press, Oxford, 239 p.
- & A. H. PURVIS. 1991. Comparative methods for explaining adaptations. *Nature*, 351: 619-624.
- HEINRICH, B. 1993. *The hot-blooded insects. Strategies and mechanisms of thermoregulation*. Springer-Verlag, Berlín, 601 p.
- HELLER, K. G., S. FALTIN, P. FLEISCHMANN, & O. VON-HELVERSEN. 1998. The chemical composition of the spermatophore in some species of phaneropterid bushcrickets (Orthoptera: Tettigonoidea). *J. Insect. Physiol.*, 44: 1001-1008.
- HIGGINS, L. G. & N. D. RILEY. 1980. *Guía de campo de las mariposas de España y de Europa*. Omega, Barcelona, 392 p.
- HINTON, H. E. 1981. *Biology of insect eggs*. Vols. 1-3. Pergamon Press, Oxford, 1125 p.
- ITÔ, Y. 1980. *Comparative ecology*. 2ª ed. Cambridge University Press, Cambridge, 436 p.
- JOLY, P. 1977. Le développement postembryonnaire des insectes, pp. 409-657. En: Grassé P. P. (ed.). *Traité de zoologie*. Vol. 8 (A). Masson, Paris.
- JONES, D. 1985. *Guía de campo de los arácnidos de España y de Europa*. Omega, Barcelona, 368 p.
- KLINGENBERG, C. P. 1998. Heterochrony and allometry. The analysis of evolutionary change in ontogeny. *Biol. Rev.*, 73: 79-123.
- KREBS, J. R. & N. B. DAVIES. 1987. *An introduction to behavioral ecology*. Blackwell Scientific Publications, Oxford, 389 p.
- KUKALOVÁ-PECK, J. 1978. Origin and evolution of insect wings, and their relation to metamorphosis, as documented by the fossil record. *J. Morphol.*, 156: 53-125.
- LA BARBERA, M. 1989. Analyzing body size as a factor in ecology and evolution. *Annu. Rev. Ecol. Syst.*, 20: 97-117.
- LEVINTON, J. S. 1995. *Marine biology, function, biodiversity, ecology*. Oxford University Press, Oxford, 420 p.
- MACMAHON, T. A. & J. T. BONNER. 1986. *Tamaño y vida*. Prensa Científica, Barcelona, 255 p.
- MARTINS, E. P. & T. J. GARLAND. 1991. Phylogenetic analyses of the correlated evolution of continuous characters: a simulation study. *Evolution*, 45: 534-557.
- MASAKI, S. 1967. Geographic variation and climatic adaptation in a field cricket (Orthoptera: Gryllidae). *Evolution*, 21: 725-741.
- . 1978. Seasonal and latitudinal adaptations in the tire cycles of crickets, pp. 72-100. En: Dingle, H. (ed.). *Evolution of insect migration and diapause*. Springer-Verlag, Berlín.
- MAY, R. M. 1988. How many species are there on Earth? *Science*, 241: 1441-1449.
- . 1992. Número de especies que habitan la Tierra. *Investigación y Ciencia*, 195: 6-12.
- MAYNARD SMITH, J. 1991. The evolution of reproductive strategies: a commentary, pp. 103-104. En: P. H. Harvey, L. Partridge & T. R. E. Southwood (eds.) *The evolution of reproductive strategies*. The Royal Society, Londres.
- MCGOWAN, C. 1994. *Diatoms to dinosaurs. The size and scale of living things*. Island Press, Washington, DC, 288 p.
- McKINNEY, M. L. & I. L. GITTLEMAN. 1995. Ontogeny and phylogeny: Tinkering with covariation in life history, morphology and behavior, pp. 21-47. En: McNamara, K. J. (ed.). *Evolutionary change and heterochrony*. John Wiley & Sons, Chichester.
- & K. J. McNAMARA. 1991. *Heterochrony. The evolution of ontogeny*. Plenum Press, Nueva York, 437 p.
- McNAMARA, K. J. 1995. Sexual dimorphism: The rate of heterochrony, pp. 65-89. En: McNAMARA K. J. (ed.). *Evolutionary change and heterochrony*. John Wiley & Sons, Chichester.
- MILLOT, J. 1968. Ordre des Uropyges. Ordre des Amblypyges. Ordre des Aranéides (Araneae), pp. 532-743. En: Grassé, P. P. (ed.). *Traité de zoologie*. Vol. 6. Masson, Paris.
- MORSE, D. R., J. H. LAWTON, M. M. DODSON & M. H. WILLIAMSON. 1985. Fractal dimension of vegetation and the distribution of arthropod body lengths. *Nature*, 314: 731-733.
- , N. E. STORK & J. H. LAWTON. 1988. Species number, species abundance and body length relationships of arboreal beetles in Bornean lowland rainforest trees. *Ecol. Ent.*, 13: 25-37.
- MOUSSEAU, T. A. & T. A. ROFF. 1989. Adaptation to seasonality in a cricket: Patterns of phenotypic and genotypic variation in body size and diapause expression along a cline in season length. *Evolution*, 43: 1483-1496.
- NAKASUJI, F. & M. KIMURA. 1984. Seasonal polymorphism of egg size in a migrant skipper, *Parnara guttata guttata* (Lepidoptera: Hesperidae). *Kontyu*, 52: 253-259.
- NEEMS, R. M., J. LAZARUS & A. J. McLACHLAN. 1998. Lifetime reproductive success in a swarming midge: trade-offs and stabilizing selection for male body size. *Behav. Ecol.*, 9: 279-286.
- NYBAKKEN, J. W. 1993. *Marine biology. An ecological approach*. Harper Collins, Nueva York, 462 p.
- NYLIN, S. & K. GOTTHARD. 1998. Plasticity in life history traits. *Annu. Rev. Ent.*, 43: 63-83.
- & L. SVÄRD. 1991. Latitudinal patterns in size of European butterflies. *Holarct. Ecol.*, 14: 192-202.
- OTTE, D. & K. STAYMAN. 1979. Beetle horns: some patterns in functional morphology, pp. 259-292. En: Blum, M. S. & N. A. Blum (eds.). *Sexual selection and reproductive competition in insects*. Academic Press, Nueva York.
- PAULIAN, R. 1993. *Les Coléoptères a la conquête de la Terre*. Bou-bée, Paris, 241 p.
- PETERS, R. H. 1983. *The ecological implications of body size*. Cambridge University Press, Cambridge, 324 p.

- POULIN, R. 1995. Evolutionary influences on body size in free-living and parasitic isopods. *Biol. J. Linn. Soc.*, 54: 231-244.
- RAFF, A. R. 1996. *The shape of life. Genes, development, and the evolution of animal form.* The University of Chicago Press, Chicago, IL, 520 p.
- RAY, C. 1960. The application of Bergmann's and Allen's rules to the poikilotherms. *J. Morphol.*, 106: 85-108.
- RAYNER, J. M. V. 1985. Linear relations in biomechanics: The statistics of scaling functions. *J. Zool.*, 206: 415-439.
- REISS, M. J. 1989. *The allometry of growth and reproduction.* Cambridge University Press, Cambridge, 182 p.
- RIDLEY, M. 1993. *Evolution.* Blackwell Science, Cambridge, 670 p.
- ROFF, D. A. 1992. *The evolution of life histories: Theory and analysis.* Chapman & Hall, Nueva York, 535 p.
- SCHMIDT-NIELSEN, K. 1984. *Scaling. Why is animal size so important?* Cambridge University Press, Cambridge, 241 p.
- SÉGUY, E. 1979. Ordre des Dipteres (Diptera Linné, 1758), pp. 449-744. En: Grassé, P. P. (ed.). *Traité de zoologie*, Vol. 10(1). Masson, Paris.
- SNEDDON, L. U., F. A. HUNTINGFORD & A. C. TAYLOR 1997. Weapon size as a predictor of winning in fights between shore crabs, *Carcinus maenas* (L.). *Behav. Ecol. Sociobiol.*, 41: 237-242.
- STARCK, J. M. 1998. Non-independence of data in biological comparisons. A critical appraisal of current concepts, assumptions, and solutions. *Theory Biosci.*, 117: 109-138.
- STEARNS, S. C. 1992. *The evolution of life histories.* Oxford University Press, Oxford, 249 p.
- STRATHMANN, R. R. 1990. Why life histories evolve differently in the sea. *Amer. Zool.*, 30: 197-208.
- TERMIER, M. 1973. Le vol des insectes, pp. 703-766. En: Grassé, P. P. (ed.). *Traité de zoologie*, Vol. 8 (1). Masson, Paris.
- THORNHILL, R. 1981. *Panorpa* (Mecoptera, Panorpidae) scorpionflies: Systems for understanding resource-defense polygyny and alternative male reproductive efforts. *Annu. Rev. Ecol. Syst.*, 12: 355-386.
- , 1983. Cryptic female choice and its implications in the scorpionfly *Harpobittacus nigriceps*. *Am. Nat.*, 122: 765-788.
- & J. ALCOCK. 1983. *The evolution of insect mating systems.* Harvard University Press, Cambridge, MA, 547 p.
- TRIVERS, R. 1985. *Social evolution.* Benjamin Cummings, Menlo Park, 462 p.
- VERMEIJ, G. J. 1987. *Evolution and escalation. An ecological history of life.* Princeton University Press, Princeton, NJ, 527 p.
- VOLLRATH, F. & G. A. PARKER. 1992. Sexual dimorphism and distorted sex ratios in spiders. *Nature*, 360: 156-159.
- WICKMAN, P. O. & B. KARLSSON. 1989. Abdomen size, body size, and the reproductive effort of insects. *Oikos*, 56: 209-214.
- WIKLUND, C. & A. PERSSON. 1983. Fecundity, and the relation of egg weight and offspring fitness in the speckled wood butterfly, *Pararge aegeria*, or why don't butterfly females lay more eggs. *Oikos*, 40: 53-63.
- WOLDA, H. 1988. Insect seasonality: Why? *Annu. Rev. Ecol. Syst.*, 19: 1-18.
- ZARIQUIEY ÁLVAREZ, R. 1968. *Crustáceos decápodos ibéricos.* Investigación Pesquera, Tomo 32. CSIC, Barcelona, 510 p.

LOS ARTRÓPODOS DE LAS CAVERNAS DE MÉXICO

Anita Hoffmann¹, M. Guadalupe López-Campos¹ & Ignacio M. Vázquez-Rojas¹

ABSTRACT. Mexico is one of the most interesting places in the world for biospeleological studies. More than 7000 caves of different sizes, forms, and composition are available for cavernicolous life research. Several Mexican and European specialists have collected and described many new genera and species of troglobite, troglophile, and troglaxene animals. The credit for the main progress in the study of this remarkable Mexican fauna should be given to the members of the Association for Mexican Cave Studies in Austin, Texas, as Robert W. Mitchell and James R. Reddell, who made a tremendous work, as well as several other specialists from the U.S.A. Now we know, more or less, the fauna which inhabits 584 of the thousands of caves in the country. A relation of the assemblage of terrestrial and aquatic arthropods for each one of the caves is given herein. There are representatives of the eight different classes of the phylum Arthropoda, with a total of 448 families, 1964 genera, and 1935 species; 127 of them are considered troglobites. The first place is for the insects with 816 species, the second for the arachnids with 478 species, and the third for the mites with 273 species. There may be many more species for the last group, but until now, it has been poorly studied. There are still many caves still waiting to be explored in Mexico.

INTRODUCCIÓN

El inicio de la historia de la bioespeleología en México se remonta al 14 de enero de 1866, cuando el naturalista austriaco Dominik Bilimek, que vino a este país con el grupo acompañante de Maximiliano de Habsburgo,

visitó las Grutas de Cacahuamilpa en el estado de Guerrero. En estas cuevas, probablemente las más famosas de México por el número de visitantes que han venido a admirar la belleza de sus cámaras interiores, Bilimek recolectó y estudió por primera vez buen número de artrópodos cavernícolas, describiendo varias especies nuevas reconocidas hasta la actualidad, como el díptero milíquido *Pholeomyia leucozona*, el amblipígido *Paraphrynus mexicanus*, las arañas *Drassodes pallidipalpis* y *Psilochorus cordatus*, el isópodo *Venezillo cacahuamilpensis*, el tisanuro *Anelipistina anophthalma*, el ortóptero rafidofórido *Anargyrtes annulata*, los coleópteros *Tachys unistriatus* y *Ptomaphagus spelaeus*, y el lepidóptero tineido *Monopis impressipenella*. El resultado de sus observaciones fue publicado al año siguiente (1867), en su trabajo 'Faune der Grotte Cacahuamilpa in Mexiko'. Antes de terminar el siglo (1892) otro naturalista, en este caso mexicano, Alfonso L. Herrera, también exploró esta cueva, encontrando las mismas especies que ya habían sido descritas por Bilimek y agregando dos especies nuevas más, el quilópodo *Scutigera cacahuamilpensis* y una especie de molusco.

Pasa el tiempo y no es sino hasta 1932 que una expedición de estadounidenses, entre quienes se cuentan Edwin P. Creaser, F.G. Hall y A.S. Pearse, exploraron numerosos cenotes y cuevas del estado de Yucatán. Sus estudios se prolongaron durante el resto de la década, recolectando e identificando alrededor de 300 especies animales, muchas de las cuales las describieron como nuevas; a la determinación taxonómica contribuyeron varios otros especialistas como Chamberlin, Mills, Hubbell, Hubbs y otros. Por su parte y en la misma década, Salvador Coronado entusiasmó a otro grupo de científicos estadounidenses a estudiar los peces ciegos de cuevas en el estado de San Luis Potosí.

¹ Laboratorio de Acarología, Departamento de Biología Comparada, Facultad de Ciencias, UNAM, 04510 México, D. F., México.

Entre los refugiados españoles que llegaron a México en 1938, se encontraban biólogos eminentes, como Cándido Bolívar, Federico Bonet, Bibiano Osorio Tafall y Dionisio Peláez, que entraron a trabajar a la Escuela Nacional de Ciencias Biológicas del Instituto Politécnico Nacional, mientras que Enrique Rioja fue contratado por el Instituto de Biología de la Universidad Nacional Autónoma de México. Todos ellos, pero sobre todo los dos primeros, contribuyeron muchísimo al desarrollo de la bioespeleología en México durante las tres siguientes décadas, investigando los animales cavernícolas, principalmente de los estados de San Luis Potosí, Tamaulipas, Nuevo León, Coahuila, Guerrero, Veracruz, Chiapas y Yucatán. Con ellos colaboraron diversos jóvenes biólogos, como Luz Coronado en los ricinúlidos, J. Hendricks en los coleópteros carábidos y Clemencia Téllez en los colémbolos. Aparte de E. Rioja y B. Osorio Tafall, muchos de los crustáceos fueron determinados y descritos por Alejandro Villalobos. Los ácaros y los dípteros estréblidos estuvieron a cargo de Anita Hoffmann y las larvas de insectos holometábolos, de Isabel Bassols. Los trabajos de todos estos investigadores dieron a conocer numerosas especies nuevas de artrópodos, sobre todo de arácnidos ricinúlidos, garrapatas y ácaros trombicúlidos y espinturnícidos; de crustáceos ostrácodos, decápodos, misidáceos e isópodos; y de hexápodos colémbolos y coleópteros carábidos.

Entre los años de 1940 a 1960 varios investigadores estadounidenses, como H. H. Hobbs, Jr., A. F. Carr, Jr., I. T. Sanderson, Harry Hoogstraal, W.J. Gersch, Vincent Roth y otros más hicieron visitas esporádicas a las cuevas de México, contribuyendo con varias aportaciones al conocimiento de la fauna cavernícola de artrópodos. Otros más vinieron a estudiar los peces ciegos y otros grupos animales.

A partir de 1962, se organizaron diversos espeleólogos de Austin, Texas, para explorar las cavernas de México; más tarde esto dio origen a la 'Association for Mexican Cave Studies'. A lo largo de casi veinte años, numerosos científicos tomaron parte en el estudio de más de 500 cuevas (Apéndice 13.1), donde se recogieron más de 1000 especies de animales cavernícolas, muchos de ellos troglobios. La reseña detallada de todas estas exploraciones, la recopilación de todas las especies recolectadas y descritas, así como la bibliografía

completa de todas ellas pueden encontrarse en los aproximadamente 40 trabajos publicados y/o editados por James R. Reddell, quien realizó una verdadera labor de titanes. Entre los muchos participantes de estas exploraciones, aparte de Reddell, están Robert W. Mitchell, William H. Russell, T. W. Raines, William Bell, David McKenzie, T. R. Evans, Francis Abernethy, Orion Knox, John Fish, William R. Elliott y otros muchos más. El cuantioso material fue determinado por ellos o repartido entre algunos especialistas para su determinación, descripción y publicación: las arañas fueron estudiadas por W.J. Gertsch; los ricinúlidos por R. W. Mitchell y W.J. Gertsch; los alacranes por R.W. Mitchell, O.F. Francke y W. D. Sismo; los opiliones por C.J. y M.L. Goodnight; los pseudoescorpiones por W.B. Muchmore; y los esquizómidos por J.M. Rowland, J.R. Reddell y J.C. Cokendolpher. De los crustáceos, los decápodos fueron estudiados por H.H. Hobbs, Jr. y A.G. Grubbs; y los isópodos por S. Contreras-Balderas y T. E. Bowman. Los diplópodos por N.B. Causey y W.A. Shear, y los sinfilos por U. Scheller. De los hexápodos, los colémbolos por K. Christiansen y J.R. Reddell; entre los coleópteros, los leiódidos por S.B. Peck y los carábidos por T.C. Barr, entre otros muchos.

La 'Accademia Nazionale dei Lincei', en Italia, organizó cuatro expediciones bioespeleológicas a México, una en 1969 a cargo de Valerio Sbordoni, Roberto Argano y Vittorio Parisi; otra en 1971 con los dos primeros científicos y Aldo Zullini; la tercera, en 1973, a la que se agregó Vincenzo Vomero; y la cuarta, en 1974, con los mismos cuatro investigadores. Durante la primera expedición visitaron 17 cuevas en total, en los estados de Tamaulipas, San Luis Potosí, Querétaro, Guerrero, México y Veracruz. En la segunda ocasión exploraron dos cuevas en Tabasco y 24 en Chiapas; en la tercera, 45 cavernas de Chiapas y región adyacente de Guatemala; y en la cuarta volvieron a recorrer cavidades de Chiapas, además de otras en Campeche, Quintana Roo y Yucatán. Los resultados de estos estudios fueron publicados en dos trabajos voluminosos en 1974 y 1977, aparte de otros menores, dando a conocer otras especies nuevas de artrópodos, muchas de las cuales se consideran troglobias (Reddell, 1981).

Recordando algunas de las interesantes expediciones organizadas por Bonet y Bolívar y en las

cuales A. Hoffmann, entonces muy joven, había participado y aprendido las técnicas de la exploración bioespeleológica; y considerando también lo interesante que es para un biólogo conocer y analizar este tipo de vida diferente, desarrollada en el aislamiento y plena oscuridad, resolvió iniciar por primera vez en México, un curso de bioespeleología bajo la forma de una Biología de Campo, en la Facultad de Ciencias (Biología) de la Universidad Nacional Autónoma de México. Su interés fundamental estribaba en que los alumnos se dieran cuenta y analizaran los cambios morfológicos y etológicos que las especies animales habían adquirido a lo largo de su evolución de miles y millones de años, al irse adaptando paulatinamente a vivir en forma permanente en este medio aislado y oscuro. Se trataba también de que pudieran diferenciar a estas especies, que son las verdaderas cavernícolas o troglobias, de las troglófilas y troglóxenias. Las troglófilas son aquellas que permanecen la mayor parte de su vida en las cuevas, pero parte de su ciclo de vida lo pasan afuera; hay también casos en que algunos individuos de una especie se acostumbran a vivir permanentemente en la cueva, y otros de la misma especie son epigeos. Finalmente, los troglóxenios son los animales que normalmente viven en el exterior y que solo por accidente penetran a las cavernas, buscando alimento, refugio o para escapar de algún depredador.

Todos estos animales forman parte de la biocenosis cavernícola, que, a su vez, presenta diferentes biotopos. En este caso no puede hablarse de un ecosistema, puesto que no puede cerrarse el ciclo al no existir seres autótrofos o plantas en su interior. Las pocas bacterias anaerobias, que existen en algunas cuevas, no son suficientes para que se establezca un verdadero ecosistema. Por lo tanto, al no ser autosustentable este medio, la materia orgánica necesaria para mantener a las poblaciones cavernícolas, debe traerse del exterior. En esto juegan un papel muy importante los murciélagos. Estos animales obtienen su energía del exterior, al salir todas las noches a conseguir su alimento que, según la especie de que se trate, consiste de insectos, frutos, néctar, polen o sangre, aunque los murciélagos hematófagos son una o dos especies, que no se encuentran más que en ciertas cavernas. Al regresar todas las madrugadas

a descansar y dormir en sus refugios, también defecan en ellos, distribuyéndose este guano en capas gruesas y cúmulos dentro de la cueva. Este material ofrece un medio muy propicio para el crecimiento de hongos, los cuales sirven de alimento a gran número de pequeños animales, como ácaros, colémbolos y larvas de muchos insectos. Éstos a su vez son depredados por animales más grandes y éstos por otros de mayores dimensiones, estableciéndose así las cadenas de alimentación que controlan de manera natural a las poblaciones, consiguiendo en esta forma el equilibrio de la biocenosis.

Para ejemplificar esto, se ha seleccionado una pequeña cueva, estudiada durante los cursos de Bioespeleología impartidos a biólogos de la UNAM y en la cual se logró observar, analizar y comprobar todo lo antes señalado, al mismo tiempo que también muestra la metodología seguida durante estos estudios. Se trata de la Cueva Peña Blanca, que se localiza a 4.3 km SE del poblado de Valle de Bravo (Fig. 13.1), del municipio del mismo nombre en el estado de México y que, afortunadamente, estaba muy poco perturbada por el hombre. A la cueva se entra por una abertura vertical muy estrecha, por la que solo puede pasar una persona a la vez y su parte más alta tan solo alcanza un metro. Esta abertura comunica inmediatamente con una cámara de contornos muy irregulares (Fig. 13.2), de unos 10 m de ancho por 15 m de alto, cuyo piso tiene una pendiente, de manera que la parte más alta queda en la entrada y la más baja en el extremo contrario donde termina. En su extremo posterior izquierdo, la cámara presenta un agujero de unos tres metros de profundidad, que da entrada a un pasaje estrecho y curvo que, a su vez, se abre y termina en la cámara final, más grande que la primera y sobre la cual se centró fundamentalmente este estudio (Fig. 13.3).

Esta segunda cámara es alargada, más angosta en la parte de la entrada e igual que la primera, muestra una pendiente desde la entrada, hacia su extremo opuesto, donde es más baja. Su longitud es de unos 40 m, su anchura, en la parte más angosta de unos 8 m, y en la más ancha de 15 m; la altura varía desde unos 2 m en las partes más bajas, hasta más de 10 m en las más altas. Piso, paredes y techo de la cueva están formados por rocas basálticas de bordes muy angulosos (Fig. 13.4). Del



Fig. 13.1. Mapa de localización de la cueva de la Peña Blanca.

techo de la cueva continuamente gotea agua, sin embargo, no se observaron estalactitas ni estalagmitas. Se determinó una temperatura ambiental de 15.6°C y una humedad relativa de 97%. Esta cámara se encuentra en completa oscuridad, a diferencia de la primera en la cual alcanza a penetrar algo de luz. Dado que en esta cámara viven poblaciones muy grandes de murciélagos, en el piso se encuentra gran cantidad de guano, lo cual explica el alto contenido de materia orgánica (54%) encontrado en una muestra del suelo. También fue sometida a análisis la muestra de una sustancia semilíquida, de color blanco lechoso, tomada de la pared del fondo y que resultó ser caolín. Aquí se realizó la recolecta de algunos murciélagos (ya que en la primera cámara no había), a los que se

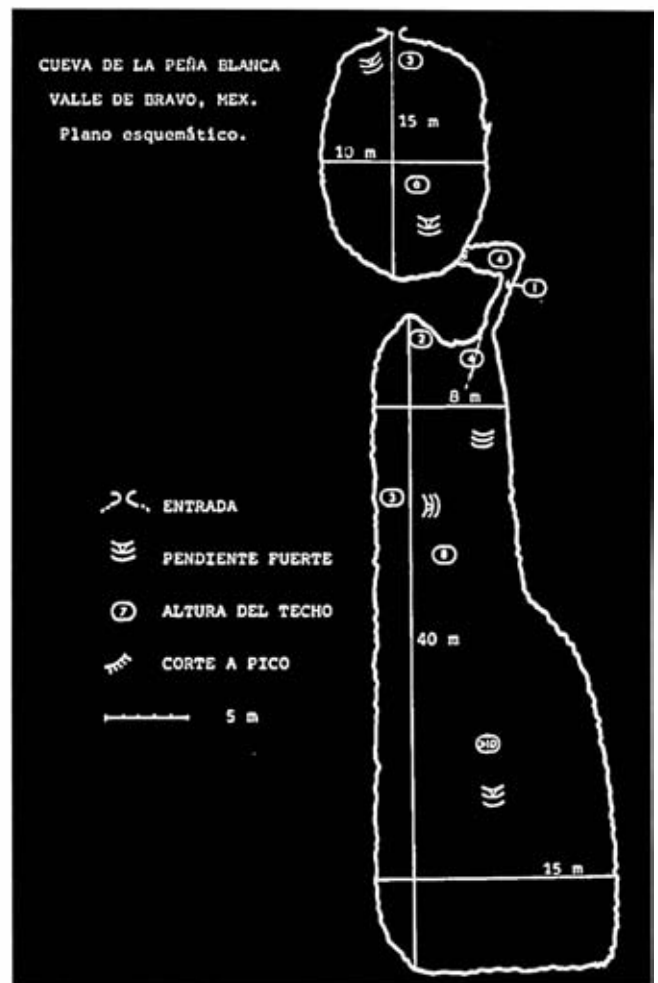


Fig. 13.2. Plano esquemático general de la cueva de la Peña Blanca.

sacrificó por asfixia y se los guardó inmediatamente en bolsas individuales de plástico, con el objeto de no dañar ni perder sus ectoparásitos. Los murciélagos recolectados resultaron pertenecer a cuatro especies diferentes: *Pteronotus parnelli*, *Leptonycteris n. nivalis*, *Natalus stramineus mexicanus* y *Myotis v. velifer*. Con anterioridad, En esta cueva habían sido recolectadas otras dos especies de murciélagos, *Anoura geoffroyi* y *Eptesicus fuscus*, que en esta ocasión no se encontraron.

Cuando en sitios endógenos, como éstos, habitan especies diferentes de murciélagos gregarios, es frecuente observar que cada uno de ellos escoge un determinado sitio de la cueva para perchar y descansar, sitio que considera su territorio y donde forma su colonia, volviendo siempre a él, des-

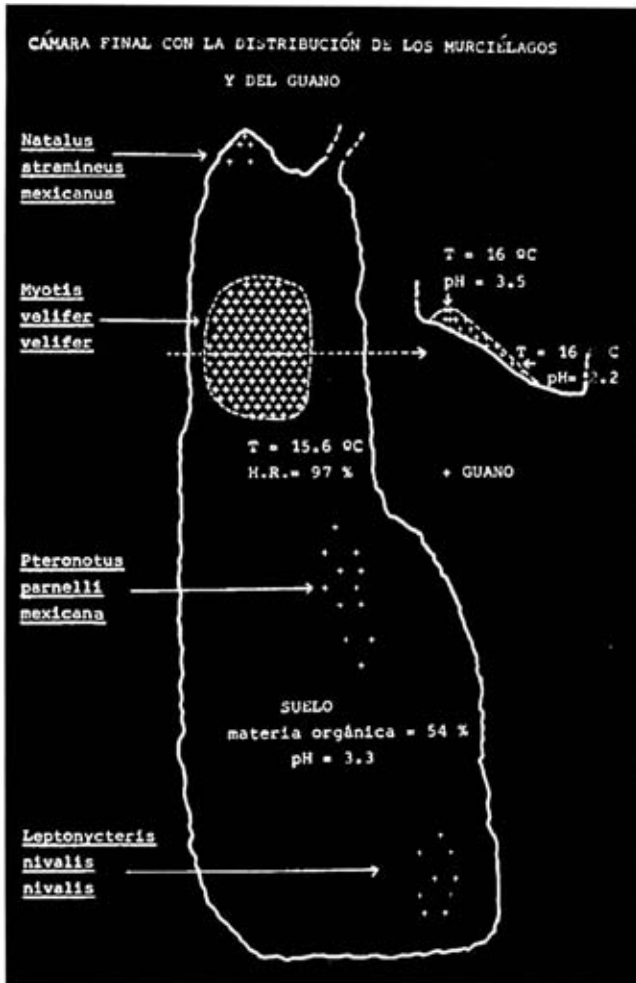


Fig. 13.3. Distribución de los murciélagos.

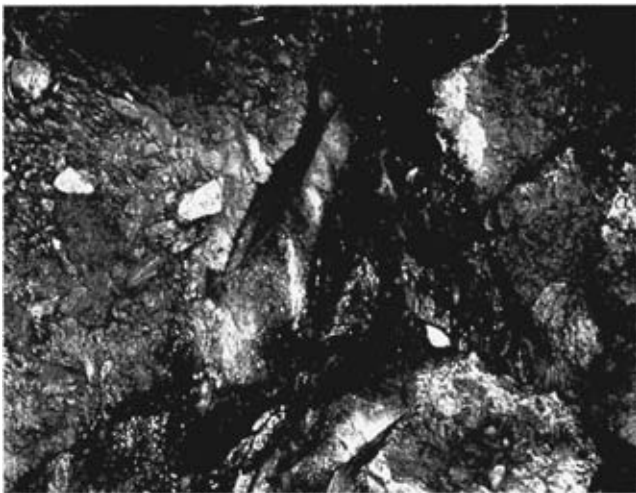


Fig. 13.4. Rocas angulosas y húmedas en la cueva de la Peña Blanca.

pués de cada salida nocturna. Otra característica que se pudo observar es que algunas de estas especies siempre defecan en el mismo lugar, formando entonces grandes cúmulos de guano; tal es el caso de *Myotis v. velifer*; las especies de *Pteronotus* también se conocen como acumuladoras de guano, pero en este caso, la colonia de *P. parnelli* todavía era muy pequeña y no había habido tiempo suficiente para que se amontonara este material. Por lo que se refiere a las otras dos especies de murciélagos recolectadas, ambas tienen la característica de dispersar su guano. Todo esto se pudo comprobar en la cueva. Al revisar el cuerpo de los quirópteros, se encontraron numerosos ectoparásitos en cada uno de ellos, pertenecientes a diferentes especies (algunas nuevas) de ácaros Macronyssidae, Spinturnicidae, Trombiculidae, Myobiidae y Listrophoridae; de insectos dípteros de la familia Streblidae; y de pulgas de la familia Ischnopsyllidae (Fig. 13.5, Cuadro 13.1).

Se procedió a estudiar el gran cúmulo de guano por debajo de la colonia de *Myotis velifer*. Se tomaron muestras de la cima y las laderas del cúmulo que, al analizarlas, resultaron plagadas de hongos de las especies *Aspergillus niger* y *Penicillium* sp., predominando en la cima las levaduras (no se encontró *Histoplasma*); luego, al quitar la capa superior de guano, de unos 2-3 cm, apareció la fauna guanobia, que consistía en miles de ácaros del género *Uropoda*, de hábitos micófagos, y que, por lo mismo, se alimentaban de los hongos antes mencionados; los ácaros, a su vez eran comidos por pseudoescorpiones del género *Chelanops*, también abundantes en ese lugar (Fig. 13.6). Además había, en menor cantidad, ácaros de las familias Parasitidae, Trombiculidae, el uropodido *Eutrachytes* sp., con unas especies micófagas y otras depredadoras. Distribuidos por todo el piso, partes de las paredes de la cueva y sobre una ladera del montón de guano se encontraron manchones del hongo *Trichoderma viridae*, más abundantes en la cámara final. Muy numerosos también en toda la cueva, incluyendo la cima del cúmulo de guano, se observaron ejemplares del ortóptero *Ceuthophilus maculatus*, de la familia Raphidophoridae. Finalmente se encontraron abundantes arañas *Tegenaria mexicana*, de la familia Agelenidae, corriendo ágilmente sobre sus telarañas laminares, horizontales y algo irregulares, sostenidas entre las ro-

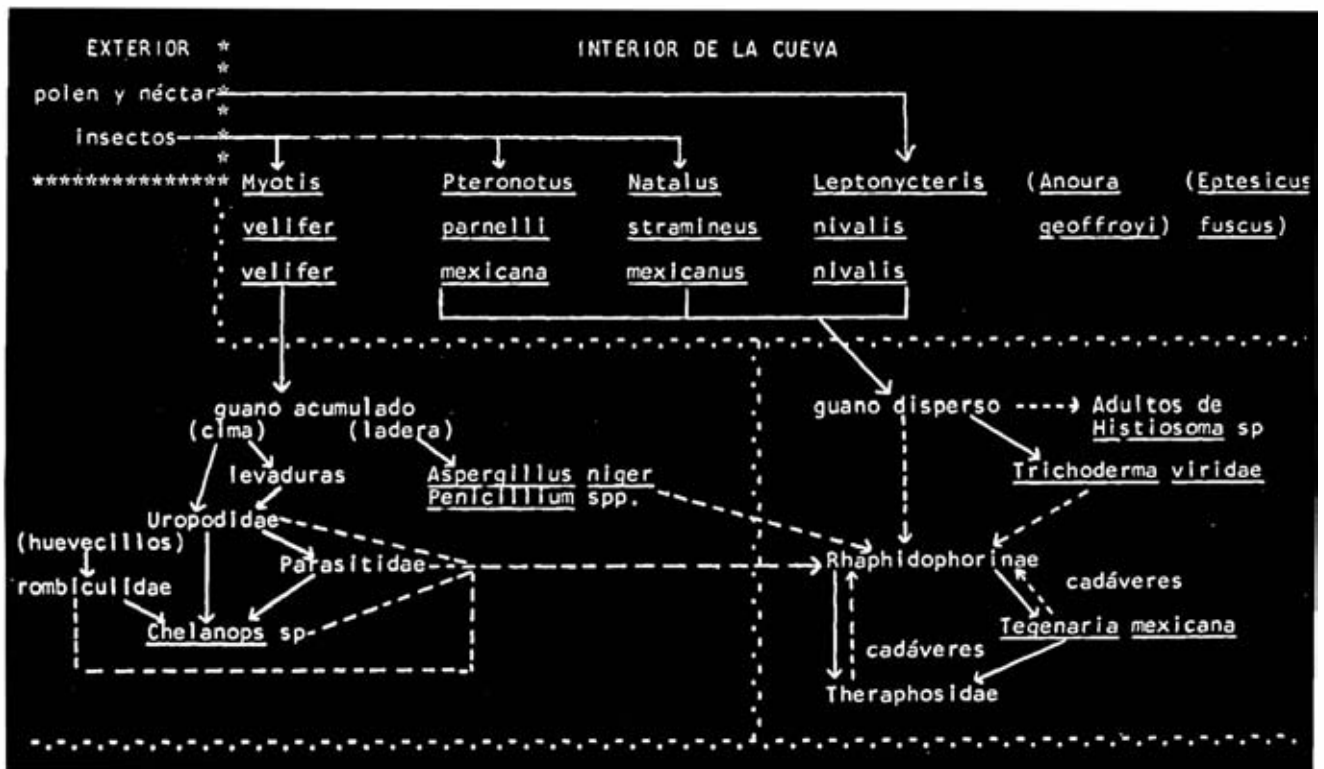


Fig. 13.5. Cadena trófica en la cueva de la Peña Blanca.

cas del piso y cubiertas con pequeñas gotas de agua. Se recolectó, igualmente, una tarántula de la familia Theraphosidae que, en la región ventral de su prosoma, llevaba varias deutoninfas o hipopodios foréticos del ácaro anoético *Histiostoma* sp.

Este trabajo ha tratado de reunir los datos hasta hoy conocidos respecto a la fauna de artrópodos de cada una de las cavidades de México, en sus diferentes modalidades. La mayor parte de ellos se han tomado de las publicaciones de Bonet, Bolívar, Rioja, Villalobos y, desde luego, Reddell, que son las más numerosas y completas. A esto se han agregado las recolectas nuestras a partir de 1977 y las últimas realizadas por Palacios-Vargas y Morales-Malacara, los dos científicos que continuaron dando los cursos de bioespeleología y que han seguido investigando sobre el tema. Ésta es una labor que difícilmente podrá tener un final, ya que las cuevas en México son innumerables y la mayor parte todavía no han sido exploradas desde el punto de vista bioespeleológico. A esto se agrega el riesgo que existe para algunas personas sensibles al *Histoplasma capsulatum* Darling, cau-

sante de la histoplasmosis pulmonar y a lo cual no es conveniente exponer a los alumnos que no hayan adquirido todavía anticuerpos en contra de la enfermedad. Por desgracia, esta micosis se ha extendido mucho entre las cuevas de México y limita la exploración de las mismas.

Las listas de especies (Apéndices 13.2 y 13.3) se han ordenado taxonómicamente, dentro de lo posible. Sin embargo, los artrópodos son tan numerosos y diversos que no es posible estar al tanto de todos los cambios taxonómicos que continuamente realizan los diferentes especialistas. Por eso es que tal vez no todas las especies estén al día en su situación y nombres actuales, lo que, esperamos, no sea impedimento para que el conocedor las identifique.

A propósito de esto, durante la revisión de los numerosos trabajos que tratan sobre el tema, nos ha sorprendido la falta de seriedad de ciertos autores para denominar a los taxones nuevos que describen. W.A. Shear, especialista en diplópodos, describe varios de ellos sin tomar en cuenta el latín ni las reglas de nomenclatura zoológica; tal es

Cuadro 13.1. Ectoparásitos de murciélagos.

Huéspedes

Pteronotus pamelli mexicana

Leptonycteris nivalis nivalis

Natalus stramineus mexicanus

Myotis velifer velifer

Familias

Spinturnicidae

Streblidae

Spinturnicidae

Streblidae

Macronyssidae

Spinturnicidae

Trombiculidae

Myobiidae

Listrophoridae

Streblidae

Macronyssidae

Spinturnicidae

Ischnopsyllidae

Streblidae

Ectoparásitos

Especies

Cameronieta thomasi

Trichobius minutus

Periglischrus vargasi

Aspidoptera clovisi

Radfordiella sp. nov.

Periglischrus natali

Trombicula sp.

Eltonella sp. nov.

Gen. y sp. nov.

Gen. y sp. nov.

Trichobius caecus

Macronyssus crosbyi

Spinturnix americanus

Myodopsylla collinai

Trichobius major



Fig. 13.6. Pseudoscorpión del género *Chelanops* en la cueva de la Peña Blanca.

el caso de *Mexiterpes calenturas*, *Lophodesmus tioticho* y otras más, pero llega al colmo del mal gusto con el género y las especies de *Caramba delburro* y *Caramba delnegro*, entre otras. Se sugiere que Shear lea el capítulo 'Ethics in taxonomy' y las recomendaciones que desde 1948 propuso la 'Comisión Internacional de Nomenclatura Zoológica'.

Para poder saber las clases y órdenes a los cuales pertenecen las especies listadas, se dan siglas para cada una de las clases y números para cada uno de los órdenes. Para mayor comprensión, se presenta además una lista con la clasificación general de todos los grupos de artrópodos citados, con sus correspondientes siglas y números. Las familias, géneros y especies están ordenados en forma alfabética para su localización más fácil, dentro de cada uno de los órdenes.

En México existen alrededor de siete mil cavidades que, de acuerdo con su diferente morfogénesis, tamaño, profundidad, localidad etc., reciben nombres distintos (Cuadro 13.2), siendo las más numerosas las cuevas y las más visitadas las grutas, por el gran tamaño y belleza de sus cámaras interiores cubiertas de estalactitas y estalagmitas. Muchas de estas cavidades han sido estudiadas por geólogos, como Carlos Lazcano Sahagún y muchas más por espeleólogos con fines deportivos. Comparativamente son pocas las que han sido

Cuadro 13.2. Tipo de cavidades con fauna de artrópodos. CE= cenotes, CU= cuevas, GR= grutas, HO= hoyas HY= hoyos, MI= minas, PO= pozos, RE= resumideros, SI= simas, SO= socavones, ST= sótanos, SU= sumideros, TU= túneles, VE= ventanas.

	CE	CU	GR	HO	HY	MI	PO	RE	SI	SO	ST	SU	TU	VE	Otros	Total
BC	-	1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1
CAMP	4	4	3	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	11
CHIS	-	20	4	-	1	-	-	-	-	-	2	1	-	-	1	29
CHIH	-	6	1	-	-	-	-	-	-	4	2	-	-	-	-	13
COAH	-	33	1	-	1	-	7	-	-	-	-	1	-	-	-	43
COL	-	2	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	2
DF	-	3	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	3
DGO	-	6	1	-	-	-	2	-	-	-	-	-	-	-	-	9
GRO	-	4	7	-	-	-	1	3	-	-	-	-	-	-	-	15
HGO	-	6	2	-	-	1	-	-	-	-	4	-	-	-	-	13
JAL	-	1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1
MEX	-	1	1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	2
MICH	-	2	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	2
MOR	-	12	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	12
NL	-	16	4	-	-	1	3	1	-	-	3	-	-	-	-	28
OAX	-	21	2	-	-	-	-	-	-	-	6	-	-	-	-	29
PUE	-	12	4	-	-	-	-	6	4	-	-	-	-	-	1	27
QRO	-	14	-	-	-	-	-	-	-	1	13	-	-	-	-	28
QROO	3	4	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	7
SLP	-	55	-	2	-	-	-	-	-	-	28	6	-	1	-	92
SON	-	2	-	-	-	1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	3
TAB	-	2	1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	3
TAMPS	-	50	2	-	-	-	5	-	-	-	20	2	-	-	-	79
TLAX	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	-	1	2
VER	-	22	1	-	-	-	-	1	-	-	10	1	-	-	-	35
YUC	44	48	2	-	-	-	1	-	-	-	-	-	-	-	-	95
TOTAL	51	347	36	2	2	3	19	11	4	5	88	11	1	1	3	584

exploradas por bioespeleólogos, si se considera el número, 584; sin embargo, el tiempo que estos científicos han empleado en buscar, recolectar, separar, preparar, analizar y describir cada una de las especies encontradas, ha sido mucho mayor que el simple recorrido de los demás visitantes.

Con respecto a los artrópodos, que es el grupo que nos interesa, no deja de ser sorprendente la existencia de 1935 especies que recurren a este tipo de vida (Cuadro 13.3), estando en primer lugar los insectos, con 816 especies, siguiendo los arácnidos con 478 especies y en tercer lugar los ácaros con 273 especies. En lo que se refiere a estos últimos, son, desde luego, los más abundantes, pero también, los que se han estudiado menos por su

gran diversidad y complicada determinación. En lo referente a las especies consideradas como troglobias por los diferentes especialistas, se han citado a 237 de ellas. Nuestra opinión con respecto a esto es que, ni son todas las que están, ni están todas las que son. Para poder definir si una especie es verdaderamente troglobia, se tiene que comprobar en diversas recolectas si en efecto ha optado por este tipo de vida; ayuda a definir esta situación, el que presente cambios adaptativos a este medio en su morfología y comportamiento (pérdida de la vista, coloración, alargamiento de sus apéndices y estructuras sensoriales y otros). Hay, sin embargo, especies de reciente adaptación a esta vida, que todavía no muestran estas característi-

Cuadro 13.3. Abundancia de clases y órdenes de artrópodos encontrados en las cavernas de México.

Orden	Familias	Géneros	Especies	Troglobias
CLASE ARACHNIDA				
Scorpiones	5	9	26	10
Uropygi	1	1	1	0
Schizomida	2	5	29	9
Amblypygi	1	3	15	5
Palpigradi	1	2	2	0
Araneae	44	119	296	25
Ricinulei	1	1	8	3
Pseudoscorpionida	8	23	53	18
Opiliones	7	25	48	12
Total	70	188	478	82
CLASE ACARIDA				
Mesostigmata	25	62	87	0
Ixodida	2	5	14	4
Prostigmata	38	65	90	0
Astigmata	10	20	27	0
Oribatida	37	42	55	0
Total	112	194	273	4
CLASE CRUSTACEA				
Anomopoda	3	5	9	0
Podocopa	3	14	26	2
Eucopepoda	4	16	26	0
Branchiura	1	1	2	0
Decapoda	7	14	37	15
Mysidacea	2	2	4	4
Isopoda	12	25	56	34
Amphipoda	4	5	14	12
Total	36	82	174	67
CLASE CHILOPODA				
Geophilomorpha	2	1	2	0
Scolopendromorpha	2	2	3	1
Lithobiomorpha	2	4	4	2
Scutigermorpha	2	2	4	0
Total	8	9	13	3
CLASE DIPLOPODA				
Polyxenida	1	1	1	0
Glomeridesmida	1	1	2	1
Glomerida	1	1	8	4
Polidesmida	13	41	108	18
Chordeumida	2	3	23	9
Julida	2	2	2	0
Spirobolida	4	7	9	1
Spirostreptida	2	4	18	7
Polyzoniida	2	2	3	0
Stemmiulida	1	1	1	0
Total	29	63	175	40

Cuadro 13.3. *Continuación.*

Orden	Familias	Géneros	Especies	Troglobias
CLASE PAUROPODA				
Tetramerocerata	1	1	1	0
CLASE SYMPHYLA				
Scutigereleida	1	2	5	0
CLASE HEXAPODA				
Collembola	6	71	160	12
Diplura	3	9	9	4
Thysanura	3	8	10	1
Ephemeroptera	2	2	3	0
Odonata	3	14	20	0
Orthoptera	6	21	39	4
Mantodea	1	1	1	0
Blattodea	4	19	24	0
Dermaptera	4	4	5	0
Isoptera	1	1	1	0
Embioptera	1	1	1	0
Plecoptera	1	1	1	0
Psocoptera	8	7	9	0
Mallophaga	2	2	2	0
Hemiptera	24	38	61	0
Homoptera	3	9	10	2
Megaloptera	1	1	1	0
Neuroptera	1	1	1	0
Coleoptera	49	168	273	18
Trichoptera	3	3	4	0
Lepidoptera	4	8	8	0
Diptera	34	77	108	0
Siphonaptera	3	5	9	0
Hymenoptera	14	44	56	0
Total	191	515	816	41

cas, por el relativamente poco tiempo transcurrido y otras que, aunque antiguas, no muestran modificación estructural alguna, siendo, sin embargo, cavernícolas. Consideramos que, en muchos casos, se ha procedido un poco a la ligera y en otros no se ha definido con precisión el tipo de vida de tal o cual especie.

La abundancia de cada uno de los órdenes y clases de artrópodos citados en la literatura, que se han recolectado en cavernas dentro del territorio mexicano se presenta en el Cuadro 13.4. Aunque todavía faltan muchas cavidades por explorar, los resultados aquí señalados dan una idea clara de la gran diversidad de especies que viven

en este medio tan particular de nuestro planeta. Es de esperarse que al continuar investigando las cuevas de México, aparezcan otras muchas especies nuevas más, ya que esto es favorecido por el aislamiento en que han vivido durante miles y millones de años.

En las últimas dos décadas el laboratorio de Acarología de la Facultad de Ciencias, encabezado por la autora principal de este capítulo, llevó a cabo varias exploraciones de cuevas en los estados de Guerrero (Figs. 13.7-11), Morelos (Fig. 13.12), Puebla (Figs. 13.13-18), Querétaro (Figs. 13.19-20), San Luis Potosí (Fig. 13.21) y Veracruz (Figs. 13.22-30). En estas exploraciones se profundizó en la

Cuadro 13.4. Número de familias, géneros y especies del phylum Arthropoda recolectados en cavernas.

Clase	Familias	Géneros	Especies	Troglobias
Arachnida	70	188	478	82
Acarida	112	194	273	4
Crustacea	36	82	174	67
Chilopoda	8	9	13	3
Diplopoda	29	63	175	40
Paupoda	1	1	1	0
Symphyla	1	2	5	0
Insecta	191	515	816	41
Total	448	1054	1935	237



Fig. 13.7. Gruta de la Joya.



Fig. 13.8. *Stenochrus palaciosi* en la Gruta de Acuitlapan.

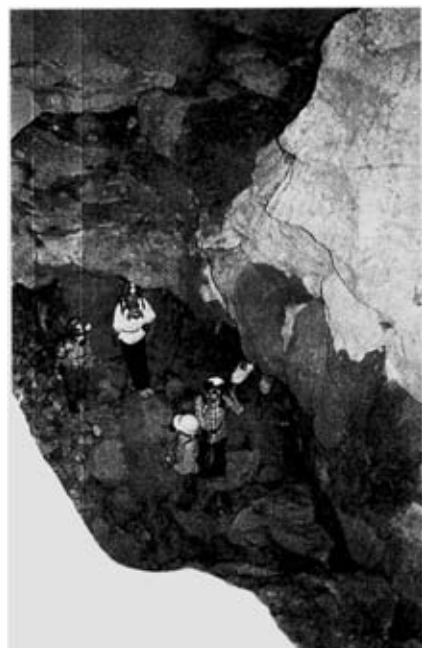


Fig. 13.9. Gruta de Aguacachil.



Fig. 13.10. Gruta de Juxtlahuaca.

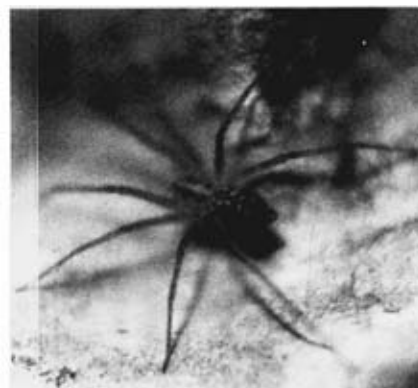


Fig. 13.11. Araña Agelenidae en la Gruta de Aguacachil.



Fig. 13.12. *Cynorta* sp., opilión de la familia Cosmetidae, en la Cueva del Diablo, Morelos.

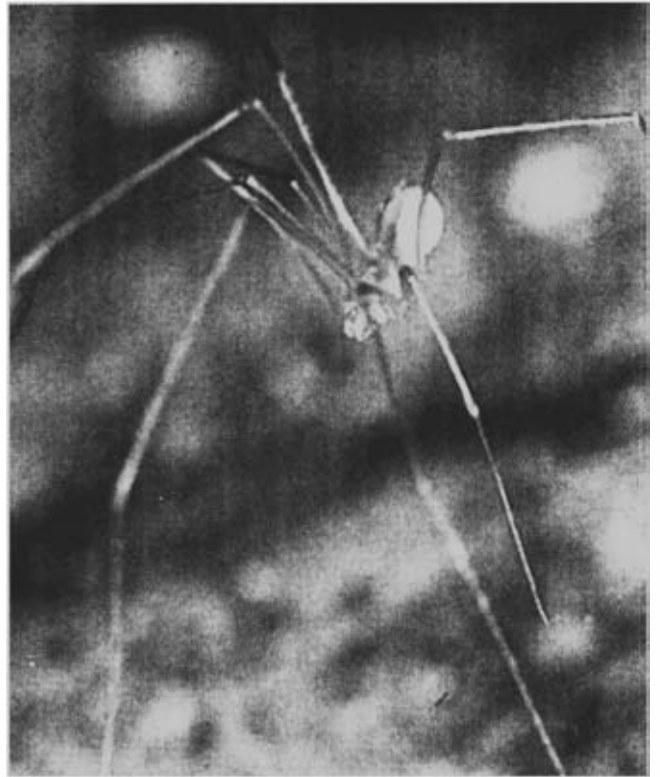


Fig. 13.15. Araña Pholcidae en la cueva de Tasalolpan.

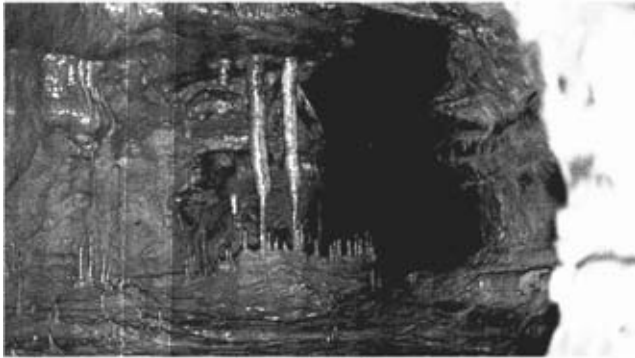


Fig. 13.13. Cueva de Tasalolpan.

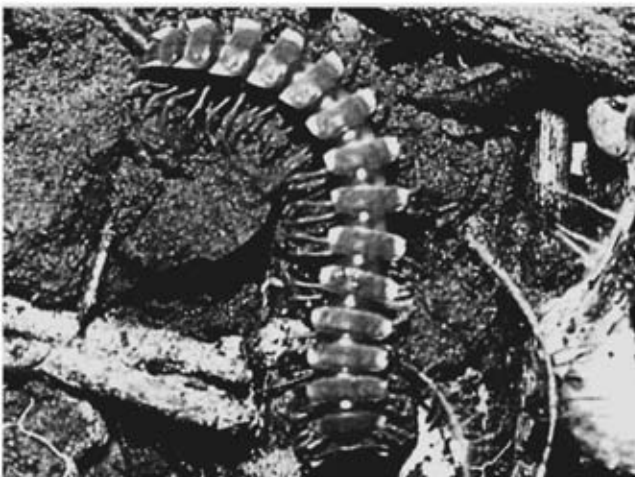


Fig. 13.14. Diplópodo Helminthomorpha en la cueva de Tasalolpan.

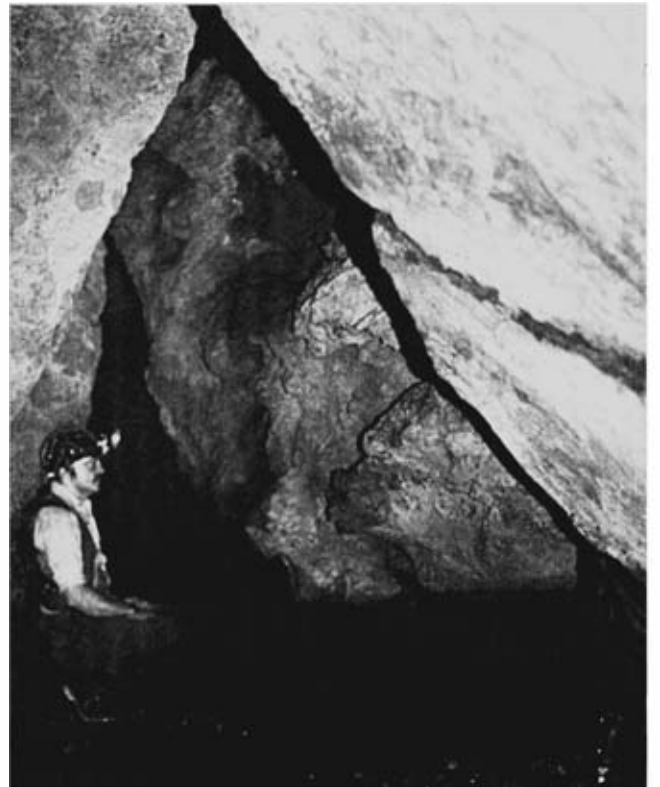


Fig. 13.16. Cueva Tecolo.



Fig. 13.17. Cueva Tecolo.



Fig. 13.20. Cueva del Judío.



Fig. 13.18. Diplópodos *Polydesmida* blancos en la Cueva de Tecolo.

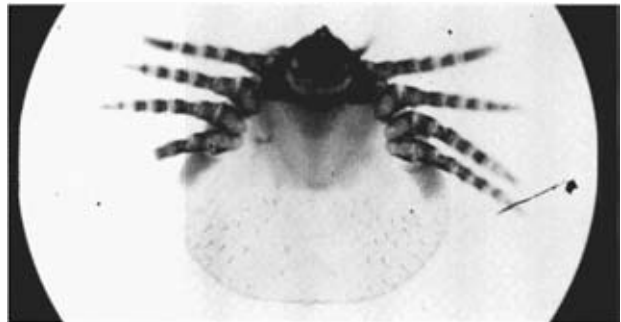


Fig. 13.21. *Spelaeorhynchus praecursor*, ácaro parásito de murciélago recolectado en la cueva de Los Sabinos.



Fig. 13.19. Cueva del Risco.

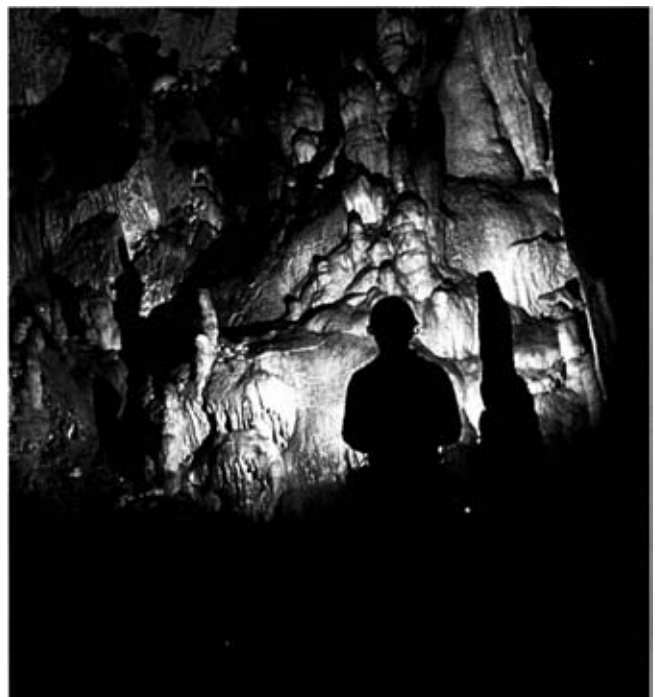


Fig. 13.22. Cueva Ojo de Agua de Tlilapan.

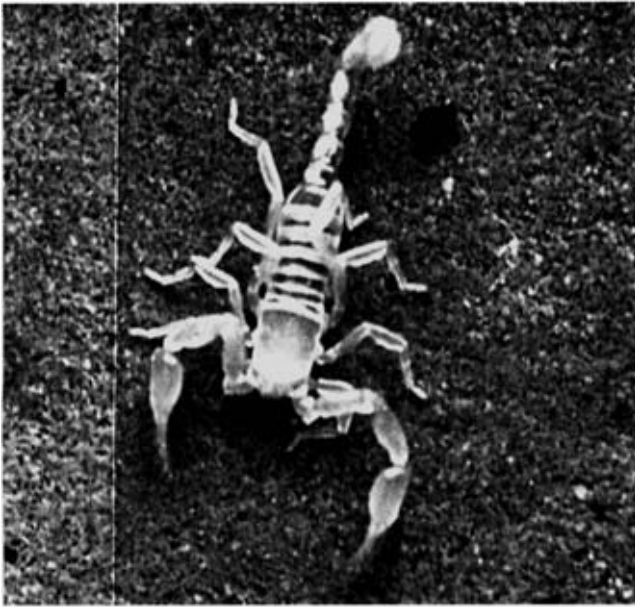


Fig. 13.23. *Typhlochactas reddelli* en la Cueva de Ojo de Agua de Tlilapan.



Fig. 13.26. Cueva Matzinga.



Fig. 13.24. Cueva Ojo de Agua de Tlilapan.



Fig. 13.27. Garrapatas *Antricola* en la cueva Arroyo del Bellaco.



Fig. 13.25. Cueva del Volcancillo.

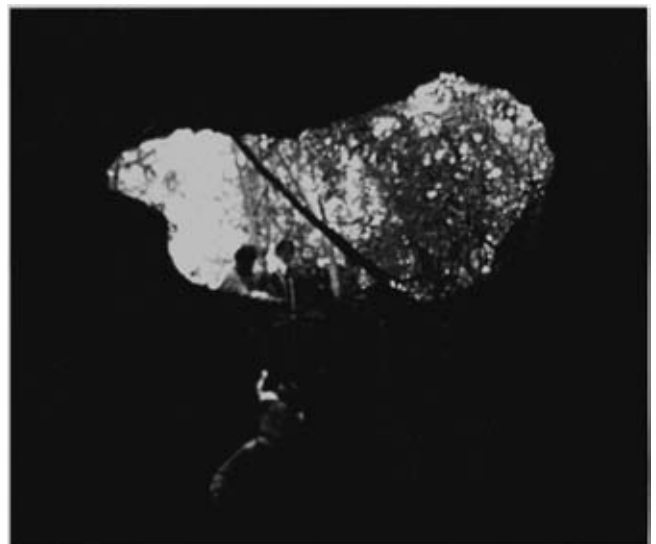


Fig. 13.28. Sótano del Hoyo.



Fig. 13.29. Cueva de Tzontecomostoc; exterior.



Fig. 13.30. Cueva de Tzontecomostoc; interior.

bioespeleología de artrópodos cavernícolas con base en cursos de licenciatura y posgrado, los materiales están depositados en colecciones de la Universidad Nacional Autónoma de México.

AGRADECIMIENTOS

Deseamos expresar nuestro más sincero agradecimiento a Juan Morales Malacara, por habernos facilitado gran parte de las fotografías de cuevas tomadas por él, así como los datos bioespeleológicos de las Biologías de Campo a su cargo; y a Rafael Gaviño Rojas, por su colaboración en la revisión de los datos de algunos artrópodos cavernícolas. También agradecemos a los miembros del Laboratorio de Ecología de Microartrópodos, por haber propor-

cionado información bioespeleológica, especialmente a José G. Palacios Vargas, Gabriela Castaño Meneses, Blanca Mejía Recamier y Mariano Fuentes †; a los miembros de la Unión Mexicana de Agrupaciones Espeleológicas, a Laura Rosales Lagarde, Ramón Espinasa Pereña y Peter Sprouse.

REFERENCIAS

NOTA: Para conocer la bibliografía completa de los numerosos trabajos bioespeleológicos de los diferentes especialistas, incluyendo los de México, hasta 1986, consúltense los libros escritos y/o editados por J. W. Reddell, señalados más adelante. Aquí solo se incluirá la literatura más reciente, publicada sobre el tema a partir de ese año y alguno que otro trabajo de importancia especial para la fauna mexicana.

- ARMAS de, L. 1994. Los alacranes troglobios de México (Arachnida, Scorpionida). *Mundos Subterráneos*, 5: 18-22.
- BARBA-MACIAS, E. & J. G. PALACIOS-VARGAS. 1998. Fauna acuática cavernícola de la Península de Yucatán. *Mundos Subterráneos*, 9: 31-43.
- BILIMEK, D. 1867. Fauna der Grotte Cacahuamilpa in Mexiko. *Verhandl. Zool. Bot. Ges. Wien*, 17: 901-908.
- BOLÍVAR y PIELTAIN, C. 1941. Estudio de un ricinulideo de la Caverna de Cacaguamilpa, Guerrero, Mex. (Arachnida). *Rev. Soc. Mex. Hist. Nat.*, 2: 197-209, pl. 11.
- BONET, F. 1953. Cuevas de la Sierra Madre Oriental en la región de Xilitla. *Univ. Nac. Aut. Mex. Inst. Geol.* Vol. 57: vi + 96 pp., 11 láms.
- COCKENDOLPHER, J. C. & V. F. LEE. 1993. *Catalogue of the Cyphopalpatores and bibliography of the harvestmen (Arachnida, Opiliones) of Greenland, Canada, U.S.A. and Mexico.* Vintage Press, E.U.A. 82 p.
- & W. D. SISSOM. 2001. A new troglobitic *Paraphrynus* from Oaxaca, Mexico (Amblypygi, Phrynidae). *Texas Mem. Mus. Speleolog. Monograph*, 5: 17-23.
- ELIAS-GUTIÉRREZ, M. & E. SUÁREZ. 1998. Redescription of *Microdiaptomus cokeri* (Crustacea, Copepoda, Diaptomidae) from caves in Central Mexico, with the description of a new diaptomid subfamily. *Proc. Biol. Soc. Washington*, 111(1): 199-208.
- GUZMAN-CORNEJO, C., L. GARCÍA-PRIETO, G. PEREZ-PONCEDE LEÓN & J. B. MORALES-MALACARA. 2003. Parasites of *Tadarida brasiliensis mexicana* (Chiroptera, Molossidae) from arid regions of Mexico. *Comp. Parasitol.*, 70(1): 11-25.
- HOFFMANN, A. 1990. Los trombicúlidos de México (Acarida: Trombiculidae). Parte taxonómica. *Publ. Especial Inst. Biol., UNAM*, no. 2. 275 p.
- & M. G. LÓPEZ-CAMPOS. 2000. *Biodiversidad de los ácaros en México.* CONABIO, México, D.F., 230 p.

- _____, J. G. PALACIOS-VARGAS & J. B. MORALES MALACARA. 1985. *Manual de Bioespeleología. (Con nuevas aportaciones de Morelos y Guerrero, México)*. Dir. Gral. Publ. UNAM, 1ra. Ed., México, D.F., 274 p.
- IBÁÑEZ-BERNAL, S. 2001. Phlebotominae (Diptera: Psychodidae) de México II. Las especies de *Lutzomyia* (*Coromyia*) Barreto, del grupo Delpozoi y de *Lutzomyia* (*Dampfomyia*) Addis. *Folia Ent. Mex.*, 40(1): 17-43.
- LAZCANO SAHAGÚN, C. 1986a. Las cavernas de la Sierra Gorda. Tomo I. Univ. Aut. Qro., Secret. Des. Urb. Ecol., Soc. Mex. Explor. Subterr., Col. Encuentro 2: 182 p.
- _____. 1986b. Las cavernas de la Sierra Gorda. Tomo II. Univ. Aut. Qro., Secret. Des. Urb. Ecol., Soc. Mex. Explor. Subterr., Col. Encuentro 2: 208 p.
- MITCHELL, R. W. & J. R. REDDELL. 1973. Studies on the cavernicole fauna of Mexico and adjacent regions. *Assoc. Mex. Cave Stud. Bull.*, 5: 201 p.
- PALACIOS-VARGAS, J. G. 1990. Nuevos aportes sobre la fauna cavernícola de Cerro Grande, Jalisco y Colima, México. *Mundos Subterráneos*, 1: 8-11.
- _____. 1993. Nuevos datos sobre la fauna cavernícola de Yucatán. *Mundos Subterráneos*, 4: 5-17.
- _____. 2002. Los 'insectos' (Hexapoda: Collembola) sin alas en las cuevas del mundo. *Mundos Subterráneos*, 13: 83-91.
- _____ & J. A. GAMBOA-VARGAS. 1997. Recent biospeleological studies in Campeche (Yucatan Peninsula, Mexico). *Proceedings of the 12th International Congress of Speleology*, (6): 85-90.
- _____, M. FUENTES & L. Q. CUTZ. 1998. Nuevos registros faunísticos de Cuevas de Quintana Roo, México. *Mundos Subterráneos*, 9: 44-50.
- RAMÍREZ, O. M. A. 1999. Lista preliminar de la espeleofauna de la Isla Isabel María (Oaxaca, México). *Mundos Subterráneos*, 10: 47-54.
- REDDELL, J. R. 1971. A preliminary bibliography of Mexican cave biology, with a checklist of published records. *Assoc. Mex. Cave Stud. Bull.*, 3: 1-184.
- _____. 1981. A review of the cavernicole fauna of Mexico, Guatemala, and Belize. *Texas Mem. Mus. Bull.*, 27: 1-327.
- _____. 1982. (ed.), Further studies on the cavernicole fauna of Mexico and adjacent regions. *Assoc. Mex. Cave Stud. Bull. 8 and Texas Mem. Mus. Bull.*, 28: 1-288.
- _____. 1986. (ed.), Studies on the cave and endogean fauna of North America. *Texas Mem. Mus. Speleol. Monogr.*, 1: 1-167.
- _____ & J. C. COCKENDOLPHER. 1995. Catalogue, bibliography, and generic revision of the order Schizomida (Arachnida). *Texas Mem. Mus. Speleol. Monogr.*, 4: 1-170.
- _____ & R. W. MITCHELL. 1971. (eds.), Studies on the cavernicole fauna of Mexico. *Assoc. Mex. Cave Stud. Bull.*, 4: 1-239.
- RÍOS, S. G. A. & I. HERRERIAS. 1996. Nuevos registros de arácnidos cavernícolas en Yucatán, México. III. Congreso Nacional Mexicano de Espeleología.
- ROCHA DA C. E. F., T. M. ILIFFE, J. W. & E. SUÁREZ-MORALES. 1998. A new species of *Halicyclops* (Copepoda, Cyclopoida, Cyclopidae) from cenotes of the Yucatan Peninsula, Mexico, with an identification key for the species of the genus from the Caribbean region and adjacent areas. *Sarsia*, (83)5: 387-399.
- VÁZQUEZ, I. 1996. Palpigradi, Schizomida, Uropygi, Amblypygi, Solifugae y Ricinulei, pp. 59-79. En: Llorente, J., A. N. García & E. González. (eds.), *Biodiversidad, taxonomía y biogeografía de artrópodos de México: Hacia una síntesis de su conocimiento*. Instituto de Biología, UNAM. CONABIO, Facultad de Ciencias, UNAM, México, D.F.
- ZEPPELINI, F. D. & G. CASTAÑO. 1995. Estudio preliminar de la fauna cavernícola de Yucatán. *Mundos Subterráneos*, 6: 4-12.

APÉNDICE 13.1.

Cuevas de México con datos bioespeleológicos. Hasta el momento no se han obtenido datos sobre artrópodos cavernícolas para los estados de Aguascalientes, Baja California (Norte), Guanajuato, Nayarit y Zacatecas. La lista a continuación incluye a todas las cuevas que se pudo recopilar.

BAJA CALIFORNIA SUR

Cuevas de Santiago (Municipio de Santiago)

CAMPECHE

Actún Chen (Cumpich, Municipio de Hecelchakan)

Actún Halmensura (5 km E de Cumpich)

Actún Huachap (14 km NNW de Bolonchenticul)

Cenote Bolonchén (Municipio de Bolonchén)

Cenote Chunhuas (Municipio de Calkini)

Cenote de Cantemo (1 km N de Cantemo, Mpio. de Champotón)

Cenote Ek Bis (4 km E de Cumpich)

Cueva Dos Tucanes (Municipio de Bolonchén)

Cueva en Volcán de los Murciélagos

Cueva Guachapil (4 km W San Antonio Yakché)

Cueva Los Tucanes (= Cueva Dos Tucanes)

Cueva 'Quarried Cave' (20 km N de Champotón)

Cuevas (sin nombre ni localidad)

Grutas de Ixtacumbilxunam (= Grutas de Xtacumbilxunam)

Grutas de Monte Bravo (10 km NW de Cantemo)

Grutas de San Antonio (10 km NE de Bolonchenticul)

Grutas de San Ignacio (15 km N de Bolonchenticul)

Grutas de San José (15 km NE de Bolonchenticul)

Grutas de Xkalumkin (5 km W de Cumpich)

Grutas de Xtacumbilxunam (2 km SW de Bolonchenticul)

Pozo (en Campeche)

CHIAPAS

Cenote de Las Golondrinas (Tzisco, La Trinitaria)

Chen Senvilmut (= Chen Sibilmut)

Chen Sibilmut (4 km N de Huistán)

Chen Ven Sil Mut (= Chen Sibilmur)

Cueva Cerro Hueco (3 km SE de Tuxtla Gutiérrez)

Cueva Chica de Hunchabien (1.5 km N de Comitán)

Cueva Chica del Camino (km 1112 Carr. México-Tuxtla Gutiérrez)

Cueva Clara (Finca San Nicolás, San Cristóbal de Las Casas)

Cueva de Arcotete (6 km E de San Cristóbal de Las Casas)

Cueva de Berriozabal (Berriozábal)

Cueva de Chanchanaptic (Sitala)

Cueva de Chital No.1 (Rancho Chital, Ocosingo)
 Cueva de Chital No.2 (Rancho Chital, Ocosingo)
 Cueva de Colonia Rincón (cerca de Rincón Chamula, Municipio de Pueblo Nuevo Solistahuacan)
 Cueva de La Cañada No.1 (La Quinta, San Cristóbal de Las Casas)
 Cueva de La Cañada No.2 (La Quinta, San Cristóbal de Las Casas)
 Cueva de la Cepona (Tuxtla Gutiérrez)
 Cueva de La Chepa (2 km N, 4 km NE de Tuxtla Gutiérrez)
 Cueva de la Golondrina (4 km E de Bochil)
 Cueva de las Canicas Cueva de las Canicas (Rancho del Cielo, 12 km de Colonia Galeana, Ocozocoautla)
 Cueva de las Florecillas (Colonia de San Francisco, Comitán)
 Cueva de los Chivos (5 km E de Altamirano, Nueva Santa Ana)
 Cueva de los Llanos (15 km ESE de San Cristóbal de Las Casas)
 Cueva de los Murciélagos (15 km ESE de San Cristóbal de Las Casas)
 Cueva de los Pinos (km 1112 Carretera México-Tuxtla Gutiérrez)
 Cueva de los Pinos Ramas (21 km E de Tuxtla Gutiérrez)
 Cueva de Nicolás Bravo (Tila)
 Cueva de Sala de Agua Grande (10 km W de Yanga)
 Cueva de San Francisco (= Grutas de Zapaluta)
 Cueva de San Juan de Arco (Comitán)
 Cueva de Santa Eulalia (= Cueva de los Rezaadores)
 Cueva del Aguacero (= Cueva del Encanto)
 Cueva del Arco (San Rafael del Arco, La Trinitaria)
 Cueva del Cerro Brujo (Rancho del Cielo)
 Cueva del Encanto (Aguacero, Ocozocoautla)
 Cueva del Muju (Rancho de las Pilitas, Ocozocoautla)
 Cueva del Nacimiento del Río Santo Domingo (Finca Sto. Domingo)
 Cueva del Negro (El Naranja, Soyalo)
 Cueva del Panteón (2 km WNW de Teopisca)
 Cueva del Paso del Burro (Berriozábal)
 Cueva del Perro de Agua (Río Negro, Ocozocoautla)
 Cueva del Rancho San Miguel (Chiapa de Corzo)
 Cueva del Rayo de San Felipe (3.8 km W de San Cristóbal de Las Casas)
 Cueva del Sabín (Rancho El Sabín, Ocozocoautla)
 Cueva del Salto de Agua (15 km SE de Palenque, Mpio. La Libertad)
 Cueva del Tempisque (13 km W de Ocozocoautla)
 Cueva del Tío Ticho (1.5 km S de Comitán de Domínguez)
 Cueva del Venado (Río Negro, Ocozocoautla)
 Cueva El Chorreadero (Balneario a 12 km E de Tuxtla Gutiérrez)
 Cueva en Teopisca (2 km W y a 5 km W de Teopisca)
 Cueva Encantada (San Cristóbal de Las Casas)
 Cueva Grande de San Agustín (Rancho de San Agustín, a 51.7 km de San Cristóbal de Las Casas)
 Cueva Oscura (Finca San Nicolás, San Cristóbal de Las Casas)
 Cuevas de la Planta Nos. 1, 2 y 3 (San Cristóbal de Las Casas)
 Cuevas en San Agustín, Nos. 1, 2 y 3
 Cuevas (sin nombre ni localidad)
 Gruta de San Cristóbal (5 mi. S de San Cristóbal de Las Casas)
 Gruta en Finca Santa Anita No.2 (Simojovel de Allende)
 Grutas de Llano Grande (Llano Grande, La Grandeza)
 Grutas de Rancho Nuevo (10 km E de San Cristóbal de Las Casas)
 Grutas de Zapaluta (6.5 km SE de Zapaluta; 7 km SE La Trinitaria)
 Grutas del Arca (= Cueva del Arco)
 Hoyo de Don Nicho (a 13 km W de Ocozocoautla)
 Pozo (casa Bell, en San Cristóbal de Las Casas)
 Sótano de Cancuc (Cancuc, 11 km NE de Tenejapa)

Sótano de Casa Clara (San Cristóbal de Las Casas)
 Sótano de las Golondrinas (= Cenote de Las Golondrinas)
 Sótano de Malpaso (Malpaso, 2.5 km NE de Ixtacomitán)
 Sumidero de La Cañada (El Porvenir)
 Sumidero del Camino (16 km NW de Comitán de Domínguez)

CHIHUAHUA
 Cueva de los Muchachos (2 km S de Salaiques)
 Cueva de los Murciélagos (1 km del campo de Chomachi y unos 35 km E de Creel)
 Cueva del Diablo (4 km W de Salaiques, Mpio. de Villa López)
 Cueva del Salitre (13 km W de Villa de Matamoros)
 Cuevas (sin nombre ni localidad)
 Grutas de Coyame (6 km S de Coyame)
 Socavón de las Fisuras (pegado al N de Socavón de las Moscas)
 Socavón de las Moscas (8 km NNW de Santo Tomás)
 Socavón de Santo Tomas (0.5 km W del Socavón de las Moscas)
 Socavón del Pino (2 km W del Socavón de Santo Tomás)
 Sótano de Sauz (30 km NW Ejido M. Benavides y 20 km S Lajitas)
 Sótano Suciedad de Santo Tomás (cerca de Socavón de las Moscas)

COAHUILA
 Cueva Bocas del Carmen (40 km W de Monclova)
 Cueva 'Pefregosa Circle Cave' (32 km SE de Cuatro Ciénegas)
 Cueva 'Pedregoso Hidden Cave' (cerca de 'Pedredosa Circle Cave')
 Cueva 'Pedregoso Pipe Cave' (32 km SE de Cuatro Ciénegas)
 Cueva de la Herradura (10 km E de Hermanas)
 Cueva de las Ánimas (21 km WNW de Candela)
 Cueva de las Vigas (23 km E de Arteaga)
 Cueva de los Escarabajos (base de la Sierra de Mayrán, cerca de la Cueva del Empalme)
 Cueva de los Grillos (base de la Sierra de Mayrán, cerca de la Cueva del Empalme)
 Cueva de los Lagos (24 km W de Ciudad Acuna; ahora inundada)
 Cueva de San Vicente (6.5 km S de Boquilla)
 Cueva de Yeso (0.5 km de la Cueva de los Grillos)
 Cueva del Empalme (1.6 km E del Empalme o La Cuchilla)
 Cueva del Granjero (5 km E de Buen Abrigo)
 Cueva del Guano (antes Cueva del Agua; cerca Cueva del Granjero)
 Cueva del León (52 km WNW de Melchor Musquiz)
 Cueva del Pedregoso (33 km SE de Cuatro Ciénegas)
 Cueva del Vapor (5 km E de Buen Abrigo)
 Cueva Hundida (8 km ESE de Buen Abrigo)
 Cueva (Cuatro Ciénegas de Carranza)
 Cuevas (sin nombre ni localidad)
 Gruta de Cuevecillas (9 km ENE de Arteaga)
 Pozo A (sin nombre, 20.3 km S, 5.5 km E de Cuatro Ciénegas)
 Pozo B (sin nombre, 8.2 km S, 4.7 km W de Cuatro Ciénegas)
 Pozo C (sin nombre, 12 km SW de Cuatro Ciénegas)
 Pozo Barbado (9.4 km S y 7.9 km W de Cuatro Ciénegas)
 Pozo El Potrero (8.5 km SSE de Melchor Musquiz)
 Pozos Bonitos (Laguna Churince, a 14.73 km S y 7.05 km W de Cuatro Ciénegas de Carranza)
 Pozos de la Becerra (13.7 km SSW de Cuatro Ciénegas)
 Pozo (sin nombre ni localidad)
 Sumidero de Alicante (16 km W de Cuatro Ciénegas de Carranza)

COLIMA
 Cueva de la Fábrica (5 km W de Coquimatlán)
 Cueva de la Finca (Coquimatlán)
 Cueva en Ixtlahután (Municipio de Ixtlahuacan)
 Cuevas (sin nombre ni localidad)

Pozo de La Escondida (11.2 km NE Minatitlán)

DISTRITO FEDERAL

Cueva del Cerro de La Estrella (2 km S de Ixtapalapa)

Cueva del Xitle (Cerro del Xitle)

Cuevas en San Jerónimo (La Colonia San Jerónimo)

Cuevas (sin nombre ni localidad)

DURANGO

Cueva de la Cucaracha (enfrente de la Cueva de los Riscos)

Cueva de la Siguerita (40 km WNW de Mapimí)

Cueva de los Riscos (Sierra de La India, 7 km S de Mapimí)

Cueva del Guano (20 km S de Ciudad Lerdo)

Cuevas (sin nombre ni localidad)

Grutas de Mapimí (18 km WSW de Mapimí, en Sierra del Rosario)

Mina (Puente de Ojuela, 7 km SE de Mapimí)

GUERRERO

Cueva Chica del Mogote (0.5 km E de El Mogote)

Cueva de Don Baldomero

Cueva de San Rafael (o Mina Barita)

Cueva de Zacatecolotla (1.5 km NE Taxco)

Cueva de Zopantle (Población de Zopantle, carretera Taxco-Ixcateopan)

Cueva del Borrego (E de Omilteme, vía Amojileca, Municipio de Chilpancingo de los Bravos)

Cueva del Diablo (0.5 km SE de San Miguel Acuitlapán, 9 km NE de Taxco, Mpio. de Taxco)

Cueva del Platanar (meseta de Chilacachapa, E de Apetlanca, SW de Iguala)

Cueva (Taxco)

Cuevas (sin nombre ni localidad)

Gruta de Aguacachil (17 km NE Taxco)

Gruta de Calicanto (8 km SE de Teloloapan)

Gruta de La Joya (12 km NE Taxco)

Grutas de Acuitlapán (12 km NE de Taxco; Mpio. de Tetipac)

Grutas Cacahuamilpa (16 km NE de Taxco, Mpio. de Tetipac)

Grutas de Juxtlahuaca (6 km NNW de Colotlipa, Municipio de Cuautotitlán)

Grutas de La Estrella (21 km N de Taxco, Mpio. de Pilcaya)

Grutas de Las Granadas (10 km ENE de Taxco, Mpio. de Taxco)

Grutas del Mogote (0.5 km E de El Mogote, 10 km NNE de Taxco)

Grutas del Río San Jeronimo (16 km NNE de Taxco)

Hoyo de la Tía Cuala (Meseta de Chilacachapa, al sur de Apetlanca, SW de Iguala)

Mina de Barita (Acahuizotla, Guerrero)

Pozo Melendes (Puente Campuzano, a 12 km SE de Taxco)

Resumidero del Isote (Acuitlapán)

Resumidero de La Joya (San Gregorio)

Resumidero del Río San Jerónimo (Michapa)

HIDALGO

Cueva de Belem (500 m N de Encarnación, Mpio. de Zimapán)

Cueva de El Ocate (1.5 km N de Palomas, Mpio. de Chapulhuacán)

Cueva de El Tenango (Rancho, 3 km NW de Chapulhuacán)

Cueva de Piedra Ancha (Puerto Oscuro, 18 km SW Chapulhuacán)

Cueva de San José (San José)

Cueva del Cambio (2 km E de Encarnación)

Cueva del Puerto de la Zorra (10 km NE de Jacala)

Cuevas (sin nombre ni localidad)

Grutas de Tolantongo (16 km NE de Cardenal)

Grutas de Xoxafi (5.6 km N de Lagunillas, Mpio. Santiago de Anaya)

Mina La Purísima (Pachuca)

Sótano de la Lombriz (10 km N de Jacala)

Sótano de Tres Pozos (Ejido El Sótano)

Sótano Hondo del Pinalito (10 km N de Jacala)

Sótano Inclinado (10 km N de Jacala)

JALISCO

Cueva El Chico (5 km NW de Tuxcacuesco)

MÉXICO (EDO.)

Cueva de Coatepec (1 km SE de Coatepec Harinas)

Cueva de La Mina

Cueva Peña Blanca (Valle de Bravo)

Cuevas (sin nombre ni localidad)

MICHOACÁN

Cueva de Janitzio (Lago de Pátzcuaro)

Cueva de La Caleras (Ciudad Hidalgo)

Cuevas (sin nombre ni localidad)

MORELOS

Cueva de la Poza de Moctezuma (2 km E de Oaxtepec, Municipio de Yautepec)

Cueva de los Arcos

Cueva de San Juan (Municipio de Tepoztlán)

Cueva del Derrame del Chichinautzin (lado W del mismo Cerro)

Cueva del Diablo (o de Ocotitlán; en Ocotitlán, Mpio. de Tepoztlán)

Cueva del Idolo (1 km S de Tequesquitengo)

Cueva del Salitre (Tequesquitengo, a 8 km W, Jujutla de Juárez)

Cueva 18 de Julio (9 km SSW de Temixco)

Cueva 8 de Julio (= Cueva 18 de Julio)

Cueva (km 104 de la vía FFCC México-Cuernavaca)

Cueva (Tepoztlán)

Cueva (poco profunda de Cuernavaca)

Cuevas de Huajintlán (0.5 km NW de Huajintlán, Municipio de Amacuzac)

Cuevas (sin nombre ni localidad)

NUEVO LEÓN

Cueva 'Cave of 30 Skulls' (Huautla de Jiménez)

Cueva Chica del Ojo de Agua (4 km WSW de Dulces Nombres)

Cueva de Chorros de Agua (23 km SW de Montemorelos)

Cueva de Constantín (8 km S de Espinazo, Municipio de Mina)

Cueva de la Boca (5 km NE de Villa Santiago)

Cueva de La Chorrera (27.3 km SW de Linares)

Cueva de la Herradura (8 km E de Hermanas)

Cueva de las Animas (56 km E de Monclova)

Cueva de las Fisuras (16 km W de Sabinas Hidalgo)

Cueva de los Parajitos (2 km N Tinajas, 7 km SE Dulces Nombres)

Cueva del Carrizal (10 km SE de La Candela)

Cueva del Diablo (7 km W de Sabinas Hidalgo)

Cueva del Precipicio (2 km SW de las Grutas del Palmito)

Cueva del Rincón de la Virgen (6.8 km N de Villa de García)

Cueva San Josecito (Municipio de Zaragoza)

Cueva Sin Nombre (Potrero Redondo, 17 km SW Villa Santiago)

Cueva (4 km W de Bustamante)

Cueva (Potrero Redondo).

Cuevas (Mesa Chipinque)

Cuevas (sin nombre ni localidad)

Gruta Sur de San Bartolo (1 norte y 1 sur; 9 km S de Sta. Catarina)

Grutas de Villa de García (7 km NW de Villa de García)

Grutas del Palmito (7 km SSW de Bustamante)

Mina (bajo la Cueva de la Boca; 5 km NE de Santiago)

Pozo del Maguay Verde (Municipio de Zaragoza)

Pozo (Monterrey)

Resumidero de Pablillo (4 km NNE de Pablillo, 26 km SE de Galeana)

Sima Zoquiapan (1.1 km N de Cuetzalan)

Sótano de Cañada Verde (3 km E de Cañada Verde)

Sótano de las Peñuelas (3 km SW de Dulces Nombres)

Sótano de las Tres Ventanas (Cuauhtemoc, Área de Purificación)

Sumidero 'Chevy Sink' (7 km SW de Galeana)

OAXACA

Cueva 'Milliped or Centiped Cave' (8 km N de Huautla)

Cuatro Cuevas en Huautla de Jiménez.

Cueva Bonita (o Arriba) del Presidente (1.5 km N de Huautla)

Cueva cerca del Puente (sobre el Río Huautla)

Cueva de Apoala (Santiago Apoala)

Cueva de Juan Sánchez (12 km NW de Acatlán)

Cueva de La Culebra (11 km SW de Acatlán)

Cueva de La Finca (10 mi. SW de Acatlán)

Cueva de La Grieta (Huautla)

Cueva de la Isla Isabel María (6 km W de Temascal, lado E de la Isla)

Cueva de las Maravillas (6 km S de Acatlán)

Cueva de los Pajaros (5 km SE de Huautla de Jiménez)

Cueva (o grutas) de Monteflor (6 km N de Valle Nacional)

Cueva de Puente de Fierro (8 km N de Huautla)

Cueva del Camino (Puente de Fierro)

Cueva del Cerrito (Ojitlán)

Cueva del Escorpión (San Miguel Dolina; 5 km SE de Huautla de Jiménez)

Cueva del Guano (8 km N de Valle Nacional)

Cueva del Guayabo (12 km N de Valle Nacional)

Cueva del Lencho Virgen (10 km SSW de Acatlán)

Cueva del Llano Grande (1 km S de San Vicente Lachixio)

Cueva del Molino de Carne (5 km ESE de Huautla de Jiménez)

Cueva del Nacimiento del Río San Antonio (10 km SSW de Acatlán)

Cueva del Polvorín

Cueva Desapareciendo (2 km S de Acatlán)

Cueva (8 km N de Huautla de Jiménez)

Cuevas (cerca de Valle Nacional, 1, 2 y 3)

Cuevas (sin nombre ni localidad)

Grutas de San Sebastián (3 km N de San Sebastián de Las Grutas)

Pozo (Pueblo de Etlá)

Sistema Huautla (Sección La Grieta; 2 km E de San Andrés)

Sótano Agua de Carrizo (5 km ESE de Huautla de Jiménez)

Sótano Comedor del Diablo (5 km NW de Santiago Apoala)

Sótano de las Bellotas (5 km NW de Santiago Apoala)

Sótano de San Agustín (5 km SE de Huautla de Jiménez)

Sótano del Río Iglesia (5 km SE de Huautla de Jiménez)

Sótano Li Nita (5 km SE de Huautla de Jiménez; tiene una conexión subterránea con el Sótano de San Agustín)

Sótano sin Hondo (5 km SSW de Acatlán)

PUEBLA

Cueva 'Horizontal Cave' (12 km ESE de San Pablo Zoquitlán)

Cueva de Guayateno (7 km SW de Cuetzalan)

Cueva de la Barranca (8 km SW de Cuetzalan)

Cueva de la Providencia

Cueva de los Camarones (3 km NW de Xochitlán)

Cueva de Octimaxal Norte (= Cueva de Octimaxal 2)

Cueva de Octimaxal Sur 1 y 2 (3 km SSW de Cuetzalan)

Cueva de Patla (Planta Hidroeléctrica de Tepexi, a 8 km SW

de Xicotepec)

Cueva de Tasalolpan (2 km W de Cuetzalan)

Cueva de Xocoyolo (5.5 km SW de Cuetzalan)

Cueva Murciélago de Xocoyolo (5.5 km SW de Cuetzalan)

Cueva Tecolo (2.3 km SW Jonotla; ig. 15-17.

Cueva Tzinacanostoc (33.4 km SW Tlancualpicán)

Cueva Xochitl (3 km S de Xochitlán)

Cuevas de Matamoros (= Cuevas del Río Nexapa)

Cuevas del Río Nexapa (izquierda del Río Nexapa, Municipio de Izucar de Matamoros)

Cuevas (sin nombre ni localidad)

Grutas de Ateno (2 km NW de Xochitlán)

Grutas de Atepolihuit (5 km SW de Cuetzalan)

Grutas de Jonotla (1.5 km SSW de Jonotla)

Grutas de Olivares (7 km SW de Cuetzalan)

Sima de Coahuatichan (= Sima de los Bueyes)

Sima de la Cruz Verde (1 km W de Cuetzalan)

Sima de los Bueyes (2 km S de Cuetzalan)

Sima Esteban (7 km SW de Cuetzalan)

Sima Octimaxal Sur, 1 y 2 (3 km SSW de Cuetzalan)

Sima Zoquiapan (Municipio de Cuetzalan)

Sótano de Coyomeapan (12 km ESE de San Pablo Zoquitlán)

Sótano del Agua (Municipio de Chichiquila)

Sótano 'of the Log-Filled Sink' (10 km E de San Pablo Zoquitlán)

Sumidero Atichayan (2 km S de Cuetzalan)

Sumidero de Atepolihuit de Nauzontla (32 km N de Cuetzalan)

Sumidero de Atepolihuit de San Andrés (N de Cuetzalan)

Sumidero de Atepolihuit de San Miguel (Cuetzalan)

Sumidero de Chichicazapan o Tzitzicazapan (0.8 km S Cuetzalan)

Sumidero de Chichihuayalol (Cuetzalan)

Sumidero de Cohuatichan (2 km S de Cuetzalan)

'Unnamed Cave-Sinkhole' (10 E del Camino al Derramadero)

QUERÉTARO

Cavidad El Socavón (Ojo de Agua, 20 km NE de Jalpan)

Cueva de Dona Emilia (14 km NNW de Ahuacatlán)

Cueva de la Milpa (Agua Fría, 22 km NW de Jalpan)

Cueva de las Tablas (5 km W de El Lobo; 22 km W de Xilitla)

Cueva de los Otates (Los Pinos, 15 km NW de Pinal de Amoles)

Cueva de los Riscos (2 km S de Rancho Huichale, 8 km SW Jalpan)

Cueva de Peñalta (10 km NW de Pinal de Amoles)

Cueva de Tejamanil (0.5 km NE de Tejamanil)

Cueva del Campamento (2 km E del Cerro de La Luz)

Cueva del Chevron (3 km E de Pinal de Amoles)

Cueva del Judío (2 km S de Pinal de Amoles)

Cueva del Madroño (1.5 km S de El Madroño; 19 km W de Xilitla)

Cueva del Mercurio (Tejamanil, a 3 km SW de Pinal de Amoles)

Cueva del Muerto (Esperanza)

Cueva del Niño (5 km W de El Lobo; 22 km W de Xilitla)

Cueva del Peñasco de Tejamanil

Cueva del Puente de Dios del Río Jalpan (4 km S de Puerto Animas; 7 km SW de Jalpan)

Cueva del Puente Natural (4 km S de Puerto Animas)

Cueva del Puerto del León (4 km E de Río Blanco)

Cueva del Rincón (La Lagunita, a 11 km SSW de San Joaquín)

Cueva Encantada (3 km W de La Cienega; 20 km NNE Pinal de Amoles)

Cuevas (cerca de El Lobo, al E de Querétaro)

Cuevas (hacia el W, cerca de Pinal de Amoles y Tejamanil)

Cuevas (sin nombre ni localidad)

- Gruta Los Herrera (= Grutas de San Joaquín)
 Grutas de San Joaquín (2 km SSW de San Joaquín)
 Hoya de las Conchas (3 km N de San Juan)
 Mina de Hierro (en el camino, 2 km E de Pinal de Amoles)
 Sótano de Camposantos (5 km W de El Lobo; 22 km W de Xilitla)
 Sótano de Dos Arañas Grandes (1 km ENE de Río Blanco)
 Sótano de El Barro (Municipio de Arroyo Seco)
 Sótano de El Tigre (24 km SW de Jalpan, Mpio. Landa de Matamoros)
 Sótano de la Escuela (10 km NW de Pinal de Amoles)
 Sótano de la Lagunita (2 km NE de Río Blanco)
 Sótano de Otates (= Cueva de Los Otates)
 Sótano de Tejamanil (0.5 km NE de Tejamanil)
 Sótano de Tilaco (500 m N Tilaco)
 Sótano del Buque (20 km N de Pinal de Amoles)
 Sótano del Gobernador (2 km S de Pinal de Amoles)
 Sótano del Nogal (5 km NW de San Juan, Mpio. de Arroyo Seco)
 Sótano del Rincon (11 km SSW de San Joaquín)
 Sótano Encantado (= Cueva Encantada)
 Sumidero del Llano Conejo (10 km ENE de Xilitla, Mpio. de Landa de Matamoros)
- QUINTANA ROO**
 Actún Ha (Ruinas de Cobá, Municipio de Cozumel)
 Cenote de Chelentún (45 km SE Mérida)
 Cenote de Juan Coh (Felipe Carrillo Puerto)
 Cenote de Las Ruinas (6 km ENE de Polyuc, Municipio de Felipe Carrillo Puerto)
 Cenote de San Martín (2.5 km E de Pamul, Mpio. de Cozumel)
 Cenote de Santo Domingo (5 km NE del km 50, Mpio. F. Carrillo Puerto)
 Cenote de Tos Virlo (13 km S de Señor, Mpio. F. Carrillo Puerto)
 Cenote de Tulum (Ruinas de Tulum, Mpio. de Cozumel)
 Cueva Chen III (3 km W Akumal Pueblo)
 Cueva Coop (cerca de Pamul, Municipio de Cozumel)
 Cueva de Kopoil (0.5 km N de Kopoil, Mpio. de F. Carrillo Puerto)
 Cueva de La Avispa (2 km N de Tancah)
 Cueva de La Unión (200 km SW Chetumal)
 Cueva de Tancah (2 km NW de Tancah, Mpio. de Cozumel)
 Cueva del Fermín (3 km E de Pamul)
 Cueva Huaymax
 Cueva Rouel (Tancah, Municipio de Cozumel)
 Cueva (Rancho Santa Rita, en la Isla de Cozumel)
 Cuevas (sin nombre ni localidad)
- SAN LUIS POTOSÍ**
 Boca del Abra (11 km E de Ciudad Valles)
 Cueva Arriba de Agua Buena (2 km NW Agua Buena, Mpio. Tamasopo)
 Cueva Carnicerías (al NW de San Francisco, Mpio. de Zaragoza)
 Cueva Chica (16 km SE de Ciudad Valles)
 Cueva de Agua Bendita (12 km W de Aquismón)
 Cueva de Bernabé (7 km SSE de San Nicolás de los Montes)
 Cueva de Cristian (4 km E de Xilitla)
 Cueva de Doña Casimira (Municipio San Ciró de Acosta)
 Cueva de Elías (5.5 km S de San Nicolás de los Montes)
 Cueva de El Jobo (5 km E de Xilitla)
 Cueva de El Puente (17 km SSE de San Francisco)
 Cueva de Entrada Chica (Valle de los Fantasmas, 4 km NW de San Francisco)
 Cueva de Huichihuayán (= C. del Nacimiento del Río Huichihuayán)
- Cueva de La Barranca (1 km NE de Ahuacatlán, Mpio. de Xilitla)
 Cueva de La Bonita (San Nicolás de los Montes, 13 km N Agua Buena, Municipio de Tamasopo)
 Cueva de La Curva (8 km E de Ciudad Valles)
 Cueva de La Hoya (1 km NE de Ahuacatlán, Mpio. de Xilitla)
 Cueva de La Laguna (6.5 km NNW de San Francisco)
 Cueva de La Lagunita (16 km NE de Ciudad del Maíz)
 Cueva de La Laja (0.75 km NE de Ahuacatlán)
 Cueva de La Llanura (3.5 km W de Micos; 23 km NW Ciudad Valles)
 Cueva de La Luz (Rancho de La Luz, a 10 km W de Tamapatz)
 Cueva de la Mosca (La Lagunita, a 16 km NE de Ciudad del Maíz)
 Cueva de La Porra (1 km SW de Tlamaya; 2 km NNW de Xilitla)
 Cueva de La Reina (3 km SE de Tampaxal)
 Cueva de La Selva (2 km SW de Xilitla)
 Cueva de Las Lagunitas (3 km S de San Nicolás de los Montes)
 Cueva de las Moscas (1.5 km S de San Francisco)
 Cueva de las Rusias (Las Rusias, 5 km E de San Francisco)
 Cueva de Los Antiguos (1.2 km W La Silleta)
 Cueva de los Caballos (Sótanos Unidos, 6 km WNW de S. Francisco)
 Cueva de los Caracoles No.1 (Municipio de Aquismón)
 Cueva de los Cuates (16 km SE de Ciudad Valles)
 Cueva de los Cuchos (cerca de Plan de Juárez, 2 km S de Xilitla)
 Cueva de los Ladrones (500 m SW de La Silleta)
 Cueva de los Monos (= Sótano de los Monos)
 Cueva de los Sabinos (13 km NNE de Ciudad Valles)
 Cueva de los Viet Cong (altiplano de Xilitla)
 Cueva de Otates (9 km S de Micos; 17 km WNW de Ciudad Valles)
 Cueva de Oxtalja (Tamapatz)
 Cueva de Poca Ventana (= Cueva del Ahuate No.2)
 Cueva de Potrerillos (Rancho Potrerillos, 2 km WSW Ahuacatlán)
 Cueva de San Miguel (= Cueva del Nacimiento de San Miguel)
 Cueva de San Nicolás (1 km N de Tamapatz; 10 km W de Aquismón)
 Cueva de San Rafael (0.7 km N de San Rafael; 10 km W de Aquismón)
 Cueva de Tanchipa (35 km NNE de Ciudad Valles)
 Cueva de Taninul No.1 (13 km SE de Ciudad Valles)
 Cueva de Taninul No.4 (13 km SE de Ciudad Valles)
 Cueva de Tantabal (21 km SSE de Ciudad Valles)
 Cueva de Valdosa (11 km E de Ciudad Valles)
 Cueva del Agua (10 km W de Aquismón)
 Cueva del Agua (5 km NNE de Rayón; 10 km SSE de Cárdenas)
 Cueva del Ahuate No.2 (1 km W de Xilitla)
 Cueva del Aire (1.8 km SW de la Iglesia de Huichihuayan)
 Cueva del Carnicero (10 km E del Apeadero de la Maroma; 21 km NW de Villa de Guadalupe)
 Cueva del Cerro Pilón (6 km NW de Xilitla)
 Cueva del Cincuenta y Ocho (4 km S de San Francisco)
 Cueva del Cochino (11 km ENE de Matehuala)
 Cueva del Desierto (2 km NE de La Libertad [= El Guayalote]; 22 km W de Ciudad del Maíz)
 Cueva del Huisache (7 km NW de Micos; 26 km NW de Ciudad Valles)
 Cueva del León (9 km NE de Ciudad Valles)
 Cueva del Lienzo (9 km S de Micos; 17 km WNW de Ciudad Valles)

- Cueva del Llano Chiquito (10 km W de Xilitla)
 Cueva del Llano del Conejo (cerca de Xilitla)
 Cueva del Nacimiento de San Miguel (15 km NW de Aquismón)
 Cueva del Nacimiento del Río Choy (29 km S de Ciudad Valles)
 Cueva del Nacimiento del Río Huichihuayan (2 km SW de Huichihuayan, Municipio de Xilitla)
 Cueva del Puente de Dios (30 km SSW de Ciudad Valles)
 Cueva del Pujal (= Cueva Chica)
 Cueva del Salitre (0.5 km NNE de Xilitla)
 Cueva Escondida (= Sótano Escondido)
 Cueva Grande (11 km SE de Ciudad Valles)
 Cueva Mosca (24 km NE de Ciudad del Maíz)
 Cueva Pinta (13 km NE de Ciudad Valles)
 Cueva Segunda (2 km NE de El Guayalote; 22 km W Ciudad del Maíz)
 Cueva (Valle de los Fantasmas, a 4 km NW de San Francisco)
 Cueva (San Francisco, Municipio de Zaragoza)
 Cueva (pequeña, cerca de Hoya de Quital)
 Cuevas (Sierra del Abra)
 Cuevas (Xilitla)
 Cuevas (sin nombre ni localidad)
 Cueva de Nopales (5 km S de San Francisco)
 Cueva del Sotanito (8 km NE de Ciudad Valles)
 Gruta de los Muertos (Cerca de Xilitla)
 Hoya de Higuerón (15 km NE de Ciudad Valles)
 Hoya de las Guaguas (5 km W La Pimienta; 10 km S de Aquismón)
 Hoya Quital (10 km S de Aquismón)
 Joya de Higuerón (= Hoya de Higuerón)
 Pocito del Ojo de Agua (13 km N de Agua Buena)
 Pozo de El Pujal (17 km SE de Ciudad Valles)
 Sotanito de Montecillos (8 km NE de Ciudad Valles)
 Sótano de Abernathy (Los Sótanos Unidos, a 6 km WNW de San Francisco, Municipio de Zaragoza)
 Sótano de Carlos (2 km N de San Francisco, Mpio. de Zaragoza)
 Sótano de Coatimundi (36 km NNE de Ciudad Valles)
 Sótano de El Ranchito (1 km N del Ejido La Silleta)
 Sótano de El Triunfo (Tamaulipas)
 Sótano de Guadalupe (10 km W de Aquismón)
 Sótano de Huitzmolotitla (1 km ESE Tlamaya; 2 km NNW Xilitla)
 Sótano de La Cuesta (36 km NNE de Ciudad Valles)
 Sótano de La Estrella (36 km NNE de Ciudad Valles)
 Sótano de La Golondrina (Valle de los Fantasmas, a 4 km NW de San Francisco)
 Sótano de La Navidad (al SW de La Silleta y NW de Xilitla)
 Sótano de La Pipa (35 km NNE de Ciudad Valles)
 Sótano de La Silleta (La Silleta)
 Sótano de La Tinaja (10.5 km NE de Ciudad Valles)
 Sótano de La Trinidad (7 km WNW de Xilitla)
 Sótano de las Añañas (Los Sótanos Unidos, 6 km WNW de San Francisco)
 Sótano de Las Golondrinas (10 km W de Aquismón)
 Sótano de las Piedras (7.5 km NE de Ciudad Valles)
 Sótano de los Monos (20 km NW de Ciudad Valles)
 Sótano de Maldonado
 Sótano de Manuel (16 km SE de Ciudad Valles)
 Sótano de Matapalma (21 km NNE de Ciudad Valles)
 Sótano de Nopales (5 km S de San Francisco)
 Sótano de Pichijumo (8 km NE de Ciudad Valles)
 Sótano de San Francisco Nos. 1 y 2. (0.5 km S de San Francisco)
 Sótano de Soyate (12.5 km NE de Ciudad Valles)
 Sótano de Tlamaya (2.5 km NNW de Xilitla)
 Sótano de Yerbani (21.5 km NNE de Ciudad Valles)
 Sótano del Arroyo (12 km NNE de Ciudad Valles)
 Sótano del Ferrocarril (= Cueva de la Curva)
 Sótano del Lienzo (= Cueva del Lienzo)
 Sótano del Ojo de Agua (9 km ESE de San Francisco)
 Sótano del Pájaro (Sótanos Unidos, 6 km WNW de San Francisco)
 Sótano del Potrero (1 km N de Ahuacatlán)
 Sótano del Pozo (2 km E de Ahuacatlán)
 Sótano del Puerto de Los Lobos (1.5 km S de San Francisco)
 Sótano del Supermacho (Sótanos Unidos, 6 km WNW San Francisco)
 Sótano del Tigre (14.5 km NNE de Ciudad Valles)
 Sótano del Toro (11 km SE de Ciudad Valles)
 Sótano Escondido (12 km NE de Ciudad Valles)
 Sótanos Unidos (6 km WNW de San Francisco)
 Sumidero de Fantasmas (Valle de los Fantasmas, 4 km NW de San Francisco)
 Sumidero de Matehuala (3 km E de Matehuala)
 Sumidero de Piedra Paloma (10 km NNE de Ciudad del Maíz)
 Sumidero 552 (45 km SSE de Matehuala, km 552)
 Ventana Jabalí (20 km NE de Ciudad Valles)
- SINALOA**
 Cuevas (sin nombre ni localidad)
- SONORA**
 Cueva del Tigre (22 km SSE de Carbo)
 Cueva Higuera (13 km SE de San Miguel de Horcasitas)
 Mina La Aduana (8 km W de Alamos)
 Minas Nuevas
- TABASCO**
 Cueva de las Sardinas (= Cueva Villa Luz; 3.5 km S Tapijulapa)
 Cueva de Teapa (2 km E de Teapa)
 Cueva del Azufre (3.5 km S de Tapijulapa)
 Cueva La Murcielagina (5.3 km vía NNE de Teapa)
 Cueva (por el Arroyo del Solpho)
 Cuevas (sin nombre ni localidad)
 Grutas del Coconá (3 km NE de Teapa)
 Resumidero del Coconá (3 km NE de Teapa)
- TAMAULIPAS**
 Cavidad Entrada del Viento Bajo (41 km NW de Ciudad Victoria)
 Cueva 'Bee Cave' (8.5 km NE de Adolfo López Mateos)
 Cueva 'Crystal Cave' (Rancho del Cielo, 7 km NNW Gómez Farías)
 Cueva 'Dry Cave' (Rancho del Cielo, 7 km NNW Gómez Farías)
 Cueva 'Salamander Cave' (Rancho del Cielo, 7 km NNW Gómez F.)
 Cueva '2000 Meter Cave' (15 km NW de Gómez Farías)
 Cueva 'Wet Cave' (Rancho del Cielo, 7 km NNW de Gómez Farías)
 Cueva Bonita (15 km SSW de Ciudad Victoria)
 Cueva Chica de la Perra (11 km NW de Gómez Farías)
 Cueva de Abril (3 km SE de Revilla)
 Cueva de California (2 km N de Rancho Nuevo)
 Cueva de Diamante (23 km SE de Antiguo Morelos)
 Cueva de El Pachón (7.5 km NE de Antiguo Morelos)
 Cueva de El Rey Molino (8.5 km W de Gómez Farías)
 Cueva de Galindo (500 m S de Galindo)
 Cueva de Guadalupe (a 12 km S de Gómez Farías)

- Cueva de la Aprendiziza (Conrado Castillo)
 Cueva de La Capilla (El Porvenir, a 11 km NW de Gómez Farías)
 Cueva de La Escuela (Joya de Salas; 15 km NW de Gómez Farías)
 Cueva de la Florida (7.5 km NE de Antigua Morelos)
 Cueva de la Llorona (3.5 km SSE Yerbabuena)
 Cueva de La Mina (9 km NW de Gómez Farías)
 Cueva de la Paloma (1 km NNE de Gómez Farías)
 Cueva de la Virgen (19 km W de Hidalgo)
 Cueva de la Virgen de Guadalupe (58 km SW de Soto La Marina)
 Cueva de las Bandanas (Área de Purificación)
 Cueva de las Dos Boquillas (700 m S de Revilla)
 Cueva de las Papitas (800 m SE de Revilla)
 Cueva de las Peñitas (12 km S de Gómez Farías)
 Cueva de las Perlas (11 km NW de Gómez Farías)
 Cueva de los Allarines (0.8 km N de Conrado Castillo)
 Cueva de los Arcitos (Yerbabuena)
 Cueva de los Cuarteles (10 km SW de Aldama)
 Cueva de los Leones (Joya de Salas, 15 km NW de Gómez Farías)
 Cueva de los Pájaros (1 km NNW de Práxedes Guerrero [= El Pachón], 8 km NE de Antigua Morelos)
 Cueva de los Vampiros (10 km NE de Adolfo López Mateos)
 Cueva de Revilla (Rancho Revilla, a 40 km NW de C. Victoria)
 Cueva de San Rafael de los Castros (= Sótano de S. Rafael de los C.)
 Cueva de Santa Elena (14 km SE de Antigua Morelos)
 Cueva de Tres Manantiales (= Cueva del Ojo de Agua de Manantiales)
 Cueva del Ojo de Agua de Manantiales (14 km NNE de Ocampo)
 Cueva del Abra (1 km S de El Abra; 9 km NE de Antigua Morelos)
 Cueva del Agua (3 km S de Manantiales; 15 km SW Gómez Farías)
 Cueva del Arado (Yerbabuena)
 Cueva del Borrego (0.5 km S de Conrado Castillo)
 Cueva del Brinco (cerca de Conrado Castillo, ca. 40 km SW de Ciudad Victoria)
 Cueva del Camino (1 km W de Rancho Nuevo)
 Cueva del Coral (1 km N de Conrado Castillo)
 Cueva del Encino (Municipio de Guemez)
 Cueva del Esqueleto (Conrado Castillo)
 Cueva del Infiernillo (8 km W de Gómez Farías)
 Cueva del Moro (2 km SE de Yerbabuena)
 Cueva del Nacimiento del Río Frío (7 km S de Gómez Farías)
 Cueva del Ojo de Agua (3 km SE de Gómez Farías)
 Cueva del Oyamel (al suroeste de El Barretal)
 Cueva del Remolino (al suroeste de El Barretal)
 Cueva del Tecolote (ca. 32 km NW de Ciudad Victoria)
 Cueva del Vandalismo (0.5 km SE de Rancho Nuevo)
 Cueva Grande del Arroyo Seco (27 km S de Ciudad Mante)
 Cueva 'Salamander Cave' (Rancho del Cielo, 7 km NNW Gómez Farías)
 Cueva X (300 m N de Conrado Castillo)
 Cueva (1 km S de Manantiales)
 Cueva (Conrado Castillo)
 Cueva (por debajo de la Carretera, 33 km SW Tula)
 Cuevas en el Rancho del Cielo Nos. 1 a 7 (7 km NNW Gómez Farías
 Cuevas (sin nombre ni localidad).
- Cuevita de La Escuela (= Cueva de La Escuela)
 Cuevita del Cerro Partido (a 13 km SW de Ocampo)
 Grutas de El Puente (11 km SE de Ocampo)
 Grutas de Quintero (1.5 km S de Quintero; 13 km SW de C. Mante)
 'Harrison Sinkhole' (Rancho del Cielo, 7 km NNW Gómez Farías)
 Hoya de Nubas (10 km NW de Gómez Farías)
 Pozo de Juan Fuentes Pérez (o Grieta de las Flores) (Conrado Castillo)
 Pozo de los Rudistas (800 m NE de Rancho Nuevo)
 Pozo de Tinajas Prietas (2 km NW Caballos)
 Pozo del Arrecife (800 m NE de Rancho Nuevo)
 Pozo del Lagartijo (0.5 mi. SW de torre de bomberos, Rancho Nuevo)
 Pozo del Lodo Estratificado (800 m SE Rancho Nuevo)
 Pozo del Maguey Verde (1 km NW de Revilla)
 Pozo del Peso (5 km N de Rancho Nuevo)
 Pozo del Soyate (o del Soyate Torcido)
 Resumidero de los Mangos (1.5 km W de Gómez Farías)
 Sótano de El Jineo (1 km NW de Gómez Farías)
 Sótano de El Molino (1 km NW de Gómez Farías)
 Sótano de El Porvenir (11 km NW de Gómez Farías)
 Sótano de El Refugio (20 km SW de Gómez Farías)
 Sótano de El Triunfo (Gómez Farías)
 Sótano de El Venadito (16.5 km SE de Antigua Morelos)
 Sótano de Gómez Farías (2.5 km S de Gómez Farías)
 Sótano de Jesús (1 km S del Rancho Revilla)
 Sótano de la Cuchilla (1.75 km N de Conrado Castillo)
 Sótano de la Joya de Salas (15 km NW de Gómez Farías)
 Sótano de la Rama (5 km N de Rancho Nuevo)
 Sótano de la Torre (4 km SE de Rancho Nuevo)
 Sótano de las Calenturas (0.7 km S de Yerbabuena)
 Sótano de las Guacamayas (El Refugio, 1.7 km N de Ocampo)
 Sótano de las Piñas (= Sótano de los Pinos)
 Sótano de los Pinos (Joya de Salas, 15 km NW de Gómez Farías)
 Sótano de San Marcos (La Reforma, Municipio de Jaumave)
 Sótano de San Rafael de los Castros (13 km ENE de Ciudad Mante)
 Sótano de Santa Elena (= Cueva de Santa Elena)
 Sótano de Tres Cerritos (20 km NNW de Gómez Farías)
 Sótano de Vásquez (6 km ESE de Adolfo López Mateos)
 Sótano del Caballo Moro (7.8 km NW de Adolfo López Mateos)
 Sótano del León (2 km S de Gómez Farías)
 Sótano del Monumento (26 km WNW de Ocampo)
 Sótano del Naranja (1.5 km W de Gómez Farías)
 Sótano del Riachuelo (6.5 km N y 2 km E de Miquihuana)
 Sótanos de Rancho Nuevo Nos. 1 a 4 (Rancho Nuevo)
 Sumidero de El Jineo (= Sótano de El Jineo)
 Sumidero del Oyamel (1 km N de Conrado Castillo)
- TLAXCALA**
 Conductos Acuíferos Subterráneos en Tlaxcala
 El Tunel, a 10 km E de Tlaxco
- VERACRUZ**
 Cueva de Corral de Piedra (3 km SSE de Corral de Piedra)
 Cueva de la Cascada (2 km E de Tequila)
 Cueva de la Charca (Ejido al N de Potrero, Municipio de Atoyac)
 Cueva de la Cucaracha
 Cueva de Laguna Encantada (= Cueva El Boquerón)
 Cueva de la Loma de la Raya Seca (2 km NW El Coyolar)

- Cueva de la Sala de Agua Grande (5 km N de Cuitláhuac)
 Cueva de las Arañas (Municipio de Tequila)
 Cueva de las Trozas (cerca de San Martín, al W de Tequila)
 Cueva de los Martínez (Municipio de Tequila)
 Cueva de los 'Opilionida' (sic!) (2 km N de Tequila)
 Cueva de Orizaba
 Cueva de Sala Seca (5 km N de Cuitláhuac)
 Cueva de Tzontecomostoc (5 km N de Tequila)
 Cueva de Ungurría (20 km WSW de Tezonapa)
 Cueva del Arroyo del Bellaco (25.6 km SW Paso de Ovejas)
 Cueva del Brujo (Municipio de Catemaco, Laguna Encantada)
 Cueva del Carbón (cerca de San Martín, al W de Tequila)
 Cueva del Coyol (Municipio de Totutla)
 Cueva del Crucero (Municipio de Tequila)
 Cueva del Diablo (3 km SSW de Ciudad Mendoza)
 Cueva del Hoyo (= Sótano del Hoyo)
 Cueva del Nacimiento del Río Atoyac
 Cueva del Nacimiento Grande (= Cueva del Ojo de Agua Grande)
 Cueva del Ojo de Agua de Tlilapan (Tlilapan).
 Cueva del Ojo de Agua Grande (5 km N de Potrero Viejo)
 Cueva del Panteón (Municipio de Actopan)
 Cueva del Rancho Santa María (6 km N de Potrero, Municipio de Atoyac)
 Cueva del Rey de Oros (Rancho Vergel a 8 km de Rinconada)
 Cueva del Río Atoyac (3 km E de Atoyac)
 Cueva del Volcancillo (5 km SE de Las Vigas)
 Cueva en Fortín de las Flores
 Cueva Matzinga (o Macinga) (2 km E de Tlilapan).
 Cueva Pintada (Ixhuatlán del Café, cerca de Coscomatepec)
 Cuevas de Laguna Encantada
 Cuevas (sin nombre ni localidad)
 Cuevilla 1 (Municipio Emiliano Zapata)
 Cuevilla 2 (Municipio Emiliano Zapata)
 Grutas de Atoyac (2 km E de Atoyac)
 Grutas de las Abejas (N de Potrero)
 Pozo (cerca de Paraje Nuevo, Municipio de Amatlán)
 Pozo (Pueblo de San Juan de la Punta, Mpio. de Cuitláhuac)
 Resumidero de San Martín (San Martín, W de Tequila)
 Sótano de la Botella Chica (5 km NW de Tequila)
 Sótano de la Milpa (5 km SW de San Andrés)
 Sótano de la Palma (14 km N de Potrero, Mpio. de Atoyac)
 Sótano de la Y Griega (Tequila)
 Sótano de las Golondrinas (Manzanilla, a 11 km N de Potrero)
 Sótano de Oztauatlitaloa (u Oztoatlicholaa; 1 km W de Tequila)
 Sótano de Poncho (Municipio de Tlaquilpa)
 Sótano de Sphodrini (Tequila)
 Sótano de Teanacan (Soledad Atzompa)
 Sótano del Arco (Cotlaixco, Zongolica)
 Sótano del Hoyo (Municipio Emiliano Zapata)
 Sótano del Humo (5 km NW de San Andrés)
 Sótano del Profesor (Tequila)
 Sótano del Relicario (3 km N de Tequila)
 Sótano Itamo (cerca de Soledad Atzompa)
 Sumidero de Cotzalostoc (3 km E de Totolacatla, Zongolica)
 YUCATÁN (Actún = Cueva)
 Actún Chac (15 km ESE de Santa Elena, Mpio. de Santa Elena)
 Actún Chacaljas (3 km S de Calcehtok, Municipio de Opichén)
 Actún Chen (Santa Rita, a 3 km W de Kiuick)
 Actún Chukum (2 km S de Maxcanú, Municipio de Maxcanú)
 Actún Chunup (2 km SW de Maxcanú)
 Actún Kiuick (Ruinas de Kiuick, Municipio de Oxkutzcab)
 Actún Okobichén (8 km SW de Santa Elena)
 Actún Tuz-ik (5 km ENE de Calcehtok, Municipio de Opichén)
 Cenote Aka Chen (1 km E de Tixcancal, Municipio de Tizimín)
 Cenote Calchuhuim (2 km E Hacienda de S. Bernardo, Mpio. Maxcanú)
 Cenote Calchum (1 km E de Hacienda de San Bernardo)
 Cenote Chac Sikiin (Ruinas de Mayapán, Municipio de Tecoh)
 Cenote Chapultepec (Municipio de Mérida)
 Cenote Chen Mul (Ruinas de Mayapán, Municipio de Tecoh)
 Cenote Chico de Xanabá (6.5 km SW de Chichén Itzá)
 Cenote Chotch (3 km NE de Pisté, Municipio de Tinum)
 Cenote Chun Kapoc (Acanceh, Municipio de Acanceh)
 Cenote Ciruak (3 km N de Pisté, Municipio de Tinum)
 Cenote Conchita (Municipio de Mérida)
 Cenote de Acanceh (= Cenote Chun Kapoc)
 Cenote de Catzín (Catzín, Municipio de Chemax)
 Cenote de Kankirixché (10 km NW de Muna, Municipio de Muna)
 Cenote de Kaua (Municipio de Kaua)
 Cenote de la Culebra (12 km N de Muna, Municipio de Abala)
 Cenote de la Escuela Carlos Morales (Mérida)
 Cenote de la Paca (7 km E de Tikuch, Municipio de Valladolid)
 Cenote de las Abejas (2 km N de Kopoma)
 Cenote de Orizaba (8 km S de Buenaventura, Mpio. de Tizimín)
 Cenote de Sabacah (Sucopo, Municipio de Tizimín)
 Cenote de Sambulá (Kopomá, Municipio de Kopomá)
 Cenote de Sambulá (Mérida Municipio de Mérida)
 Cenote de Sambulá (Motul, Municipio de Motul)
 Cenote de San Diego (2 km W de Cocoyol, Municipio de Chemax)
 Cenote de San Isidro (Mérida, Municipio de Mérida)
 Cenote de San José (Municipio de Mérida)
 Cenote de Sihunchén (Sihunchén, Municipio de Abalá)
 Cenote de Thompson (2.5 km E de Chichen Itzá)
 Cenote de Yaxcabá (Yaxcabá, Municipio de Yaxcabá)
 Cenote del Country Club (Municipio de Mérida)
 Cenote del Pochote (10 km NW de Muna, Municipio de Muna)
 Cenote Dzadz (10 km SW de Chichén Itzá, Municipio de Kaua)
 Cenote 'G' (Ruinas de Aké, Municipio de Tixkokob)
 Cenote Geiser (Municipio de Mérida)
 Cenote Grande de Xanaba (8 km SW de Chichén Itzá)
 Cenote Halal (14 km N y 3 km E de Mérida)
 Cenote Hebia (cerca de Hochtún)
 Cenote Hochtún (1 km W de Hochtún, Municipio de Hochtún)
 Cenote Huntu Chac (4 km S de Valladolid)
 Cenote Huntun (4.8 km W de Pisté, Municipio de Tinum)
 Cenote Ixil (4.8 km SE de Chichen Itzá)
 Cenote Kabahchén (Maní, Municipio de Maní)
 Cenote Manzanilla (Municipio de Mérida)
 Cenote Mukuyché (Yuncu, Municipio de Abala)
 Cenote Niágara (Municipio de Mérida)
 Cenote Niagra (=Cenote Niágara)
 Cenote Nohchén (Sacalum, Municipio de Sacalum)
 Cenote Olivut (Municipio de Mérida)
 Cenote Pisté (Pisté, Municipio de Tinum)
 Cenote Poxil (7 km SE de Chemax, Municipio de Chemax)
 Cenote Santa Ana (Valladolid, Municipio de Valladolid)
 Cenote Scan Yui (3 km E de Chichen Itzá, Mpio. de Tinum)
 Cenote Seco (Chichen Itzá, Municipio de Tinum)

Cenote Sisal (Valladolid, Municipio de Valladolid)
 Cenote Sodzil (8 km Ny 1.6 km E de Mérida)
 Cenote Sodzil (5 km W de Sucopo, Municipio de Tizimín)
 Cenote Sucilá (8 km E de Hunku, Municipio de Tezomon)
 Cenote Sucopo (Sucopo, Municipio de Tizimín)
 Cenote Uki (3 km NW de Motul, Municipio de Motul)
 Cenote X-ebiz (Hoctun, Municipio de Hoctun)
 Cenote Xix (Valladolid, Municipio de Valladolid)
 Cenote Xkekén (3 km N de Dzit-Nup, Municipio de Valladolid)
 Cenote Xlaka (Ruinas de Dzibilchantun, Mpio. de Mérida)
 Cenote Xtacabihá (9 km NNE de Tikuch, Mpio. de Valladolid)
 Cenote Xtolok (Chichen Itzá, Municipio de Tinum)
 Cenote Yuncu (Yuncu, Municipio de Abala)
 Cenote Yunchen (Libre Unión, Municipio de Yaxcaba)
 Cenote Zací (36 km ENE de Tizimín, Mpio. de Tizimín)
 Cenotes (sin nombre ni localidad)
 Ciénega (cerca de Progreso)
 Cueva Amil (14 km SE y 2 km E de Mérida)
 Cueva Balaam Canche (= Grutas de Balankanche)
 Cueva Calcehtok (= Cueva Xpukil)
 Cueva Chac Mol (Tohil, Municipio de Kaua)
 Cueva Chakxix (cerca de Tecax, Municipio de Tecax)
 Cueva Chocantes (Municipio de Tekax)
 Cueva Cinco de Mayo (1 km SW de Tecax, Mpio. de Tecax)
 Cueva de Carroza (Hoctún, Municipio de Hoctún)
 Cueva de Caxcuy (= Cenote del Pochote)
 Cueva de Gorgona (= Cueva Góngora)
 Cueva de Hoctún (= Cenote Hoctún)
 Cueva de Kaua (1 km S de Kaua, Municipio de Kaua)
 Cueva de Loltún (7 km SSW de Oxcutzcab)
 Cueva de Luchil (8 km SSE de Mérida, Municipio de Kanasín)
 Cueva de Mazapán (Ruinas de Mayapán, Municipio de Tecoh)
 Cueva de Sabacá (6 km SW de Tekax)
 Cueva de Sambulha o San Bulha (= Cenote de Sambulá en Mérida)
 Cueva de Sambulha (= Cenote de Sambula en Motul)
 Cueva de San Isidro (= Cenote de San Isidro)
 Cueva de Santa Elena (5 km S de Telchac Puerto)
 Cueva de Tecoh (Municipio de Mérida)
 Cueva de Xmahit (cerca de Tecax, Municipio de Tecax)
 Cueva de Yakman
 Cueva del Aguacate (2 km S de Maxcanú)
 Cueva del Camino a San Roque, Oxcutzcab, No.1
 Cueva del Camino a San Roque, Oxcutzcab, No.2
 Cueva del Cenote Xtolok (Chichén Itzá)
 Cueva del Pochote (= Cenote del Pochote)
 Cueva del Ponte (= Cenote del Pochote)
 Cueva Ebizt (cerca de Oxcutzcab, Mpio. de Oxcutzcab)
 Cueva Escondida (3.5 km S de Kaua, Municipio de Kaua)
 Cueva Etún (Itzamal)
 Cueva Góngora (1.5 km S o 3 km E de Oxcutzcab)
 Cueva Jih (3 km W de Ticul, Municipio de Ticul)
 Cueva Lara (entre Yocat y Ticul, Municipio de Ticul)
 Cueva Muruztún (5 km S de Tizimín, Municipio de Tizimín)
 Cueva Oxolodt (Kaua, Municipio de Kaua)
 Cueva Puz (cerca de Oxcutzcab, Municipio de Oxcutzcab)
 Cueva Sazich (cerca de Calcehtok, Municipio de Opichén)
 Cueva Siete Aguas (37.8 km E Mérida, cerca de Motul)
 Cueva Sodzil (5 km W de Sucopo, Municipio de Tizimín)
 Cueva Toh (19.5 km SE de Oxcutzcab)

Cueva Valladolid (Municipio de Valladolid)
 Cueva 'X'
 Cueva Xconsacab (cerca de Tizimín, Municipio de Tizimín)
 Cueva Xkyc (2 km S de Calcehtoc, Municipio de Opichén)
 Cueva Xpukil (3 km S de Calcehtoc, Municipio de Opichén)
 Cueva Xul (Municipio de Oxcutzcab)
 Cueva Yunchen (= Cenote de Yunchen)
 Cueva Ziz (Oxcutzcab, Municipio de Oxcutzcab)
 Cueva (Oxcutzcab)
 Cueva (Ticul)
 Cuevas (sin nombre ni localidad)
 Grutas de Balankanché (4 km E de Chichen Itzá)
 Grutas de Tzab Nah (2 km S de Tecoh, Municipio de Tecoh)
 Pozo de Santa Elena (5 km S de Telchac Puerto)
 Pozo Dzoyaxché (41.3 km S de Mérida)
 Pozo Santa María (Municipio de Mérida)
 Pozo (Hacienda de Calcehtok, Municipio de Opichén)
 Pozo (ferrería de Oxcutzcab)
 Tixhualactún (cavidad; Municipio de Peto)

APÉNDICE 13.2.

Especies cavernícolas en México. Las especies consideradas troglobias están señaladas con Tb. Entre paréntesis se da la abreviatura de cada una de las clases; los órdenes se indican con números. Esta clave se da para saber de qué grupo animal se trata en cada una de las cuevas; p.e. Ar-1 se refiere a la clase Arachnida y al orden Scorpiones; Di. 4 será clase Diplopoda, orden Polidesmida y así sucesivamente.

SUBPHYLUM CHELICERATA
 CLASE ARACHNIDA (Ar)
 1- ORDEN SCORPIONES
 Familia Buthidae
Centruroides gracilis (Latreille)
C. limpidus Karsch
C. nigrescens (Pocock)
C. ochraceus Pocock
 Familia Chactidae
Alacran tartarus Francke
Megacormus gertschi Díaz Nájera
Sotanochoactas ellioti (Mitchell). Tb.
Typhlochoactas cavicola Francke. Tb.
T. reddelli Mitchell. Tb.
T. rhodesi Mitchell. Tb.
 Familia Diplocentridae
Cazierius sp.
Diplocentrus anophthalmus Francke. Tb.
D. coylei Fritts & Sissom
D. cueva Francke. Tb.
D. mitchelli Francke. Tb.
D. reddelli Francke
 Familia Euscorpiidae
Troglocormus ciego Francke. Tb.

- T. willis* Francke. Tb.
 Familia Vaejovidae
Vaejovis sp.
V. gracilis Gertsch & Soleglad. Tb.
V. ca. granulatus Pocock
V. mexicanus mexicanus C.L. Koch
V. minckleyi Williams
V. nigrescens Pocock
V. rossmani Sissom
V. rubrimanus Sissom
 2- ORDEN UROPYGI
 Familia Thelyphonidae
Mastigoproctus giganteus Lucas
 3- ORDEN SCHIZOMIDA
 Familia Protoschizomidae
Agastoschizomus huitzmolotitlensis Rowland. Tb.
A. lucifer Rowland. Tb.
A. patei Cokendolpher & Reddell
A. stygius Cokendolpher & Reddell
Protoschizomus gertschi Cokendolpher & Reddell
P. occidentalis Rowland
P. pachypalpus (Rowland)
P. purificacion Cokendolpher & Reddell
P. treaceyae Cokendolpher & Reddell
 Familia Hubbardiidae
Stenochrus sp.
Sotanostenochrus arganoi (Brignoli)
S. mitchelli (Rowland)
S. stewarti (Rowland)
S. trilobatus (Rowland)
Stenochrus bartolo (Rowland). Tb.
S. cookei (Rowland). Tb.
S. firstmani (Rowland). Tb.
S. lanceolatus (Rowland)
S. longimanus (Rowland)
S. lukensi (Rowland). Tb.
S. mexicanus (Rowland)
S. mitchelli Rowland
S. moisii (Rowland)
S. palaciosi (Reddell & Cokendolpher)
S. pallidus (Rowland). Tb.
S. pecki (Rowland). Tb.
S. portoricensis (Chamberlin)
S. reddelli (Rowland). Tb.
S. sbordonii (Brignoli)
 4- ORDEN AMBLYPYGI
 Familia Phrynidae
Acanthophrynus coronatus Koch
Paraphrynus azteca (Pocock)
P. baeops Mullinex. Tb.
P. chacmool (Rowland). Tb.
P. chiztun (Rowland). Tb.
P. emaciatius Mullinex
P. longipes (Pocock)
P. mexicanus (Bilimek)
P. pococki Mullinex
P. raptator (Pocock)
P. reddelli Mullinex. Tb.
P. velmae Mullinex. Tb.
- P. whitei* (Gervais)
P. williamsi Mullinex
Phrynus sp.
 5- ORDEN PALPIGRADI
 Familia Koeneniidae
Eukoenenia sp.
Koenenia hanseni Remy
 6- ORDEN ARANEAE
 Familia Agelenidae
Cicurina sp.
C. (Cicurella) coahuila Gertsch. Tb.
C. (C.) maya Gertsch. Tb.
C. (C.) mina Gertsch. Tb.
C. iviei Gertsch
Melpomene singula Gertsch & Ivie
Tegenaria blanda Gertsch. Tb.
T. caverna Gertsch. Tb.
T. decora Gertsch
T. florea Brignoli
T. gertschi Roth
T. mexicana Roth
T. rothi Gertsch
T. selva Roth
T. tlaxcala Roth
 Familia Amaurobiidae
Goeldia tizamina (Chamberlin & Ivie)
 Familia Anyphaenidae
Aysha minuta Pickard-Cambridge
 Familia Araneidae
Araneus sp.
Argiope trifasciata (Forsk.)
Azilia sp.
A. affinis (Cambridge)
Afilia vagepicta Simon
Chorizops sp.
Leucauge loltuna Chamberlin & Ivie
L. venusta (Walckenaer)
Metellina sp.
Micrathena gracilis (Walckenaer)
M. sagittata (Walckenaer)
Neoscona oaxacensis (Keyserling)
N. orizabensis Pickard-Cambridge
Neosconella pegnina Walckenaer
Pseudometa sp.
Wendilgarda mexicana Keyserling
 Familia Barychelidae
Zygopelma sp.
Z. meridana Chamberlin & Ivie
 Familia Caponiidae
Orthonops lapanus Gertsch & Mulaik
 Familia Clubionidae
Abapeba luctuosa (Cambridge)
Anachemmis sp.
Castianeira dorsata (Banks)
Corinna saga (Cambridge)
Phrurotimpus sp.
Strotarchus sp.
Syrisca affinis (Banks)
Syspira sp.

- Tixcocoba maya* Gertsch
Trachelas sp.
 Familia Ctenidae
Ctenus sp.
C. mitchelli Gertsch
Leptoctenus sp.
 Familia Ctenizidae
Cyclosomia (Chorizops) loricata (C. Koch)
Spelocteniza ashmolei Gertsch
 Familia Dycytinidae
Dictyna jacalana Gertsch & Davis
Titanoeca tizamina Chamberlin & Ivie
 Familia Dipluridae
Euagrus anops Gertsch. Tb.
E. cavernicola Gertsch. Tb.
E. luteus Gertsch
E. mexicanus Ausserer
E. troglodyta Gertsch
Masteria caeca (Simon)
M. pecki Gertsch
Troglodiplura lowryi Main
 Familia Dysderidae
Dysderina sp.
 Familia Erigonidae
 Familia Filistatidae
Filistata arizonica Chamberlin & Ivie
F. hibernalis (Hentz)
Filistatinella sp.
Filistatoides sp.
Kukulkania sp.
 Familia Gnaphosidae
Drassodes pallidipalpis (Bilimek)
Zelotes mayanus Chamberlin & Ivie
Z. rusticus (L. Koch)
 Familia Hahniidae
Hahnia sp.
 Familia Homalonychidae
Homalonychus sp.
 Familia Leptonetidae
Archoleptoneta obscura Gertsch
A. arganoi (Brignoli)
Leptoneta bonita Gertsch
L. capilla Gertsch. Tb.
L. delicada Gertsch. Tb.
L. isolata Gertsch. Tb.
L. limpida Gertsch. Tb.
L. pecki Gertsch
L. rainesi Gertsch
L. reclusa Gertsch Tb.
 Familia Linyphiidae
Drapetisca sp.
Eperigone tlaxcalana Gertsch & Davis
Erigone monterreyensis Gertsch
E. tamazunchalensis Gertsch & Davis
Jalapyphantes sp.
Linyphia sp.
Meioneta sp.
Oedothorax sp.
Scylaceus sp.
 Familia Loxoscelidae
Loxosceles aranea Gertsch
L. aurea Gertsch
L. belli Gertsch
L. bolivari Gertsch
L. colima Gertsch
L. devia Gertsch & Mulaik
L. luteola Gertsch
L. misteca Gertsch
L. tehuana Gertsch
L. tenango Gertsch
L. valdosa Gertsch
L. yucatanana Chamberlin & Ivie
 Familia Lycosidae
Lycosa sp.
Pardosa fallax Barnes
P. vadosa Barnes
Pirata sp.
Sossipus sp.
 Familia Mecicobothriidae
Hexura picea Simon
 Familia Micryphantidae
 Familia Mysmenidae
Maymena cascada Gertsch
M. chica Gertsch
M. delicada Gertsch
M. grisea Gertsch
M. mayana (Chamberlin & Ivie)
M. misteca Gertsch
M. sbordonii Brignoli
 Familia Nesticidae
Eidmannella pallida (Emerton)
Gaucelmus augustinus Keyserling
G. calidus Gertsch
G. strinatii Brignoli
Nesticus arganoi Brignoli
N. campus Gertsch
N. hoffmanni Gertsch
N. jamesoni Gertsch
N. nahuanus Gertsch
N. rainesi Gertsch
N. sedatus Gertsch
N. vazquezae Gertsch
 Familia Ochyroceratidae
Ochyrocera sp.
O. fagei Brignoli
Theotima martha Gertsch. Tb.
T. pura Gertsch. Tb.
 Familia Oecobiidae
Oecobius civitas Shear
O. juangarcia Shear
 Familia Oonopidae
Oonops coecus (Chamberlin & Ivie). Tb.
O. chickeringi Brignoli
O. mitchelli Gertsch
O. reddelli Gertsch
Triaeris patellaris Bryant
 Familia Oxyopidae
Peucetia viridans (Hentz)
 Familia Pholcidae

- Anopsicus bispinosa* (Gertsch)
Anopsicua bolivari (Gertsch)
A. evansi (Gertsch)
A. exiguus (Gertsch). Tb.
A. grubbsi Gertsch
A. gruta (Gertsch). Tb.
A. lucidus Gertsch
A. mckenziei (Gertsch)
A. mirabilis Gertsch
A. mitchelli (Gertsch)
A. niveus Gertsch
A. ocote Gertsch
A. pearsei Chamberlin & Ivie. Tb.
A. reddelli Gertsch
A. soileauae Gertsch
A. speophila (Chamberlin & Ivie)
A. troglodyta (Gertsch)
A. vinnulus Gertsch
A. wileyai Gertsch
Coryssocnemis clarus Gertsch
C. facetus Gertsch
C. iviei Gertsch
C. pecki Gertsch
C. placidus Gertsch
Ixchela abernathyi (Gertsch)
I. simoni (Cambridge)
Metagonia sp.
M. amica Gertsch
M. atoyacae Gertsch. Tb.
M. candela Gertsch
M. capilla Gertsch
M. chiquita Gertsch. Tb.
M. coahuila Gertsch
M. cuate Gertsch
M. faceta Gertsch
M. guagua Gertsch
M. iviei Gertsch
M. jarmila Gertsch
M. joya Gertsch
M. lepida Gertsch
M. luisa Gertsch
M. martha Gertsch. Tb.
M. maximiliani Brignoli
M. maya Chamberlin & Ivie
M. mcnatti Gertsch
M. modesta Gertsch
M. oxtalja Gertsch
M. pachona Gertsch. Tb.
M. placida Gertsch
M. puebla Gertsch
M. punctata Gertsch
M. pura Gertsch. Tb.
M. secreta Gertsch
M. serena Gertsch
M. suzanne Gertsch
M. tinaja Gertsch
M. tlamaya Gertsch. Tb.
M. torete Gertsch. Tb.
M. viabilis Chamberlin & Ivie
M. yucatana Chamberlin & Ivie
Micromerys sp.
Modisimus beneficus Gertsch
M. boneti Gertsch
M. inornatus Cambridge
M. iviei Gertsch
M. mitchelli Gertsch
M. propinquus Cambridge
M. pusillus Gertsch
M. rainesi Gertsch
M. reddelli Gertsch
M. texanus Banks
M. tzotzile Brignoli
Pholcophora elliotti Gertsch
P. maria Gertsch
P. texana Gertsch
Pholcus cordatus Bilimek
Physocyclus sp.
P. bicornis Gertsch
P. enaulus Crosby
P. globosus (Taczanowski)
P. hoogstraali Gertsch & Davis
P. lautus Gertsch
P. merus Gertsch
P. modestus Gertsch
P. pedregosus Gertsch
P. reddelli Gertsch
P. tanneri Chamberlin
P. validus Gertsch
Psilochorus concinnus Gertsch
P. conjunctus Gertsch & Davis
P. cordatus (Bilimek)
P. delicatus Gertsch. Tb.
P. diablo Gertsch. Tb.
P. fishi Gertsch
P. murphyi Gertsch
P. russelli Gertsch
P. tellezi Gertsch
Familia Pisauridae
Tinus nigrinus Pickard-Cambridge
Familia Plectreuridae
Kibramoa sp.
Plectreuryx sp.
Familia Salticidae
Corythalia sp.
Lyssomanes sp.
Familia Scytodidae
Scytodes fusca Walckenaer
S. itzana Chamberlin & Ivie
S. longipes Lucas
S. meridana Chamberlin & Ivie
Familia Segestriidae
Ariadna bicolor (Hentz)
Familia Selenopidae
Selenops mexicanus Keyserling
Familia Tetrablemmidae
Matta mckenziei Shear. Tb.
M. sbordonii Brignoli
Familia Tetragnathidae

- Meta* sp.
Pseudometa sp.
 Familia Theraphosidae
Aphonopelma sp.
Dugesiella sp.
Eurypelma sp.
Hapalopus pentaloris (Simon)
Spelopelma elliotti (Gertsch)
S. grieta Gertsch
S. mitchelli Gertsch
S. nahuanum Gertsch
S. puebla Gertsch
S. reddelli Gertsch
S. stygia (Gertsch). Tb.
 Familia Theridiidae
Achaearanea canionis Chamberlin & Gertsch
A. porteri Banks
Anelosimus studiosus (Hentz)
Argyrodes elevatus Taczanowski
Coleosoma floridanum (Banks)
Dipoena sp.
Euryopsis spinigera Cambridge
Latrodectus hesperus Chamberlin & Ivie
L. mactans (Fabricius)
Paratheridula perniciosus (Keyserling)
Pholcoma sp.
Steatoda apacheana Gertsch
Stemmops bicolor Cambridge
Theridion adjacens Cambridge
T. cobanum Levi
T. dilutum Levi
T. morulum Cambridge
Thymoites deprus (Levi)
T. spukilum (Chamberlin & Ivie)
Tidarren fordum (Keyserling)
T. sisypoides (Walckenaer)
 Familia Thomisidae
Xisticus robinsoni Gertsch
 Familia Uloboridae
Philoponella oweni Chamberlin
P. semiplumosa (Simon)
P. signatella (Roewer)
P. vicina Cambridge
Uloborus signatum Cambridge
U. variegatus Cambridge
U. vicinus Cambridge
 Familia Zodariidae:
Storena sp.
 Familia Zoropsidae
Zorocrates sp.
 7- ORDEN RICINULEI
 Familia Ricinoididae
Pseudocellus bolivari Gertsch
P. boneti Bolívar
P. osorioi Bolívar. Tb.
P. pearsei Chamberlin & Ivie
P. pelaezi Coronado
P. mitchelli Gertsch
P. reddelli Gertsch. Tb.
P. sbordonii Brignoli. Tb.
 8- ORDEN PSEUDOSCORPIONIDA
 Familia Bochicidae
Leucohya heteropoda Chamberlin. Tb.
L. magnifica Muchmore. Tb.
Mexobisium goodnighti Muchmore. Tb.
M. maya Muchmore. Tb.
M. paradoxum Muchmore. Tb.
M. reddelli Muchmore. Tb.
Paravachonium sp.
P. bolivari (Beier). Tb.
P. delanoi Muchmore
P. insolitum Muchmore
P. superbum Muchmore. Tb.
Troglohya carranzai Beier. Tb.
T. mitchelli Muchmore. Tb.
Vachonium boneti Chamberlin. Tb.
V. cryptum Muchmore. Tb.
V. kauae Muchmore. Tb.
V. maya Chamberlin. Tb.
V. chukum Muchmore
 Familia Cheiridiidae
 Familia Cheliferidae
Mexichelifer reddelli Muchmore
 Familia Chernetidae
Allochernes sp.
Dinocheirus sp.
Hesperochernes sp.
Lustrochernes minor Chamberlin
Neoallochernes sp.
Parazaona cavicola Chamberlin
Semeiochernes sp.
Tejachernes sp.
 Familia Chthoniidae
Aphrastochthonius major Muchmore. Tb.
A. palmitensis Muchmore
A. parvus Muchmore. Tb.
A. patei Muchmore
A. russelli Muchmore. Tb.
Lechythia cavicola Muchmore
Mundochthonius mexicanus Muchmore
Tyrannochthonius intermedius Muchmore
T. pallidus Muchmore
T. tilapanensis Muchmore
T. troglobius (Muchmore)
T. vampirorum Muchmore
T. volcancillo Muchmore
 Familia Ideoroncidae
Albiorix mirabilis Muchmore
A. reddelli Muchmore
Typhloroncus attenuatus Muchmore
T. diabolus Muchmore
T. troglobius Muchmore
T. xilitlensis Muchmore
 Familia Syarinidae
Ideoblothrus mexicanus Muchmore
Pachychitra grandis Muchmore. Tb.
P. maya Chamberlin
P. similis Muchmore
 Familia Tridenchthoniidae

Tridenchthonius juxtlahuaca Chamberlin & Chamberlin

9- ORDEN OPILIONES

Familia Cosmetidae

Cynorta guadalupensis Goodnight & Goodnight

C. jamesoni Goodnight & Goodnight

Erginulus bimaculata Goodnight & Goodnight

E. roeweri (Goodnight & Goodnight)

Vonones compressus (Cambridge)

Familia Gonyleptidae

Familia Nemastomatidae

Ortholasma sbordonii Silhavy. Tb.

Familia Neogoveidae

Neogovea mexasca Shear. Tb.

Familia Phalangiidae

Geaya yucatanana Goodnight & Goodnight

Hadrobunus sp.

Leiobunum desertum Goodnight & Goodnight

L. metallicum Roewer

L. viridorsum Goodnight & Goodnight

L. townsendi Weed

Mesosoma sp.

Metopilio sp.

Parageaya sp.

Familia Phalangodidae

Akdalima vomeroi Silhavy

Arganotus macrochelis (Goodnight & Goodnight)

Caecoa arganoi Silhavy. Tb.

Cynortina minutus minutus (Goodnight & Goodnight)

Hoplobunus apoalensis Goodnight & Goodnight. Tb.

H. boneti (Goodnight & Goodnight). Tb.

H. mexicanus (Roewer)

H. osorioi (Goodnight & Goodnight). Tb.

H. planus Goodnight & Goodnight. Tb.

H. queretarius Goodnight & Goodnight. Tb.

H. robustus Goodnight & Goodnight

H. zullinii Silhavy. Tb.

Karos brignolii Silhavy

K. depressus Goodnight & Goodnight

K. dybasi (Goodnight & Goodnight)

K. gratiosus Goodnight & Goodnight

K. parvus Goodnight & Goodnight

K. projectus Goodnight & Goodnight

K. rugosus Goodnight & Goodnight

Mexotroglinus sbordonii Silhavy. Tb.

Paramitraceras granulatus Cambridge

P. hispidulus Cambridge

P. femoralis Goodnight & Goodnight

Pellobunus mexicanus Goodnight & Goodnight

Philura sp.

Sbordonia armigera Silhavy

Stygnomma pecki Goodnight & Goodnight

Stygnopsis robustus (Goodnight & Goodnight)

Troglostygnopsis anophthalma Silhavy. Tb.

T. inops (Goodnight & Goodnight). Tb.

Familia Trogulidae

CLASE ACARIDA (Ac.)

SUBCLASE PARASITIFORMES

1- ORDEN MESOSTIGMATA

Familia Ameroseidae

Kleemannia sp.

Familia Ascidae

Antennoseius sp.

Artroseius sp.

Asca sp.

Lasioseius sp.

Gamasellodes sp.

Iphidozercon

Melichares sp.

Protogamasellus sp.

Zercoseius sp.

Familia Dithinozerconidae

Familia Eviphididae

Alliphis sp.

Familia Heterozerconidae

Discozercon sp.

Heterozercon sp.

Familia Laelapidae

Aelolaelaps sp.

Alloparasitus sp.

Androlaelaps (Eubrachylaelaps) spinosus (Furman)

A. (Haemolaelaps) glasgowi (Ewing)

Cosmolaelaps sp.

Geolaelaps sp.

Holastaspis sp.

Hypoaspis sp.

Oleolaelaps sp.

Familia Macrochelidae

Macrocheles sp.

Macrocheles austroamericanus Evans & Hyatt

M. coprophila Womersley

Familia Macronyssidae

Chirotonyssus robustipes (Ewing)

Macronyssoides kochi (Fonseca)

Macronyssus crosby (Ewing & Stover)

M. longisetosus (Furman)

M. unidens Radovsky

Parichoronyssus crassipes Radovsky

P. euthysternum Radovsky

P. sclerus Radovsky

Radfordiella anourae Radovsky, Jones & Phillips

R. carolliae Radovsky

R. desmodi Radovsky

R. oricola Radovsky, Jones & Phillips

Familia Ologamasidae

Gamasellus sp.

Familia Pachylaelapidae

Pachyseius sp.

Zygoeius sp.

Familia Paramegistidae

Familia Parasitidae

Parasitus sp.

Pergamasus sp.

Familia Parholaspididae

Calholaspis sp.

Familia Phytoseiidae

Amblyseius sp.

Propioseius macrosetes (Muma)

Zygoeius sp.

- Familia Podocinidae
Podocinum sp.
P. pacificum Berlese
Familia Poecilochiridae
Poecilochirus sp.
Familia Polyaspididae
Dipolyaspis sp.
Polyaspis sp.
Trachytes sp.
Familia Rhodacaridae
Rhodacarellus sp.
Rhodacarus sp.
Familia Spelaerhynchidae
Spelaerhynchus chilonycteris Fain, Anastos, Camin & Johnston
S. praecursor Neumann
Familia Spinturnicidae
Cameronieta elongatus Furman
C. strandtmanni (Tibbetts)
C. thomasi Machado-Allison
Mesoperiglischrus natali (Furman)
Periglischrus caligus Kolenati
P. herrerae Machado-Allison
P. iheringi Oudemans
P. ojasii Machado-Allison
P. paracaligus Herrin & Tipton
P. paracutisternus Machado-Allison & Antequera
P. vargasi Hoffmann
Spinturnix sp.
S. americana (Banks)
S. traubi Morales-Malacara & López W.
Familia Trachytidae
Uroseius sp.
Familia Trematurellidae
Trematurella sp.
Familia Uropodidae
Clausiadinychus sp.
Dinychus sp.
Discourella sp.
Metagynella sp.
Nenteria sp.
Phaulodinychus sp.
Prodinychus sp.
Uroactinia sp.
Uroobovella sp.
Uropoda pearsei Wharton
Uropolyaspis sp.
Familia Veigaiidae
Familia Zerconidae
Microzercon sp.
2- ORDEN IXODIDA
Familia Argasidae
Antricola coprophilus (Mcintosh)
A. marginatus (Banks). Tb.
A. mexicanus Hoffmann. Tb.
Argas cooleyi Kohls & Hoogstraal. Tb.
Nothoaspis reddelli Keirans & Clifford. Tb.
Ornithodoros sp.
O. (Alectorobius) azteci Matheson
O. (A.) dyeri Cooley & Kohls
O. (A.) kelleyi Cooley & Kohls
O. (A.) talaje (Guerin-Meneville)
O. (A.) yumatensis Cooley & Kohls
O. (Pavlovzkyella) nicollei Mooser
Familia Ixodidae
Amblyomma cajennense (Fabricius)
A. dissimile (Koch)
SUBCLASE ACARIFORMES
3- ORDEN PROSTIGMATA
Familia Alicorhagiidae
Alicorhagia sp.
Familia Arrenuridae
Arrenurus sp.
Familia Bdellidae:
Bdella longistriata Atyeo
Cyta latirostris (Hermann)
C. magdalenae Den Heyer
Spinibdella bifurcata Atyeo
S. depressa (Ewing)
Familia Bimichaelidae
Bimichaelia sp.
Familia Caeculidae
Familia Cheyletidae
Cheletonella sp.
Cheyletus cacahuamilpensis Baker
C. malaccensis Oudemans
Eucheyletia hardyi Baker
Familia Cunaxidae
Cunaxa sp.
Cunaxoides sp.
Dactyloscirus sp.
Neocunaxoides sp.
Pseudobonzia sp.
Pulaeus pectinatus (Ewing)
Sirula sp.
Familia Eremaeidae
Familia Ereyntidae
Ereyntes sabinensis Baker
Familia Erythraeidae
Erythraeus bisetosa Wharton
Familia Eupodidae
Linopodes sp.
Familia Grandjeanicidae
Grandjeanicus sp.
Familia Hydrachnidae
Hydrachna sp.
Familia Hydrodomidae
Hydrodroma descipiens (Muller)
Familia Johnstonianidae
Familia Limnesiidae
Limnesia paucispina Wolcott
Familia Microdispidae
Brennandiana sp.
Familia Mideopsidae
Mideopsis orbicularis (Muller)
Familia Myobiidae
Acanthopthirius (A.) lopezi Morales-Malacara
Eudusbabekia arganoi (Vomero)
E. carolliae Dusbabek & Lukoschus

- E. ecuadorensis* Fain
E. glossophaga Dusbabek & Lukoschus
E. lepidoseta (Jameson)
E. micronycteridis Dusbabek & Lukoschus
E. provirilia Morales-Malacara *et al.*
E. viguerasi Dusbabek
Ewingana (Doreyana) inaequalis (Ewing)
E. (Mormomyobia) longe (Ewing)
Jamesonia arganoi Vomero
Pteracarus elegans Dusbabek & Wilson
Ugandobia sp.
 Familia Nanorchestidae
 Familia Pachygnathidae
Pachygnathus sp.
 Familia Pionidae
Piona pearsei Marshall
 Familia Podapolipidae
 Familia Pomerantziidae
Pomerantzia sp.
 Familia Proterorhagidiidae
Proterorhagidia oztotloica Palacios-Vargas & Lindquist
 Familia Pseudocheylidae
Pseudocheylus sp.
 Familia Pterygosomidae
Hirstiella trombidiformes (Berlese)
 Familia Raphignathidae
 Familia Rhagidiidae
Coccorhagidia sp.
Foveacheles sp.
Poecilophysys weyerensis (Packard)
Rhagidia hilli (Strandtmann)
R. trisetata Elliott & Strandtmann
Robustoches mucronata (Willmann)
 Familia Scutacaridae:
 Familia Smaridiidae
Fessonnia sp.
 Familia Stigmaeidae
Stigmaeus sp.
 Familia Tarsocheylidae
Tarsocheylus sp.
 Familia Teneriffidae
 Familia Trombiculidae
Crypticula merrihewi (Loomis & Lipovski)
Eutrombicula acuitlapanensis Hoffmann
Hannemania hylae (Ewing)
Hoffmanniella beltrani (Hoffmann)
Hooperella vesperuginis (Brennan & Jones)
Leptotrombidium mexicana (Ewing)
Loomisia desmodus (Brennan & Dalmat)
Microtrombicula boneti (Hoffmann)
Odontacarus (Tarsalacarus) bakeri (Hoffmann)
Perates anophthalma (Hoffmann)
Perissopalla lipoglana (Brennan & Jones)
Speleocola secunda Brennan & Jones
Tecomatlana sandovali Hoffmann
Trombicula sp.
T. camilla Wharton
T. myops Vitzthum
Whartonia (Asolentria) guerrerensis Hoffmann
W. glenni Brennan
W. (Whartonia) nudosetosa (Wharton)
 Familia Trombidiidae
Ceuthothrombium cavaticum Robaux, Webb & Campbell
Monunguis streblida Wharton
Platyseta yucatanicus Wharton
 Familia Tydeidae
 Familia Unionicolidae
Koenikea indistincta Marshall
Neumania cenotea Marshall
 4- ORDEN ASTIGMATA
 Familia Acaridae
Acarus sp.
Acotyledon sp.
Caloglyphus armipes longisetosus Nesbitt
C. longipilus Nesbitt
C. paranomalus Nesbitt
Histiogaster sp.
Lacherbaueria sp.
Rizoglyphus sp.
Sancassania sp.
Suidasia sp.
Thyreophagus sp.
 Familia Anoetidae
Histiostoma sp.
 Familia Carpoglyphidae
 Familia Chirodiscidae
Alabidocarpus furmani Pinichpongse
Dentocarpus macrotrichus Dusbabek & Cruz
Lawrenceocarpus sp.
L. planirostris Fain
Olabidocarpus nyctinomus Fain
Paralabidocarpus sp.
 Familia Chirorhynchobiidae
Chirorhynchobia matsoni Yunker
 Familia Guanolichidae
Neoguanolichus sp.
 Familia Glycyphagidae
Glycyphagus domesticus (DeGeer)
 Familia Listrophoridae
 Familia Rosensteiniidae
Nycteriglyphus bifolium Strandtmann
 Familia Saprogllyphidae
 Familia Sarcoptidae
Notoedres (Notoedres) sp.
N. (Bakeracarus) lasionycteris (Boyd & Bernstein)
N. myotis (Hedeén)
 5- ORDEN ORIBATIDA
 Familia Achipteriidae
 Familia Aphelacaridae
Beklemishevia sp.
Ctenacarus sp.
 Familia Basilobelbidae
Basilobelba insularis Mahunka
 Familia Belbidae
Belba sp.
 Familia Carabodidae
Gibbicepheus sp.
 Familia Charassobatidae

- Charassobates* sp.
 Familia Cosmochthoniidae
 Familia Ctenacaridae
Ctenacarus araneola (Grandjean)
 Familia Damaeidae
 Familia Dampfiellidae
Beckiella sp.
 Familia Eniochthoniidae
Hypochthoniella sp.
 Familia Epilohmanniidae
Epilohmannia sp.
 Familia Euphthiracaridae
Rhysotritia sp.
R. ardua C.L. Koch
 Familia Galumnidae
Galumna sp.
G. jacoti Wharton
Pergalumna sp.
 Familia Gymnodamaeidae
Plesiodamaeus sp.
 Familia Haplozetidae
Rostrozetes sp.
Tuxenia sp.
Xylobates sp.
 Familia Hermanniellidae
Sacculobates sp.
 Familia Hermanniidae
 Familia Hypochthoniidae
Brachychthonius sp.
Eubrachychthonius sp.
Eohypochthonius sp.
 Familia Liodidae
Teleoliodes sp.
 Familia Lohmanniidae
Annectacarus sp.
Haplacarus sp.
Lohmannia sp.
 Familia Machadobelbidae
 Familia Malaconothridae
Malaconothrus sp.
 Familia Microzetidae
 Familia Nothridae
Nothrus sp.
N. jaliscoensis Palacios-Vargas & Iglesias
 Familia Oppiidae
Ameroppia sp.
Oppia sp.
Oxyoppia sp.
 Familia Oribatellidae
Oribatella monospicus Wharton
 Familia Oribatulidae
Lamellobates sp.
Maculobates sp.
Monoschelorbates sp.
 Familia Palaeacaridae
 Familia Parhypochthoniidae
Parhypochthonius sp.
 Familia Passalozetidae
 Familia Phthiracaridae
Atropacarus sp.
Hoplophorella sp.
Phthiracarus sp.
 Familia Scheloribatidae
Schelorbates sp.
S. luchili Wharton
 Familia Suctobelbidae
Suctobelba sp.
 Familia Sphaerochthoniidae
Sphaerochthonius sp.
 Familia Trhypochthoniidae
Allonothrus tuxtlasensis Palacios-Vargas & Iglesias
 Familia Thyrisomidae
 SUBPHYLUM MANDIBULATA
 CLASE CRUSTACEA (Cr.)
 SUBCLASE BRANCHIOPODA
 1- ORDEN ANOMOPORA (= CLADOCERA)
 Familia Chydoridae
Alona sp.
 Familia Daphnidae
Ceriodaphnia cornuta Sars
C. lacustris Birge
Daphnia galeata Leydig
D. hialina Leydig
D. longispina (Muller)
D. pulex Leydig
Simocephalus serrulatus (Koch)
 Familia Moinidae
Moina affinis Birge
 SUBCLASE OSTRACODA
 2- ORDEN PODOCOPA
 Familia Cypridae
Candona sp.
Chlamydotheca arcuata (Sars)
Cypridopsis inaudita Furtos
C. mexicana Furtos
C. niagranensis Furtos
C. iduella Sars
C. yucatanensis Furtos
Cypris sp.
Eucypris serratmarginata Furtos
Metacypris americana Furtos
Physocypris xanabanica Furtos
Stenocypris malcolmsoni (Brady)
Strandesia intrepida Furtos.
 Familia Darwinulidae
Darwinula stevensoni (Brady & Robertson)
 Familia Entocytheridae
Ankylocythere bidentata (Rioja)
A. maya Hobbs
A. sinuosa (Rioja)
A. tolteca Hobbs
A. villalobosi Hobbs
Entocythere claytonhoffi Rioja
E. mexicana Rioja
Sphaeromicola cirolanae Rioja. Tb.
S. coahuilteca Hobbs & Hobbs . Tb.
Uncinocythere bicuspidata (Rioja)
U. cuadricuspida (Rioja)

U. dobbinae (Rioja)

SUBCLASE COPEPODA (órdenes Calanoida *partim*, Cyclopodia *partim* y Harpacticoida *partim*).

3- ORDEN EUCOPEPODA

Familia Ameiridae

Nitocra sp.

N. pusilla Sars

N. simplex Schmeil

N. spinipes Boeck

N. typica Boeck

Nitocrella subterranea (Chappuis)

Familia Canthocamptidae

Atheyella pilosa Chappuis

Canthocamptus sp.

Moraria cristata Chappuis

Familia Cyclopidae

Acanthocyclops vernalis robustus Sars

Eucyclops sp.

E. serrulatus (Fischer)

Macrocyclops albidus (Jurine)

Mesocyclops sp.

M. ca. brazilianus Kiefer

M. ellipticus Kiefer

M. leuckarti (Claus)

M. longisetus curvatus Dussaet

Thermocyclops inversus Kiefer

T. tenuis (Marsh)

Paracyclops fimbriatus (Fischer)

Tropocyclops prasinus (Fischer)

Familia Diaptomidae

Atheyella cf. pilosa Chappuis

Leptodiaptomus novamexicanus Herrick

Mastigodiaptomus albuquerquensis Herrick

Microdiaptomus cokeri Osorio Tafall

SUBCLASE BRANCHIURA

4- ORDEN ARGULOIDA

Familia Argulidae

Argulus chromidis Kroyer

A. rhamdiae Wilson

SUBCLASE MALACOSTRACA

5- ORDEN DECAPODA

Familia Alpheidae

Potamalpheops stygicola (Hobbs)

Familia Atyidae

Typhlatia campecheae Hobbs & Hobbs. Tb.

T. mitchelli Hobbs & Hobbs. Tb.

T. pearsei Creaser. Tb.

Familia Cambaridae

Procambarus (Austrocambarus) mirandai Villalobos

P. (A.) oaxacae oaxacae Hobbs. Tb.

P. (A.) oaxacae reddelli Hobbs. Tb.

P. (A.) pilosimanus (Ortmann)

P. (A.) rodriguezii Hobbs. Tb.

P. (A.) sbordonii Hobbs

P. (Ortmannicus) acutus cuevachicae (Hobbs)

P. (O.) tolteca Hobbs

P. (O.) villalobosi Hobbs

P. (Paracambarus) ortmanni (Villalobos)

P. (Scapulicambarus) xilitla Hobbs & Grubbs

P. (Villalobosus) cuetzalanae Hobbs.

P. (V.) xochitlanae Hobbs

Familia Palaemonidae

Creaseria morleyi (Creaser). Tb.

Cryphiops luscus (Holthuis). Tb.

C. perspicax (Holthuis). Tb.

Macrobrachium acanthurus (Wiegmann)

M. acherontium Holthuis. Tb.

M. carcinus (Linneo)

M. villalobosi Hobbs. Tb.

Neopalaemon nahuatlus Hobbs. Tb.

Troglocubanus perezfarfanteae Villalobos. Tb.

Familia Potamidae

Familia Pseudothelphusidae

Potamocarcinus leptomelus Rodríguez & Hobbs

Pseudothelphusa mexicana Álvarez

Pseudothelphusa sonorensis Miles

Typhlopseudothelphusa hyba Rodríguez & Hobbs

T. juberthiei Delamare Deboutteville

T. mitchelli Delamare Deboutteville

T. mocinoi (Rioja). Tb.

Villalobosus lopezformenti (Alvarez & Villalobos)

Familia Trichodactylidae

Avotrichodactylus bidens (Bott)

Rodriguezia menzabak (Cottarelli & Argano). Tb.

6- ORDEN MYSIDACEA

Familia Lepidomysidae

Spelaomysis olivae Bowman. Tb.

S. quinterensis Villalobos. Tb.

Familia Mysidae

Antromysis cenotensis Creaser. Tb.

A. reddelli Bowman. Tb.

7- ORDEN ISOPODA

Familia Anthuridae

Cyathura sbordonii Argano. Tb.

Familia Armadillidae

Cubaris mirandai Rioja

Venezillo articulatus (Mulaik)

V. boneti (Mulaik)

V. cacahuamilpensis (Bilimek)

V. chiapensis Rioja

V. llamasii Rioja

V. osorioi (Mulaik)

V. pleogoniophorus (Rioja)

V. tanneri (Mulaik & Mulaik)

Familia Asellidae

Caecidotea chiapas Bowman. Tb.

C. mitchelli Argano. Tb.

C. pasquinii (Argano). Tb.

C. vomeroi Argano. Tb.

Caecudotea zullinii Argano. Tb.

Familia Cirolanidae

Conilera stygia Packard. Tb.

Creaseriella anops (Creaser). Tb.

Mexilana saluposi Bowman. Tb.

Speocirolana bolivari (Rioja). Tb.

S. endeca Bowman

S. guerrai Contreras-Balderas & Purata-Velarde

S. pelaezi (Bolívar). Tb.

- S. pubens* Bowman
S. thermydronis Cole & Minckley. Tb.
S. affinis Cole & Minckley. Tb.
S. interstitialis Cole & Minckley. Tb.
 Familia Microcerberidae
Mexicerberus troglodytes Schultz. Tb.
Microcerberus sp.
 Familia Oniscidae
Hoctunus vespertilio Mulaik
 Familia Philosciidae
Troglyphiloscia laevis Schultz. Tb.
 Familia Porcellionidae
Porcellio gertschi Van Name
P. laevis Latreille
Porcellionides sp.
 Familia Sphaeroniscidae
Spherarmadillo cavernicola Mulaik. Tb.
 Familia Squamiferidae
Trichorhina atoyacensis Mulaik. Tb.
T. boneti Rioja. Tb.
T. pearsei (Creaser). Tb.
T. vandeli Rioja
 Familia Stenasellidae
Etlastenasellus confinis Bowman
E. mixtecus Argano. Tb.
Mexistenasellus coahuila Cole & Minckley. Tb.
M. colei Bowman
M. magniezi Argano. Tb.
M. nulemex Bowman
M. parzefalli Magniez. Tb.
M. wilkensi Magniez. Tb.
 Familia Trichoniscidae
Brackenridgia acostai (Rioja). Tb.
B. bridgesi (Van Name). Tb.
B. palmitensis (Mulaik). Tb.
B. villalobosi (Rioja). Tb.
Cylindroniscus cavicolus (Mulaik). Tb.
C. maya Rioja. Tb.
C. vallesensis Schultz. Tb.
Mexiconiscus laevis (Rioja). Tb.
Trichoniscus huctoni Mulaik
Typhlotrichologioides aquaticus Rioja. Tb.
 8- ORDEN AMPHIPODA
 Familia Bogidiellidae
Bogidiella arganoi Ruffo & Vigna Taglianti. Tb.
B. michaelae Ruffo & Vigna Taglianti. Tb.
B. niphargoides Ruffo & Vigna Taglianti. Tb.
B. orchestipes Ruffo & Vigna Taglianti. Tb.
B. sbordonii Ruffo & Vigna Taglianti. Tb.
B. tabascensis Villalobos. Tb.
B. vomeroi Ruffo & Vigna Taglianti. Tb.
 Familia Hadziidae
Mayaweckelia cenotocola Holsinger. Tb.
M. yucatanenses Holsinger. Tb.
Mexiweckelia colei Holsinger & Minckley. Tb.
M. mitchelli Holsinger. Tb.
M. particeps Holsinger. Tb.
 Familia Hyalellidae
Hyalella azteca (Saussure)
- Familia Melitidae
Quadriovio lutzii (Shoemaker)
 CLASE CHILOPODA (Ch.)
 1- ORDEN GEOPHILOMORPHA
 Familia Geophilidae
Pachymerium ferrugineum (C.L. Koch)
 Familia Himantariidae
 2- ORDEN SCOLOPENDROMORPHA
 Familia Cryptopidae
Newportia (Scolopendrides) pelaezi Chamberlin
N. (S.) sabina Chamberlin. Tb.
 Familia Scolopendridae
Scolopendra sumichrasti Saussure
 3- ORDEN LITHOBIOMORPHA
 Familia Lithobiidae
Garcibius osorioi Chamberlin. Tb.
Lithobius sp.
Nuevobius cavicolens Chamberlin. Tb.
 Familia Watobiidae
Cruzobius atoyacus Chamberlin
 4- ORDEN SCUTIGEROMORPHA
 Familia Psellioididae
Pselliodes guildingii (Newport)
 Familia Scutigerae
Scutigera cacahuamilpensis Herrera
S. carrizala Chamberlin
S. linceci (Wood)
 CLASE DIPLOPODA (Di.)
 SUBCLASE PSELAPHOGNATHA
 1- ORDEN POLYXENIDA
 Familia Lophoproctidae
Lophoproctinus diversunguis Silvestri
 SUBCLASE CHILOGNATHA
 SUPERORDEN PENTAZONIA
 2- ORDEN GLOMERIDESMIDA
 Familia Glomeridesmidae
Glomeridesmus sp.
G. sbordonii Shear. Tb.
 3- ORDEN GLOMERIDA
 Familia Glomeridae
Glomeroides addititius Causey. Tb.
G. caecus Causey. Tb.
G. comitan Shear
G. grubbsi Shear
G. patei Shear
G. pellucidus Shear. Tb.
G. promiscus Causey. Tb.
G. sabinus Shear
 SUPERORDEN HELMINTHOMORPHA
 4- ORDEN POLIDESMIDA
 Familia Chelodesmidae
Chondrodesmus sabachanus Chamberlin
 Familia Cryptodesmidae
Peridontodesmus punctatus (Loomis)
 Familia Euryuridae
Polylepiscus vomeroi Shear. Tb.
Pseudamplinus sp.
 Familia Fuhrmannodesmidae
Pozodesmus poco Shear

- Salvadoria mexicana* Shear
Sumidero sp.
S. pecki (Shear)
S. sprouseii Shear
S. sumidero Shear
 Familia Paradoxosomatidae
Orthomorpha coarctata Saussure
Oxidus gracilis (Koch)
 Familia Peridontodesmidae
Hexodontia sp.
Peridontodesmus sp.
 Familia Polydesmidae
Speodesmus sp.
 Familia Pyrgodesmidae (= Stylodesmidae)
Calymmodesmus alienus (Chamberlin)
C. isidricus (Chamberlin)
C. muruztunicus (Chamberlin)
C. viabilis (Chamberlin)
C. hoctunanus (Causey)
Ceratesmus sp.
Cryptyma cocona Shear
Lophodesmus italoilegatus Shear
L. rodriguezi Shear
L. tioticho Shear
L. zullinii Shear
Myrmecodesmus aconus Shear
M. acutus (Shear)
M. amarus (Causey)
M. amplus (Causey)
M. clarus Chamberlin
M. colotlipa (Chamberlin)
M. cornutus (Shear)
M. egenus (Causey)
M. errabundus (Shear)
M. fissus (Causey)
M. fuscus (Causey)
M. gelidus (Causey)
M. ilymoides (Shear)
M. inornatus (Shear)
M. monasticus Causey
M. potosinus (Shear)
M. sabinus Chamberlin
Poratioides disparatus Loomis
Prosopodesmus jacobsoni Silvestri
Synoptura italoilegatus (Shear)
S. tioticho (Shear)
Yucodesmus hoctunanus Causey
 Familia Rhachodesmidae
Aceratophallus sp.
A. calcehtokanus Chamberlin
A. hoctunanus Chamberlin
A. oxcutzcabus Chamberlin
A. scutigeroideus Shear. Tb.
Acutangulus alius Causey. Tb.
A. pictus Causey
Ceuthauxus constans Causey. Tb.
C. galeanae (Chamberlin)
C. mediator Chamberlin
C. palmitonus Chamberlin. Tb.
- Pararhachistes amblus* Chamberlin. Tb.
P. potosines Chamberlin
Rhachidomorpha adunca (Saussure & Humbert)
Rhachodesmus digitatus Causey
R. viridis (Saussure)
Strongyloidesmus harrisoni Causey. Tb.
S. palmitonus (Chamberlin)
Tiphallus frivolus Causey
Tylogoneus minus Causey
Unculabes arganoi Shear. Tb.
U. causeyae Shear. Tb.
U. colombinus Causey
U. crispus Causey. Tb.
U. porrensis Shear. Tb.
U. versatilis Causey
 Familia Sphaeriodesmidae
Bonetesmus novenus Causey
B. verus Chamberlin
B. soileauae Shear
Cylionus kauanus Chamberlin
Cyphodesmus sp.
Sphaeriodesmus bukowinus Chamberlin
S. coriaceus Pocock
S. cotzalostoc Shear
S. cruzbelem Shear
S. golondrinensis Shear
S. grubbsi Shear
S. iglesia Shear
S. neglectus Carl
S. nortoni Shear
S. rabonus Shear
S. redondo Shear
S. robertsoni Shear
S. sanjose Shear
S. sprouseii Shear
S. tortus Shear
S. trullatus Shear
S. zontehuitz Shear
 Familia Trichopolydesmidae
Caramba delburro Shear. Tb.
C. delnegro Shear. Tb.
C. embecauius Shear
C. grandeza Shear. Tb.
Speodesmus pecki Shear
Tylogoneus minus Causey. Tb.
T. oyamel Shear
T. rainesi Causey. Tb.
 Familia Xystodesmidae
Cruzodesmus sp.
Rhysodesmus sp.
- 5- ORDEN CHORDEUMIDA
- Familia Cleidogonidae
Cleidogona arco Shear
C. baroqua Shear. Tb.
C. chiapas Shear
C. coatlicue Shear
C. crucis (Chamberlin). Tb.
C. crystallina Shear
C. felipiana Shear. Tb.

- C. hunapu* Shear. Tb.
Cleidogona jamesoni Shear
C. mayapec Shear
C. pecki Shear. Tb.
C. pochteca Shear
C. totonaca Shear
C. treacyae Shear
C. yerbabuena Shear
 Familia Trichopetalidae
Mexiterpes calenturas Shear
M. egeo (Causey). Tb.
M. fishi (Causey). Tb.
M. metalficus Shear. Tb.
M. nogal Shear
M. sabinus Causey. Tb.
M. sangregorio Shear
Poterpes egeo Causey
 6- ORDEN JULIDA
 Familia Julidae
Diploiulus latistriatus (Curtis)
 Familia Paraiulidae
Paraiulus sp.
 7- ORDEN SPIROBOLIDA
 Familia Atopetholidae
Aztecolum nigrior (Chamberlin)
Hiltonius carpinus carpinus Chamberlin
 Familia Messicobolidae
Anelus sp.
Messicobolus sp.
 Familia Rhinocricidae
Rhinocricus motulensis Chamberlin
R. potosianus Chamberlin
Yucatabolus spukilensis Chamberlin
 Familia Typhlolellidae
Reddellobus sp.
R. troglobius Causey. Tb.
 8- ORDEN SPIROSTREPTIDA
 Familia Cambalidae
Cambala speobia (Chamberlin). Tb.
Jarnilka alba Shear
Mexicambala blanda Causey. Tb.
M. fishi Causey. Tb.
M. inopis Causey. Tb.
M. russelli Causey. Tb.
 Familia Spirostreptidae
Orthoporus fraternus (Saussure)
O. guerreronus Chamberlin
O. hoctunicolens Chamberlin
O. kiemi Loomis
O. lenonus Chamberlin
O. luchilicolens Chamberlin
O. mimus Chamberlin
O. solicolens Chamberlin
O. spelaeus Causey. Tb.
O. tizamensis Chamberlin
O. yucatanensis Causey
O. zizicolens (Chamberlin). Tb.
 SUPERORDEN COLOBOGNATHA
 9- ORDEN POLYZONIIDA
 Familia Polyzonidae
Siphonotus sp.
 Familia Siphonophoridae
Siphonophora sp.
S. sabachana Chamberlin
 10-ORDEN STEMMIULIDA
 Familia Stemmiulidae
Prostemmiulus sp.
 CLASE PAUROPODA (Pa.)
 1-ORDEN TETRAMEROCERATA
 Familia Pauropodidae
Pauropus sp.
 CLASE SYMPHYLA (Sy.)
 Familia Scutigerelellidae
Hanseniella appendicofera Scheller
H. orientalis (Hansen)
Scutigerelella acicularis Scheller
S. aduncus Scheller
S. mexicana Hinschberger
 CLASE INSECTA (In.)
 SUBCLASE APTERYGOTA
 1- ORDEN COLLEMBOLA
 Familia Arrhopalitidae
Arrhopalites sp.
A. cf. pygmaeus (Wankel)
A. christianseni Palacios-Vargas & Zeppelini
A. hennigius Palacios-Vargas & Zeppelini
A. pygmaeus Wankel
A. vazquezae Palacios-Vargas & Zeppelini
 Familia Brachystomellidae
Brachystomella sp.
B. contorta Denis
B. parvula (Schaeffer)
B. stachi Mills
B. taxcoana Palacios-Vargas & Najt
B. zapatai Najt & Palacios-Vargas
 Familia Cyphoderidae
Cyphoderus innominatus Mills. Tb.
C. similis Folsom
 Familia Dicyrtomidae
Dicyrtoma sp.
 Familia Entomobryidae
Dicranocentrus sp.
Dicranorchesella fina Mari Mutt
Heteromurus nitidus (Templeton)
Lepidocyrtus finus Christiansen & Bellinger
L. pearsei Mills
Metasinella (Sulcuncus) falcifera (Mills). Tb.
Neorchesella boneti Mari Mutt
N. mexicana Mari Mutt
Orchesella ca. quinaria Mari Mutt
Pseudosinella sp.
P. bonita Christiansen. Tb.
P. cava Christiansen & Reddell
P. crypta Christiansen & Reddell
P. finca Christiansen. Tb.
P. huautla Christiansen
P. leoni Christiansen
P. palaciosi Christiansen & Reddell

- P. petrustrinatii* Christiansen. Tb.
P. reddelli Christiansen
P. vera Christiansen
P. violenta (Folsom)
P. volca Christiansen
P. voylesi Christiansen
P. yuca Christiansen
Seira sp.
S. bipunctata (Packard)
S. mexicana Folsom
Sinella caeca Schott
S. tenebricosa Folsom
 Familia Hypogastruridae
Acherontides atoyacense Bonet. Tb.
A. potosinus Bonet. Tb.
A. spinus Christiansen & Reddell
Acherontiella colotlipana Palacios-Vargas & Thibaud
A. epigea (Bonet)
A. sabina Bonet
Ceratophysella gibbosa (Bagnall)
C. guthriei Folsom
C. succinea (Gisin)
Mesachorutes sp.
Microgastrura sofiae Vázquez & Palacios-Vargas
Schaefferia emucronata Absolon
S. guerrerense (Bonet). Tb.
S. oaxacana Palacios-Vargas & Thibaud
Schoettella glasgowi (Folsom)
Tafallia sp.
Typhlogastrura veracruzana Palacios-Vargas & Thibaud
Willemia bulbosa Bonet
W. persimillis Bonet
Xenylla humicola (Fabricius)
X. welchi Folsom
X. yucatanica Mills
 Familia Isotomidae
Appendisotoma dubia Christiansen & Bellinger
Ballistrura sp.
Cryptopygus sp. ca. *benhami* Christiansen & Bellinger
C. benhami Christiansen & Bellinger
C. thermophilus (Axelson)
Folsomia sp.
F. candida Willem
F. stella Christiansen & Tucker
Folsomides americanus Denis
F. angularis (Axelson)
F. centralis Denis
F. marchicus (Frenzel)
Folsomina onychiurina Denis
Isotoma notabilis Schaffer
I. trispinata MacGillivray
Isotomiella minor (Schaffer)
Isotomodes sp. ca. *falsus* Christiansen & Bellinger
Isotomurus sp.
Proisotoma centralis (Denis)
P. minuta (Tullberg)
 Familia Neanuridae
Americanura macgregori Cassagnau & Palacios-Vargas
A. mexicana Cassagnau & Palacios-Vargas
A. nova Christiansen & Reddell
A. sotanofila Cassagnau & Palacios-Vargas
Anura sp.
Anurida sp.
Deutonura sp.
Friesea claviseta (Axelson)
F. magnicornis Denis
F. mirabilis (Tullberg)
Hyleanura nohbecana Vázquez, Cutz & Palacios-Vargas.
Micranurida ca. *pygmaea* (Borner)
Neanura ca. *persimilis* Mills
N. muscorum (Templeton)
Neotropiella sp.
N. quinqueoculata Denis
Paleonura colimana Palacios-Vargas & Gómez-Anaya
Paranura caeca Folsom
Pseudachorutes simplex Maynard
P. subcrassoides Mills
Vitronura giselae (Gisin)
 Familia Neelidae
Megalothorax minimus Willem
M. incertus Borner
M. tristani Denis
Neelus murinus Folsom
N. murinus bolivari Bonet
 Familia Odontellidae
Odontella sp.
Xenyllodes armatus Axelson
 Familia Oncopoduridae
Oncopodura atoyacensis Bonet. Tb.
O. dura Christiansen & Reddell
O. prietoi Bonet. Tb.
O. susanae Christiansen & Reddell
 Familia Onychiuridae
Mesaphorura sp.
M. collis Bacon
M. foveata Bonet
M. granulata (Mills)
M. iowensis (Mills)
M. krausbaueri Börner
M. macrochaeta Rusek
M. yosii Rusek
Onychiurus sp.
O. acuitlapanensis Palacios-Vargas & Deharveng
O. fimetarius Linneo
O. folsomi (Schäffer)
Protaphorura sp.
Protaphorura armata (Tullberg)
P. encarpata Denis
P. sensibilata Thibaud & Massoud
P. sp. ca. yolandae
 Familia Paronellidae
Paronella sp.
Salina sp.
Trogolaphysa sp.
T. carpenteri Denis
T. marimutti Palacios-V., Ojeda & Christiansen
T. maya (Mills). Tb.
T. nacionalica (Palacios-V., Ojeda & Christiansen)

- T. oztotlica* (Ojeda & Palacios-Vargas)
T. relictata Palacios-V., Ojeda & Christiansen
T. strinatii Yoshii
T. toroi (Palacios-V., Ojeda & Christiansen)
T. variabilis Palacios-V., Ojeda & Christiansen
T. xtlokensis Palacios-V., Ojeda & Christiansen
T. yoshiia (Palacios-V., Ojeda & Christiansen)
 Familia Sminthuridae
Deuterostminthurus sp. ca. *nonfasciata*
Neosminthurus sp.
Pararrhopalites anops Bonet & Tellez. Tb.
P. oculatus Bonet & Tellez
Sminthurinus sp.
Sminthurus sp.
Temeritas sp.
 Familia Sminthurididae
Sminthurides sp.
Sphaeridia sp.
 Familia Tomoceridae
Tomocerus sp. ca. *celsus* Christiansen
T. celsus Christiansen
 2- ORDEN DIPLURA
 Familia Campodeidae
Campodea (*Campodea*) *chica* Wygodzinsky
Juxtalcampa juxtaluacensis Wygodzinsky. Tb.
Paratachycampa boneti Wygodzinsky. Tb.
Plusiocampa (*Litocampa*) *atoyacensis* Wygodzinsky. Tb.
Podocampa cavernicola Wygodzinsky. Tb.
 Familia Japygidae
Allojapyx allodontus Silvestri
Metajapyx sp.
Mixojapyx sp.
 Familia Parajapygidae
Parajapyx (*Grasshapyx*) *mexicana* Silvestri
 3- ORDEN THYSANURA (Archaeognatha *partim* y Zygentoma)
 Familia Lepismatidae
Allacrotelsa spinulata (Packard)
Ctenolepisma ciliata (Dufour)
 Familia Machilidae
Meximachilis tuxeni Sturm
 Familia Nicoletiidae
Anelpistina anophthalma (Bilimek). Tb.
A. boneti (Wygodzinsky)
Cubacubana sp.
Cubacubana mexicana Espinasa
Neonicoletia quinterensis Paclt
Nicoletia sp.
Texoreddellia texensis (Ulrich)
 SUBCLASE PTERYGOTA
 4- ORDEN EPHEMEROPTERA
 Familia Baetidae
 Familia Leptophlebiidae
Choroterpes (*Neochoroterpes*) *mexicanus* Allen
Thraulodes litotis Allen
 5- ORDEN ODONATA
 Familia Coenagrionidae
Acanthagrion gracile Rambur
Argia (*Chalcargia*) *gaumeri* (Calvert)
A. (C.) translata (Selys)
- Protoneura corculus* Calvert
Telebasis filiola (Perty)
T. salva (Hagen)
 Familia Corduleyasteridae
Corduleyaster diadema Selys
 Familia Libellulidae
Brachymesia furcata (Hagen)
Cannaphila funerea Carpenter
Dythemis sp. ca. *multipunctata* Kirby
D. sterilis Hagen
Erythemis plebeja Burmeister
E. simplicicollis (Say)
Erythrodiplax connata (Burmeister)
Libellula gagei Gloyd
Micrathyria debilis (Hagen)
M. hagenii Kirby
Orthemis ferruginea (Fabricius)
O. levis Calvert
Perithemis domitia (Drury)
 6- ORDEN ORTHOPTERA
 Familia Acrididae
Necaxacris cf. *micans* (Hebard)
 Familia Gryllidae.
Amphiacusta sp.
A. azteca Saussure
A. bolivari Chopard
A. maya Hubbell
A. yucatanana Hubbell
Cycloptilum sp.
Gryllus sp.
Myogryllus sp.
Nemobius sp.
Paracophus sp.
P. apterus Chopard
P. caecus Hubbell. Tb.
P. cladonotus Hubbell. Tb.
P. lippus Hubbell. Tb.
P. placonotus Hubbell
P. reddelli Hubbell
P. sanctorum Hubbell
P. subapterus Chopard
Tohila atelomma Hubbell. Tb.
 Familia Rhabdophoridae
Anargyrtes annulata (Bilimek)
A. bolivari Hubbell
Argyrtes mexicana Saussure
Ceuthophilus (*Ceuthophilus*) *variegatus* Scudder
C. (Geotettix) cunicularis Hubbell
C. maculatus Hubbell
C. secretus Scudder
Exochodrilus caelestis Hubbell
E. forcipatus Hubbell
Hypsobadistes stuarti Hubbell
H. tenuis Hubbell
Leptargyrtes boneti Hubbell
L. tejamanilae Hubbell
Phoberopus minor Hubbell
Pristoceuthophilus sp.
 Familia Stenopelmatidae

- Anabropsis* sp.
Glaphyrosoma sp.
Stenopelmatus sp.
 Familia Tettigoniidae
Dichopetala sp.
 Familia Tridactylidae
Tridactylus minutus Scudder
 7- ORDEN MANTODEA
 Familia Mantidae
 8- ORDEN BLATTODEA
 Familia Blaberidae
Blaberus atropos (Stoll)
B. craniifer Burmeister
B. giganteus (Linneo)
Panchlora sp.
Pycnoscelus surinamensis (Linneo)
 Familia Blattellidae
Agalopteryx chiapas Fisk
Anaplecta sp.
Chorisoneura sp.
Euthlastoblatta sp.
Ischnoptera sp.
Latiblatella sp.
Nelipophygus sp.
Nesomylacris lateralis Fisk
N. reddelli Fisk & Gurney
Pseudomops septentrionalis Hebard
P. nigrimaculis Fisk
 Familia Blattidae
Blatta orientalis (Linneo)
Loboptera sp.
Periplaneta americana (Linneo)
Pycnoscelus sp.
 Familia Polyphagidae
Arenivaga sp.
Holocompsa azteca Saussure
H. zapoteca Saussure
Homoeogamia mexicana (Burmeister)
 9- ORDEN DERMAPTERA
 Familia Forficulidae
Ancistogaster impennis Bormas
A. ca. toltecus (Scudder)
 Familia Labiduridae
Euborellia annulipes (Lucas)
 Familia Labiidae
Labia rotundata Scudder
 Familia Perlidae
Anacroneuria sp.
 9A- ORDEN ISOPTERA
 Familia Termitidae
 9B- ORDEN EMBIOPTERA
 Ejemplares sin determinar.
 9C- ORDEN PLECOPTERA
 Familia Perlidae
Anacroneuria sp.
 10- ORDEN PSOCOPTERA
 Familia Caeciliidae
Caecilius sp.
 Familia Epipsocidae
Epipsocus sp.
 Familia Liposcelidae
Liposcelis sp.
 Familia Pachytroctidae
Pachytroctus sp.
 Familia Psocidae
Cerastipsocus sp. prob. *trifasciatus* (Prov.)
 Familia Psyllipsocidae
Psyllipsocus ramburii Selys-Longchamps
P. yucatan Gurney
 Familia Ptiloneuridae
 Familia Troctopsocidae
Protoctopsocus enigmaticus Mockford
 10A- ORDEN MALLOPHAGA
 Familia Menoponidae
Myrsidea sp.
 Familia Philopteridae
Philopterus excisus Nitzsch
 11- ORDEN HEMIPTERA
 Familia Belostomatidae
Abedus immensus Menke
A. signoreti Mayr
Belostoma sp.
B. confusum Lauck
B. subspinosum Beauvois
B. s. cupreomicans (Stål)
Lethocerus delpontei De Carlos
 Familia Cimicidae
Cimex hemipterus Fabricius
C. pilosellus (Horvath)
Primicimex cavernis Barber
 Familia Coreidae
 Familia Corixidae
 Familia Cydnidae
Amnestus pusio (Stål)
A. subferrugineus (Westwood)
Galgupha mayana McA. & M.
Pangaues (Pangaues) aethiops (Fabricius)
P. (P.) docilis (Walker)
P. (P.) moestus (Stål)
P. (P.) piceatus Stål
Tominotus unisetosus Froeschner
 Familia Dipsocoridae
 Familia Enicocephalidae
Systelloderes sp.
 Familia Gelastocoridae
Nerthra sp.
 Familia Gerridae
Guerris remigis Say
Limnogonus guerini L. & S.
Rheumatobates creaseri Hungerford
R. minutus Hungerford
Trepobates prietus (Herrich-Schaeffer)
 Familia Hebridae
 Familia Hydrometridae
Hydrometra exilia Bueno
 Familia Lygaeidae
Lethaeus sp.
Ligyrocoris litigiosus Stål

Familia Mesoveliidae

Mesovelia mulsanti White

Familia Naucoridae

Ambrysus melanopterus Stål*Pelocoris femoratus* (Palisot-Beauvois)

Familia Nepidae

Ranatra annulipes Stål*R. quadridentata* Stål

Familia Notonectidae

Buenoa pallens (Champion)*B. pallipes* (Fabricius)*Plea harnedi* Drake

Familia Ochteridae

Ochterus aeneifrons (Champion)

Familia Ortheziidae

Familia Pentatomidae

Familia Polytentidae

Hesperoctenes fumarius (Westwood)

Familia Pyrrhocoridae

Dysdercus sp.*Largus convivus* Stål

Familia Reduviidae

Opisthacidius mexicanus (Pelaez)*Ploiaria maya* Wygodzinsky*Reduvius* sp.*Repipta* sp.*Triatoma dimidiata maculipennis* (Stål)*T. hegneri* Mazzotti*T. longipennis* Usinger*T. pallidipennis* (Stål)*Zelerus spinidoris* (Gray)

Familia Tingidae

Ceratocombus sp.

Familia Veliidae

Microvelia albonotata Champion*M. becameri* McKinsty*M. pulchella* Westw*Rhagovelia varipes* Champion*Velia* sp.

12- ORDEN HOMOPTERA

Familia Cicadellidae

Balclutha sp.*Empoasca* sp.*Giponana germari* (Stål)*Hortensia similis* (Walker)*Planicephalus flavicosta* (Stål)*Xestocephalus* sp.

Familia Cixiidae

Aethus compactus Uhl*Cixius* sp.*C. orcus* Fennah. Tb.

Familia Kinnaridae

Oeclidius hades Fennah. Tb.

13- ORDEN MEGALOPTERA

Familia Corydalidae

Corydalus sp.

14- ORDEN NEUROPTERA

Familia Myrmeleontidae

Eremoleon longior Banks

15- ORDEN COLEOPTERA

Familia Alleculidae

Hymenorus sp.*Lobopoda subcuneata* Casey*Lystronychus* sp.

Familia Anisotomidae

Familia Cantharidae

Cantharis sp.*Discodon* sp.

Familia Carabidae

Aephnidius sp.*Agonum* sp.*A. (Platynus) umbripenne* (Casey)*Amara (Celia)* sp.*Ancistroglossus gracilis* Chaudoir*Anisotarsus brevicollis* Chaudoir*Antroforceps bolivari* Barr. Tb.*Apenes obscura* Chaudoir*Ardistomis* sp.*Bembidion ca. lacunarium* Zimm*Brachinus* sp.*Bradycellus* sp.*Chiapadytes bolivari* Vigna Taglianti. Tb.*Chlaenius* sp.*Clivina* sp.*Colpodes acuminatus* Chevrolat*Euchroa nitidipennis* Putzeys*Lachnophorus (Aretaonus) sculptifrons* Bates*Laemosthenes* sp.*Lebia* sp.*Loxandrus tetrastigma* Bates*Masoreus* sp.*Mayaphaenops sbordonii* Vigna Taglianti. Tb.*Mexanillus sbordonii* Vigna Taglianti*Mexaphaenops elegans* Barr. Tb.*M. febriculosus* Barr*M. fishi* Barr. Tb.*M. intermedius* Barr. Tb.*M. jamesoni* Barr*M. mackenziei dulcinominis* Barr*M. m. gracilis* Barr*M. m. mackenziei* Barr*M. prietoi* Bolívar. Tb.*M. sulcifrons* Barr*Mexisphodrus b. boneti* (Bolívar & Hendrichs)*M. b. nortoni* Barr*M. b. monterreyensis* Barr*M. b. palmitensis* Barr*M. cancue* Barr*M. cuetzalan* Barr*M. gertschi ahucatlan* Barr*M. g. camposantos* Barr*M. g. gertschi* Hendrichs & Bolívar*M. g. sprousei* Barr*M. profundus* Barr. Tb.*M. purgatus* Barr*M. spiritus* Barr*M. tlamayaensis* Barr*M. urquijoi* Hendrichs & Bolívar. Tb.

- M. veraecrucis* Barr. Tb.
M. zoquitlan Barr
Mexitrechus coarctatus (Bates)
M. mogotensis Barr
M. tepoztlanensis (Bolívar)
Miquihuana rhadiniformis Barr
Pachyteles mexicana Chaudoir
P. urrutiai Bolívar
Paratrechus cataractae Barr
P. contrarius Barr
P. laticeps Barr
P. mexicanus Putseys
P. (Hygroduvalius) pallescens Barr. Tb.
P. (H.) silvaticus Bolívar
P. propior Barr
P. reddelli Barr
Pelmatellus sp.
Pentagonica sp.
Pericompsus sp.
Platynus acuminatus (Chevrolat)
P. boneti (Bolívar & Hendrichs)
P. colibor (Whitehead)
P. melanocnemis (Chaudoir)
P. pelaezi (Bolívar & Hendrichs)
P. segregatus (Bates)
P. stricticollis (Bates)
P. (Stenoplatynus) umbripennis (Casey)
Pterostichus (Ithytolus) sp.
P. (Poecilus) cf. mexicanus Chaudoir
Rhadine a. arazai (Bolívar)
R. bolivari Barr
R. chipinque Barr
R. elliotti Barr
R. hendrichsi Barr
R. medillini (Bolívar & Hendrichs)
R. perlevis Casey
R. reddelli Barr
R. rotgeri (Bolívar & Hendrichs)
Schizogenius sp.
Selenophorus sp.
Speocolpodes franiai Barr
Stenomorphus sp.
Tachys sp.
T. (Paratachys) sp.
T. (T.) proximus Say
T. (Tachyura) unistriatus (Bilimek)
 Familia Catopidae
 Familia Chrysomelidae
Altica sp.
Coscinoptera sp.
Heikertingerella sp.
 Familia Cleridae
 Familia Coccinellidae
Epilachna borealis (F.)
E. defecta Muls.
 Familia Colydiidae
Nematidium sp.
 Familia Cucujidae
Cathartus quadricollis Guer.
- Familia Curculionidae
Anthonomus sp.
Dioprophorus sp.
Pandeletius sp.
 Familia Dermestidae
Apsectus araneorum Beal
Dermestes carnivorus F.
D. maculatus DeGeer
 Familia Dryopidae
Pelonomus sp.
 Familia Dytiscidae
Agabus americanus Aube
Cybister flavocinctus Aube
Hydaticus rimosus Aube
Hydroporus belfragei Sharp
Megadytes gigantea Laporte
M. laevigata (Olivier)
Thermonectes sp.
T. circumscripta (Latreille)
 Familia Elateridae
Aeolus sp.
Cardiophorus sp.
Ischiodontus sp.
Orthosethus sp.
 Familia Elmidae
Cylloepus sp.
 Familia Empididae
Drapetes sp.
 Familia Endomychidae
Holoparamesus sp.
Rhymbus sp.
 Familia Euglenidae
Ariotus sp.
 Familia Gyrinidae
Dineutes solitarius Aube
 Familia Helodidae
Scirtes sp.
 Familia Histeridae
Anapleus wenzeli Vomero
Epierus sp.
Euspilotus sp.
E. (Hesperosaprinus) sp.
E. (Neosaprinus) sp.
Gnathoncus sp.
Hister sp.
Oxarthrius ca. hematicallis Sharp
Paromalus luderti Marseul
Phelister sp.
Philonthus sp.
Platysoma sp.
Plegaderus sp.
Saprinus sp.
Troglobacanius bolivari Vomero. Tb.
T. maya Vomero. Tb.
T. reddelli Vomero. Tb.
T. sbordonii Vomero. Tb.
 Familia Hydrophilidae
Enochrus (Lumetus) ca. aequalis Sharp
Helochares (Hydrobaticus) bipunctata Sharp

- Tropisternus apicipalpis* Chevrolat
T. (Cyphostethus) chalybeus Laporte
 Familia Lampyridae
 Familia Leiodidae
Aglyptinus sp.
Dissochaetus aztecus Szymczakowski
D. curtus Portevin
D. hetschkoi Reitter
Proptomaphagus sp.
P. microps Peck
Ptomaphagus (Adelops) cavernicola aditus Peck
P. (A.) c. cavernicola Schwarz
P. (A.) elabra Peck
P. (A.) gypsum Peck
P. (A.) leo Peck
P. (A.) mckenziei Peck. Tb.
P. (A.) reddelli Peck
P. (A.) spelaeus (Bilimek)
P. (A.) tabascensis Sbordoni
P. (A.) troglomexicanus Peck. Tb.
P. spelaeus (Bilimek)
 Familia Limnebiidae
 Familia Limnichidae
 Familia Lycidae
 Familia Meloidae
Epicauta sp.
 Familia Melyridae
Anthocomus sp.
 Familia Mordellidae
Conalia sp.
Diclidia sp.
 Familia Nitidulidae
Omosita sp.
Stelidota sp.
 Familia Noteridae
 Familia Oedomeridae
Sisenes sp.
 Familia Oxytelidae
 Familia Passalidae
Passalus sp.
Popilius tropicus (Perch.)
 Familia Platypodidae
Platypus rugulosus Chapuis
 Familia Pselaphidae
Cerocerus sp.
Pselaphus sp.
Reichenbachia sp.
 Familia Ptilidae
Pteryx sp.
 Familia Ptilodactylidae
Ptilodactyla sp.
 Familia Ptinidae
Niptus absconditus Spilman. Tb.
N. abstrusus Spilman
 Familia Scaphidiidae
Scaphisoma sp.
 Familia Scarabaeidae
Ancognatha manca LeConte
Aphodius sp.
- Ataenius cognatus* LeConte
A. strigicauda Bates
Ateuchus sp.
Coelosis biloba Linneo
Copris sp.
Cotinis viridicyanea Perbosc.
Deltochilum gibbosum Fabricius
Diplotaxis sp.
Macroductylus lineatocollis Bates
Onthophagus cuevensis Howden
O. incensus Say
O. landolti Harold
O. vespertilio Howden, Cartwright & Halffter
Phylophaga sp.
Trox sp.
 Familia Scydmaenidae
Connophron sp. ca. *humile* Casey
Euconnus sp.
E. (Drastophus) sp.
E. (Madagassoconnus) arganoi Franz
E. (Napochus) sp.
Scydmaenus teapanus Franz
 Familia Silphidae
Silpha cayennensis Sturm
 Familia Silvanidae
 Familia Staphylinidae
Anotylus sp.
Belonuchus ca. *moquinus* Casey
Biocrypta magnolia Blatchley
Carpelimus sp.
Deleaster trimaculata Fall
Diochus sp.
Erchomus sp.
Homaetarsus sp.
H. (Gastrolobium) ca. luridum Sharp
Ischnopoda (Atheta) sp.
Lathrobium sp.
Lithocharodes ca. *fuscipennis* Sharp
Manda sp.
Maseochara sp.
Medon sp.
Megalinus sp.
Neobisnius ca. *sobrinus* Erichson
Neomedon sp.
Orus sp.
Osorius sp.
Philonthus sp.
Scopaeus sp.
Stammoderus sp.
Staphylinus sp.
Stenagria sp.
Stenopholea reddelli Herman
Stenus sp.
Stilicolina condei Jarrige
 Familia Tenebrionidae
Alobates sp.
Alphitobius diapertinus Panzer
A. laevigatus (Fabricius)
Anaedus sp.

- Asida* sp.
Blapstinus sp.
Centrioptera infausta (LeConte)
Cryptoglossa mexicana mexicana Champion
Eleodes glabricollis Champion
E. hispilabris (Say)
E. ca. rotundicollis Eschscholtz
E. rugosa Perbosc
E. sallei Champion
E. solieri Champion
E. spinolai Solier
Liodema ca. kirschi Bates
Rhinandrus elongatus Horn
Zopherus sp.
Zophobas atratus (Fabricius)
 Familia Trogidae
Omorgus carinatus (Loomis)
 16- ORDEN TRICHOPTERA
 Familia Calamoceratidae
Phylloicus sp.
 Familia Philopotamidae
Wormaldia sp.
 Familia Polycentropidae
Polycentropus sp.
Polycentropus picana Ross
 17- ORDEN LEPIDOPTERA
 Familia Acrolophidae
Acrolophus sp.
 Familia Satyridae
Cyllopsis henshawi hoffmanni Miller
 Familia Sphingidae
Latebraria amphipyroides Guenée
 Familia Tineidae
Amydria sp.
Decardarchis sp.
Episcardia sp.
Monopis impresipenella (Bilimek)
Tinea sp.
 18- ORDEN DIPTERA
 Familia Acroceridae
 Familia Agriomyzidae
 Familia Calliphoridae
Aldrichina sp.
Calliphora vicina R.D.
Eucalliphora sp.
Phaenicia sp.
 Familia Cecidomyiidae
Clinodiplosis araneosa Felt
Lestodiplosis sp.
 Familia Ceratopogonidae
Culicoides sp.
Dasyhelea sp.
Forcipomyia sp.
 Familia Chaoboridae
 Familia Chironomidae
Chironomus sp.
C. viridicollis Van der Wolp
C. viridis Macquart
Pseudochironomus sp.
Tanypus sp.
Tendipes fulvipilus Rempel
 Familia Chloropidae
Hippelates pusio Loew.
Oscinella sp.
 Familia Culicidae
Aedes sp.
A. angustivittatus Dyar & Knab
A. euplocamus Dyar
A. taeniorhynchus (Wiedemann)
Culex sp.
Haemagogus sp.
Isostomyia sp.
Mochlonyx sp.
Psorophora sp.
 Familia Dolichopodidae
Chrysotus sp.
Pelorocephalus cornutus Van Duzee
 Familia Drosophilidae
Drosophila sp.
D. repleta Wollaston
 Familia Empididae
Drapetis sp.
 Familia Lonchaeidae
Carpolonchaea pendula Bez.
 Familia Metopiidae
Lucilia serricata Mg.
 Familia Milichiidae
Desmometopa sp.
Milichia sp.
Pholeomyia sp.
P. dampfi Sabrosky
P. indecora Loew
P. leocozona Bilimek
 Familia Mycetophilidae
Keraplatus sp.
Rhymosia sp.
 Familia Muscidae
Coenosia sp.
Phaonia sp.
Synthesiomyia nudiseta Van der Wolp
 Familia Nycteribiidae
Basilina antrozoi (Townsend)
B. forcipata Ferris
 Familia Ochthophilidae
Leucopsis ca. simplex
 Familia Phoridae
Conicera dauci Meigen
Dohrniphora sp.
Megaselia sp.
M. scalaris Loew
Puliciphora sp.
 Familia Psychodidae
Lutzomyia (Coromyia) beltrani (Vargas & Díaz Najera)
L. (Dampfomyia) anthophora (Addis)
Nemopalpus sp.
Psychoda sp.
Telmatoscopus albipunctatus (Williston)
 Familia Ptychopteridae

Familia Rhagionidae

Chrysopilus sp.

Familia Scatopsidae

Familia Scenopinidae

Pseudatrichia sp. ca. *melanderi* Kesey

Familia Sciaridae

Bradysia sp.*B. coprophila* (Lintner)*Chaetosciara* sp.*Lycoriella* sp.*Sciara* sp.

Familia Sciomyzidae

Pherbellia humilis (Loew)

Familia Sphaeroceridae

Archiborborus mexicanus Steyskal*Leptocera* sp.*Scatophora* sp.

Familia Stratiomyidae

Cyphomyia sp.*Hermetia* sp.

Familia Streblidae

Anastrebla sp.*Euctenodes mirabilis* Waterhouse*E. tonatiae* Kessel*Exastinio clovisi* Pessoa & Guimaraes*Megistopoda araneae* (Coquillett)*Metelasmus pseudopterus* Coquillett*Nycterophilia coxata* Ferris*Pterellipsis araneae* Coquillett*Speiseria ambigua* Kessel*Strebla vespertilionis* (Fabricius)*Trichobius adamsi* Augustson*T. blandus* Curran*T. caecus* Edwards*T. corynorhini* Cockerell*T. dugesii* Townsend*T. hirsutulus* Bequaert*T. intermedius* Peterson & Hurka*T. leionotus* Wenzel*T. major* Coquillett*T. mixtus* Curran*T. parasiticus* Gervais*T. ca. sparsus* Kessel*T. sphaeronotus* Jobling*T. uniformis* Curran

Familia Tabanidae

Tabanus haemagogus Will.

Familia Tachinidae

Archytas sp.*Exorista* sp.

Familia Therevidae

Henicomysia hubbardi Coquillett*Psilocephala* sp.

Familia Tipulidae

Epiphragma sp.*Helius* sp.*Limnophila* sp.*Limonia* sp.*Teucholabis* sp.

19- ORDEN SIPHONAPTERA

Familia Hystrichopsyllidae

Anomiopsyllus traubi Barrera

Familia Ischnopsyllidae

Myodopsylla collinsi Kohls*M. diasi* Costa Lima*M. gentilis* Jordan & Rothschild*M. globata* Holland*Sternopsylla distincta texana* (Fox)

Familia Pulicidae

Pulex irritans Linneo*P. porcinus* Jordan & Rothschild*Xenopsylla cheopis* (Rothschild)

20- ORDEN HYMENOPTERA

Familia Apidae

Apis mellifera Linneo*Partamona cupira orizabensis* (Str.)*Trigona atrolutea* Moure*T. testacea cupira* Sm.

Familia Bethyridae

Apanesia sp.*Holepyris* sp.*Rhabdepyris* sp.

Familia Braconidae

Apanteles sp.

Familia Chalcididae

Brachymeria sp.*Stomatoceras* sp.

Familia Chrysididae

Familia Evaniidae

Evania appendigaster (Linneo)

Familia Figitidae

Eucolia sp.

Familia Formicidae

Acromyrmex octospinosus (Reich)*A. octospinosus ekchuah* Wheeler*Aphaenogaster* sp.*Atta cephalotes opaca* Forel*Brachymyrmex cavernicola* Wheeler*Camponotus* sp.*Dolichoderus (Monacia) bispinosus* (Olivier)*Erebomyrma urichi* (Wheeler)*Euponera stigma* (Fabricius)*Forelius maccooki* Forel*Formica* sp.*Hypoponera punctatissima* (Roger)*Labidus coecus* (Latreille)*L. praedator* (F. Smith)*Leptogenys* sp.*Liometopum apiculatum* Mayr*Neoponera latreillei* Forel*N. villosa inversa* F. Smith*Odontomachus haematoda* (Linneo)*Pachycondyla apicalis* (Latreille)*P. harpax montezumia* F. Smith*P. villosa* (F. Smith)*Paratrechina melanderi* (Wheeler)*P. (Nylanderia) pearsei* (Wheeler)*Pheidole* sp.

P. punctatissima Mayr
P. tolteca Forel
Ponera ergatandria Forel
P. opaciceps Mayr
Sysphincta sp.
Solenopsis geminata (Fabricius)
Tapinoma sp.
 Familia Halictidae
Pseudaugochloropsis sordiscutis (Vachal)
 Familia Ischneumonidae
Melanichneumon sp.
Orthocentrus sp.
 Familia Pompilidae
Auplopus sp.
Pepsis sp.
 Familia Scelionidae
 Familia Sphecidae
Chorion (Ammobia) caliginosum (Erichson)
Crabro sp.
Notogonidea sp.
Podium brevicolle Kohl
 Familia Vespidae
Polybia diguetana Buysson

APÉNDICE 13.3.

Artrópodos en cuevas de México. Las claves al principio corresponden a la clase y orden indicadas en el apéndice 13.2.

BAJA CALIFORNIA SUR

- Las Cuevas de Santiago
 Ac.1 - Spinturnicidae: *Periglischrus vargasi* Hoffmann
 In.18 - Streblidae: *Nycterophilia coxata* Ferris
Trichobius adamsi Augustson
Trichobius sphaeronotus Jobling

CAMPECHE

- Actún Chen
 Ar.3 - Hubbardiidae: *Stenochrus portoricencis* Chamberlin
 6 - Pholcidae: *Anopsicus speophila* (Chamberlin & Ivie)
 Sy.1 - Scutigerellidae: *Hanseniella orientalis* (Hansen)
 - Actún Halmensura
 Ar.1 - Diplocentridae: *Diplocentrus mitchelli* Francke
 3 - Hubbardiidae: *Stenochrus portoricencis* Chamberlin
 6 - Pholcidae: *Anopsicus reddelli* Gertsch
 Tetrablemmidae: *Matta mckenziei* Shear
 - Cenote Bolchén
 Cr.1 - Daphnidae: *Ceriodaphnia cornuta* Sars
 5 - Palaemonidae: *Creaseria morleyi* (Creaser)
 - Cenote Chunhuas
 Ar.8 - Chernetidae: *Allochernes* sp.
 Ac.1 - Ascidae
 Laelapidae: *Cosmolaelaps* sp.
Oleolaelaps sp.
 Rhodacaridae
 Uropodidae: *Nenteria* sp.
 3 - Bdellidae: *Cyta magdalenae* Den Heyer

Spinibdella depressa (Ewing)
 Cunaxidae: *Cunaxa* sp.
Cunaxoides sp.
Pseudobonzia sp.
Sirula sp.
 Scutacaridae
 Trombidiidae
 5 - Aphelacaridae: *Ctenacarus* sp.
 Cosmochthoniidae
 Sphaerochthoniidae: *Sphaerochthonius* sp.
 In.1 - Entomobryidae: *Metasinella falcifera* (Mills)
 Isotomidae: *Folsomina onychiurina* Denis
Isotoma sp.
 - Cenote de Cantemo
 Ar.3 - Hubbardiidae: *Stenochrus portoricencis* Chamberlin
 6 - Nesticidae: *Eidmannella pallida* (Emerton)
 Cr.5 - Atyidae: *Typhlatia campecheae* Hobbs & Hobbs
 Sy.1 - Scutigerellidae: *Hanseniella orientalis* (Hansen)
 - Cenote Ek Bis
 In.20 - Vespidae: *Polybia diguetana* Buysson
 - Cueva en Volcán de los Murciélagos
 Cr.8 - Hadziidae: *Mayaweckelia cenotocola* Holsinger
 - Cueva Guachapil
 Ar.5 - Koeneniidae: *Eukoeningenia* sp.
 6 - Oonopidae: *Oonops coecus* Chamberlin & Ivie
 9 - Chernetidae: *Allochernes* sp.
 Ac.1 - Ascidae
 Dithinozerconidae
 Podocinidae: *Podocinus* sp.
 Polyaspididae: *Polyaspis* sp.
 Rhodacaridae: *Rhodacarellus* sp.
Rhodacarus sp.
 Uropodidae: *Dinychus* sp.
Nenteria sp.
 3 - Bimichaelidae: *Bimichaelia* sp.
 Cunaxidae: *Cunaxa* sp.
Cunaxoides sp.
Dactyloscirus sp.
Neocunaxoides sp.
 Ereynetidae: *Ereynetes* sp.
 Eupodidae
 Rhagidiidae: *Foveacheles* sp.
Poecilophysis weyerensis (Packard)
 Scutacaridae
 Tarsocheylidae: *Tarsocheylus* sp.
 Trombiculidae
 Trombidiidae
 Tydeidae
 5 - Lohmanniidae: *Lohmannia* sp.
 Malaconothridae: *Malaconothrus* sp.
 Oribatulidae: *Schelorbates* sp.
 Phthiracaridae: *Hoplophorella* sp.
 In.1 - Entomobryidae: *Metasinella falcifera* (Mills)
Pseudosinella sp.
 Isotomidae: *Folsomina onychiurina* Denis
Isotomiella minor (Schaeffer)
 Neelidae: *Megalothorax minimus* Willem
 Paronellidae: *Trogolaphysa* sp.
 In.11 - Cydnidae: *Pangaeus (P.) moestus* (Stål)

- Cueva Los Tucanes
 Ac.1 - Ascidae: *Antennoseius* sp.
 Laelapidae: *Cosmolaelaps* sp.
Geolaelaps sp.
 Parasitidae: *Parasitus* sp.
 Rhodacaridae: *Rhodacarellus* sp.
 3 - Bdellidae
 Cunaxidae: *Dactyloscirus* sp.
 4 - Acaridae
 5 - Aphelacaridae
 Thyrisomidae
 Cr.7 - Armadillidae
 In.1 - Entomobryidae: *Pseudosinella* sp.
 Hypogastruridae: *Xenylla yucatanana* Mills.
 - Cueva "Quarried Cave" (sic!)
 Ar.6 - Pholcidae: *Metagonia ivie* Gertsch
 - Grutas de Monte Bravo
 Cr.5 - Atyidae: *Typhlatia pearsei* Creaser
 Palaemonidae: *Creaseria morleyi* (Creaser)
 In.19 - Pulicidae: *Pulex porcinus* Jordan & Rothschild
 - Grutas de San Antonio
 Ar.3 - Hubbardiidae: *Stenochrus portoricencis* Chamberlin
 6 - Pholcidae: *Anopsicus speophila* (Chamberlin & Ivie)
Metagonia torete Gertsch
 Cr.5 - Atyidae: *Typhlatia pearsei* Creaser
 Palaemonidae: *Creaseria morleyi* (Creaser)
 - Grutas de San Ignacio
 Ar.6 - Tetrablemmidae: *Matta mckenziei* Shear
 - Grutas de Xkalumkin
 Ar.3 - Hubbardiidae: *Stenochrus portoricencis* Chamberlin
 6 - Oonopidae: *Oonops coecus* (Chamberlin & Ivie)
 - Grutas de Xtacumbilxunam
 Ar.3 - Hubbardiidae: *Stenochrus portoricencis* Chamberlin
 4 - Phrynidae: *Paraphrynus chacmool* (Rowland)
Paraphrynus raptator (Pocock)
 5 - Koeneniidae: *Eukoenia* sp.
 6 - Nesticidae: *Eidmannella pallida* (Emerton)
 Oonopidae: *Triaeris patellaris* Bryant
 8 - Chernetidae: *Tejachernes* sp.
 Ac.1 - Ascidae: *Zercoseius* sp.
 Dithinozerconidae
 Eviphididae: *Alliphis* sp.
 Laelapidae: *Cosmolaelaps* sp.
Geolaelaps sp.
 Macrochelidae: *Macrocheles* sp.
 Ologamasidae
 Pachylaelapidae: *Zygozeius* sp.
 Phytoseiidae: *Amblyseius* sp.
Propioseius macrosetes (Muma)
 Polyaspididae: *Polyaspis* sp.
 Uropodidae: *Dinychus* sp.
Discourella sp.
Metagynella sp.
Nenteria sp.
Urodiaspis sp.
 Zerconidae: *Microzercon* sp.
 Ac.2 - Argasidae: *Nothoaspis reddelli* Keirans & Clifford
 3 - Cunaxidae: *Cunaxoides* sp.
Neocunaxoides sp.
- Rhagidiidae
 Scutacaridae
 4 - Acaridae
 Anoetidae: *Histiostoma* sp.
 5 - Carabodidae
 Epilohmannidae: *Epilohmannia* sp.
 Euphthiracaridae: *Rhysotritia* sp.
 Galumnidae
 Haplozetidae
 Hypochthoniidae: *Brachychthonius* sp.
Eubrachychthonius sp.
Eohypochthonius sp.
 Lohmanniidae: *Lohmannia* sp.
 Malaconothridae: *Malaconothrus* sp.
 Scutabelbidae
 Sphaerochthoniidae: *Sphaerochthonius* sp.
 Cr.3 - Cyclopidae: *Mesocyclops ellipticus* Kiefer
 5 - Atyidae: *Typhlatia campecheae* Hobbs & Hobbs
 8 - Hadziidae: *Mayaweckelia yucatanensis* Holsinger
 Di.6 - Julidae
 9 - Stemmiulidae: *Prostemmiulus* sp.
 Pa.1 - Pauropodidae: *Pauropus* sp.
 In.1 - Arrhopalitidae: *Arrhopalites* ca. *christianseni* Palacios-Vargas & Zeppelini
 Cyphoderidae: *Cyphoderus innominatus* Mills
 Entomobryidae: *Lepidocyrtus* sp.
Metasinella falcifera (Mills)
Pseudosinella sp.
Seira sp.
 Hypogastruridae: *Xenylla yucatanana* Mills
 Isotomidae: *Proisotoma centralis* (Denis)
Folsomia onychiuruna Denis
Isotomiella minor (Schaeffer)
 Neelidae: *Megalothorax* sp.
Megalothorax minimus Willem
 Onychiuridae: *Mesaphorura* sp.
Mesaphorura sp.
Tullbergia sp.
 Paronellidae: *Paronella* sp.
Trogolaphysa sp.
 2 - Campodeidae: *Campodea* sp.
 15 - Carabidae: *Masoreus* sp.
 Histeridae
 Leiodidae: *Ptomaphagus* sp.
 17 - Tineidae: *Decardarchis* sp.
 19 - Pulicidae: *Pulex porcinus* Jordan & Rothschild
 - Pozo (en Campeche)
 Cr.7 - Cirolanidae: *Creaseriella anops* (Creaser)
 - Especies cavernícolas citadas de Campeche sin más datos.
 Ar.6 - Clubionidae: *Tixcocoba maya* Gertsch
 Mysmenidae: *Maymena* sp.
 Pholcidae: *Metagonia maya* Chamberlin & Ivie
Metagonia yucatanana Chamberlin & Ivie
 Loxoscelidae: *Loxosceles yucatanana* Chamberlin & Ivie
 Cr.3 - Cyclopidae: *Macrocylops albidus* (Jurine)
Mesocyclops (Thercyclops) tenuis (Marsh)
Paracyclops fimbriatus (Fischer).
 8 - Hyalellidae: *Hyalella azteca* (Saussure)
 Di.8 - Spirostreptidae: *Orthoporus solicolens* Chamberlin

- Orthoporus yucatanensis* Causey
 In.11 - Cydidae: *Pangaeus (P) docilis* (Walker)
 14 - Myrmeleontidae: *Eremeleon longior* Banks
 15 - Leiodidae: *Dissochaetus hetschkoi* Reitter
Ptomaphagus (Adelops) tabascensis Sbordoni
 Scydmaenidae: *Euconnus (Napochus) sp.*
 18 - Sciaridae: *Bradysia sp.*
 20 - Apidae: *Apis mellifera* Linneo
 Formicidae: *Hypoponera punctatissima* (Roger)
Leptogenys sp.
Pachycondyla apicalis (Latreille)
Paratrechina pearsei (Wheeler)
Solenopsis geminata (Fabricius)
CHIAPAS
 - Chen Senvilmut
 Ar.6 - Linyphiidae: *Linyphia sp.*
 Cr.8 - Hyalellidae: *Hyalella azteca* (Saussure)
 - Cueva Cerro Hueco
 Ar.3 - Hubbardiidae: *Schizomus longimanus* Rowland
Stenochrus portoricencis Chamberlin
 4 - Phryniidae: *Paraphrynus azteca* (Pocock)
Paraphrynus whitei (Gervais)
 Ar.6 - Nesticidae: *Eidmannella pallida* (Emerton)
 Pholcidae: *Metagonia mcnatti* Gertsch
 Ac.1 - Macronyssidae: *Radfordiella desmodi* Radovsky
 Spinturnicidae: *Cameronieta strandmanni* (Tibbetts)
Periglischrus caligus Kolenati
 Cr.5 - Cambaridae: *Procambarus (Austrocambarus) mirandai* Villalobos
 7 - Squamiferidae: *Trichorhina vandeli* Rioja
 In.15 - Carabidae: *Platynus colibor* Whitehead
Tachys sp.
 Leiodidae: *Dissochaetus curtus* Portevin
 18 - Phyllomyzidae: *Pholeomyia sp.*
 - Cueva Chica de Hunchabien
 Ar.3 - Hubbardiidae: *Schizomus sp.*
 4 - Phryniidae: *Paraphrynus azteca* (Pocock)
 6 - Nesticidae: *Gaucelmus calidus* Gertsch
 Theraphosidae: *Aphonopelma sp.*
 Theridiidae: *Theridion adjacens* O.P. Cambridge
 Di.9 - Stemmiulidae: *Prostemmiulus sp.*
 In.6 - Psyllipsocidae: *Psyllipsocus ramburi* Selys
 15 - Nitidulidae: *Omosita sp.*
 - Cueva Chica del Camino
 Ar.6 - Pholcidae: *Coryssocnemis facetus* Gertsch
 Plectreuridae: *Plectreurys sp*
 Scytodidae: *Sytode longipes* Lucas
 Theridiidae: *Achaearanea sp.*
 - Cueva Clara
 Di.4 - Sphaeriodesmididae: *Sphaeriodesmus cruzbelem* Shear
 - Cueva de Arcotete
 Ar.6 - Pholcidae: *Anopsicus bispinosa* (Gertsch)
Coryssocnemis pecki Gertsch
 - Cueva de Berriozabal
 In.6 - Gryllidae: *Amphiacusta maya* Hubbell
 - Cueva de Chanchaniptic
 Cr.7 - Asellidae: *Caecidotea zullini* Argano
 8 - Bogidiellidae: *Bogidiella vomeroi* Ruffo & Vigna Taglianti
 - Cueva de Chemal No.1
 In.6 - Rhabdiphoridae: *Phoberopus minor* Hubbell
 - Cueva de Chital No.1
 In.8 - Blattellidae: *Nesomylacris lateralis* Fisk
 - Cueva de Chital No.2
 Cr.7 - Asellidae: *Caecidotea vomeroi* Argano
 8 - Bogidiellidae: *Bogidiella tabascensis* Villalobos
 In.8 - Blattellidae: *Nelipophygus sp.*
 - Cueva de Colonia Rincón
 Ar.6 - Nesticidae: *Gaucelmus calidus* Gertsch
 - Cueva de La Cañada No.1
 In.15 - Histeridae: *Anapleus wenzeli* Vomero
 - Cueva de La Cañada No.2
 Di.5 - Cleidogonidae: *Cleidogona chiapas* Shear
 - Cueva de La Chepa
 Ac.2 - Argasidae: *Antricola coprophilus* (McIntosh)
Ornithodoros sp.
Ornithodoros (Alectorobius) dyeri Cooley & Kohls
 In.18 - Streblidae: *Nycterophilia coxata* Ferris
Trichobius sphaeronotus Jobling
 - Cueva de la Golondrina
 Ar.3 - Hubbardiidae: *Schizomus arganoi* Brignoli
 9 - Phalangodidae: *Troglostygnopsis anophthalma* Silhavy
 Di.2 - Glomeridesmidae: *Glomeridesmus sbordonii* Shear
 4 - Pyrgodesmidae: *Synoptura italolegatus* (Shear)
 - Cueva de las Canicas
 Ar.7 - Ricinoididae: *Pseudocellus sbordonii* (Brignoli)
 - Cueva de las Florecillas
 Di.3 - Glomeridae: *Glomeroides comitan* Shear
 - Cueva de los Chivos
 Cr.8 - Bogidiellidae: *Bogidiella sbordonii* Ruffo & Vigna Taglianti
 - Cueva de los Llanos
 Cr.5 - Pseudothelphusidae: *Typhlopseudothelphusa mocinoi* Rioja
 7 - Asellidae: *Caecidotea chiapas* Bowman
 - Cueva de Los Murciélagos
 Cr.5 - Pseudothelphusidae: *Typhlopseudothelphusa mocinoi* Rioja
 7 - Asellidae: *Caecidotea chiapas* Bowman
 - Cueva de los Pinos
 Ar.4 - Phryniidae: *Paraphrynus whitei* (Gervais)
 6 - Pholcidae: *Metagonia mcnatti* Gertsch
 Theraphosidae: *Aphonopelma sp.*
 Theridiidae: *Achaearanea sp.*
 - Cueva de Nicolás Bravo
 Cr.5 - Trichodactylidae: *Trichodactylus (Rodríguezia) mensabak* Cottarelli & Argano
 - Cueva de Sala de Agua Grande
 Ar.6 - Mysmenidae: *Maymena mayana* (Chamberlin & Ivie)
 - Cueva de San Francisco
 Ar.6 - Nesticidae: *Gaucelmus calidus* Gertsch
 - Cueva de San Juan de Arco
 Ar.6 - Mysmenidae: *Maymena mayana* (Chamberlin & Ivie)
 - Cueva de Santa Eulalia (= Cueva de los Rezadores)
 In.6 - Rhabdiphoridae: *Phoberopus minor* Hubbell
 - Cueva del Aguacero
 In.9 - Blattellidae: *Pseudomops nigrimaculis* Fisk
 - Cueva del Arco
 Cr.5 - Cambaridae: *Procambarus (Austrocambarus) mirandai* Villalobos
 Di.4 - Rhachodesmidae: *Aceratophallus scutigeroideus* Shear
 - Cueva del Cerro Brujo
 Ar.7 - Ricinoididae: *Pseudocellus sbordonii* (Brignoli)

- Cr.8 - Bogidiellidae: *Bogidiella sbordonii* Ruffo & Vigna Taglianti
 - Cueva del Muju
 In.15 - Scydmaenidae: *Euconus (Madagassoconus) arganoi* Franz
 - Cueva del Nacimiento del Río Santo Domingo
 Ar.9 - Phalangodidae: *Troglostygnopsis anophthalma* Silhavy
 Cr.5 - Cambaridae: *Procambarus (Austrocambarus) sbordonii* Hobbs
 - Cueva del Negro
 Di.4 - Trichopolydesmidae: *Caramba delnegro* Shear
 - Cueva del Panteón
 Ar.6 - Ochyroceratidae: *Ochyrocerca fagi* Brignoli
 Oonopidae: *Oonops chickeringi* Brignoli
 - Cueva del Paso del Burro
 Cr.5 - Cambaridae: *Procambarus (Austrocambarus) mirandai* Villalobos
 Di.4 - Trichopolydesmidae: *Caramba delburro* Shear
 5 - Cleidogonidae: *Cleidogona hunapu* Shear
 - Cueva del Perro de Agua
 Ar.9 - Phalangodidae: *Mexotroglinus sbordonii* Silhavy
 - Cueva del Rancho San Miguel
 In.8 - Blaberidae: *Blaberus craniifer* Burmeister
 - Cueva del Rayo de San Felipe
 Di.5 - Cleidogonidae: *Cleidogona felipiana* Shear
 In.6 - Rhabdophoridae: *Hypsobadistes stuarti* Hubbell
 - Cueva del Sabin
 Ar.9 - Phalangodidae: *Akdalima vomeroi* Silhavy
Arganotus macrochelis (Goodnight & Goodnight)
 Di.3 - Glomeridae: *Glomeroides sabinus* Shear
 In.8 - Polyphagidae: *Holocompsa zapoteca* Saussure
 - Cueva del Salto de Agua
 Cr.5 - Palaemonidae: *Macrobrachium carcinus* (Linneo)
 - Cueva del Tempisque
 Ar.3 - Hubbardiidae: *Stenochrus portoricencis* Chamberlin
 4 - Phryniidae: *Phrynus whitei* (Gervais)
 6 - Dysderidae: *Dysderina* sp.
 Nesticidae: *Eidmannella pallida* (Emerton)
 8 - Chernetidae: *Lustrochernes* sp.
 Ac.4 - Glycyphagidae: *Glycyphagus domesticus* (DeGeer)
 Di.8 - Spirostreptidae: *Orthoporus* sp.
 In.15 - Carabidae: *Ardistomis* sp.
Platynus colibor Whitehead
Loxandrus tetrastigma Bates
Tachys sp.
 Staphylinidae: *Stammoderus* sp.
 - Cueva del Tío Ticho
 Ar.6 - Dipluridae: *Euagrus* sp.
 Leptonetidae: *Archoleptoneta obscura* Gertsch
 Nesticidae: *Eidmannella pallida* (Emerton)
Gaucelmus calidus Gertsch
 Pholcidae: *Pholcophora evansi* Gertsch
 7 - Ricinoididae: *Pseudocellus bolivari* (Gertsch)
 8 - Syarinidae: *Pachychitra grandis* Muchmore
 Cr.5 - Pseudothelphusidae: *Typhlopseudothelphusa mocinoi* (Rioja)
 7 - Trichoniscidae: *Brackenridgia acostai* (Rioja)
 Di.4 - Pyrgodesmidae: *Synoptura tioticho* (Shear)
 8 - Spirostreptidae: *Orthoporus* sp.
 In.6 - Epipsocidae: *Epipsocus* sp.
 15 - Carabidae: *Mexanillus sbordonii* Vigna Taglianti
Platynus colibor Whitehead
 - Cueva del Venado
 In.8 - Polyphagidae: *Holocompsa azteca* Saussure
 - Cueva El Chorreadero
 Ar.6 - Nesticidae: *Gaucelmus calidus* Gertsch
 - Cueva en Teopisca
 Ac.1 - Spinturnicidae: *Periglischrus vargasi* Hoffmann
 - Cueva Encantada
 Di.4 - Sphaeriodesmidae: *Sphaeriodesmus cruzbelem* Shear
 In.1 - Paronellidae: *Trogolaphysa toroi* (Palacios-V., Ojeda & Christiansen)
 - Cueva Grande de San Agustín
 Ar.6 - Leptonetidae: *Archoleptoneta arganoi* (Brignoli)
 - Cueva Oscura
 Di.4 - Sphaeriodesmidae: *Sphaeriodesmus cruzbelem* Shear
 - Cuevas de La Planta, Nos.1, 2 y 3
 Cr.7 - Asellidae: *Caecidotea chiapas* Bowman
 8 - Bogidiellidae: *Bogidiella sbordonii* Ruffo & Vigna Taglianti
 In.6 - Rhabdophoridae: *Hypsobadistes tenuis* Hubbell
 15 - Carabidae: *Chiapadytes bolivari* Vigna Taglianti
 - Grutas de Llano Grande
 Ar.9 - Phalangodidae: *Hoplobunus zullinii* Silhavy
 Di.4 - Pyrgodesmidae: *Lophodesmus rodriguezi* Shear
Myrmecodesmus inornatus Shear
 Trichopolydesmidae: *Caramba grandeza* Shear
 - Grutas de Rancho Nuevo
 Ar.6 - Pholcidae: *Anopsicus bispinosa* (Gertsch)
Coryssocnemis pecki Gertsch
 9 - Phalangodidae: *Troglostygnopsis anophthalma* Silhavy
 Cr.8 - Bogidiellidae: *Bogidiella tabascensis* Villalobos
 - Grutas de Zapaluta
 Ar.3 - Schizomidae: *Schizomus* sp.
 4 - Phryniidae: *Paraphrynus emaciatius* Mullinex
Paraphrynus williamsi Mullinex
 6 - Nesticidae: *Eidmannella pallida* (Emerton)
Gaucelmus calidus Gertsch
 Pholcidae: *Anopsicus evansi* (Gertsch)
 7 - Ricinoididae: *Pseudocellus bolivari* (Gertsch)
 8 - Bochicidae: *Troglohya mitchelli* Muchmore
 Ac.2 - Argasidae: *Ornithodoros (Alectorobius) yumatensis* Cool.
 & Kohls
 3 - Trombiculidae: *Crypticula merrihewi* (Loomis & Lipovsky)
 Cr.5 - Cambaridae: *Procambarus (Austrocambarus) pilosimanus* (Ortmann)
 7 - Armadillidae: *Venezillo chiapensis* (Rioja)
 Squamiferidae: *Trichorhina vandeli* Rioja
 Trichoniscidae: *Brackenridgia acostai* (Rioja)
 Di.8 - Spirostreptidae: *Orthoporus fraternus* (Saussure)
 In.15 - Carabidae: *Platynus colibor* Whitehead
 Staphylinidae: (Aleocharinae)
Belonuchus sp.
 - Grutas del Arca
 Cr.5 - Palaemonidae: *Bithynops luscus* Holthius
 - Hoyo de Don Nicho
 Ar.3 - Hubbardiidae: *Stenochrus portoricencis* Chamberlin
 4 - Phryniidae: *Paraphrynus williamsi* Mullinex
 6 - Nesticidae: *Eidmannella pallida* (Emerton)
 Oonopidae: *Oonops chickeringi* Brignoli
 Mysmenidae: *Maymena mayana* (Chamberlin & Ivie)
 Theridiidae: *Tidarren sisyphoides* (Walckenaer)
 Ac.1 - Ascidae: *Melichares* sp.
 Di.4 - Pyrgodesmidae: *Lophodesmus rodriguezi* Shear
 8 - Spirostreptidae: *Orthoporus* sp.

- In.15 - Scarabaeidae: *Deltochilum gibbosum* Fab.
 Staphylinidae: *Belonuchus* sp.
Stammoderus sp.
 18 - Streblidae: *Trichobius parasiticus* Gervais
 - Pozo (en casa Bell)
 Cr.7 - Asellidae: *Caecidotea chiapas* Bowman
 8 - Bogidiellidae: *Bogidiella orchestipes* Ruffo & Vigna Taglianti
 - Sótano de Cancuc
 Di.4 - Fuhrmannodesmidae: *Salvadora mexicana* Shear
 In.15 - Carabidae: *Mexisphodrus cancuc* Barr
 - Sótano de Casa Clara
 Di.4 - Sphaeriodesmidae: *Sphaeriodesmus cruzbelem* Shear
 - Sótano de las Golondrinas
 Ar.6 - Nesticidae: *Eidmannella pallida* (Emerton)
 - Sótano de Malpaso
 Ar.9 - Phalangodidae: *Sbordonia armigera* Silhavy
 - Sumidero de La Cañada
 Ar.9 - Phalangodidae: *Hoplobunus zullinii* Silhavy
 Cr.8 - Bogidiellidae: *Bogidiella vomeroi* Ruffo & Vigna Taglianti
 Di.4 - Trichopolydesmidae: *Tylogoneus* sp.
 - Sumidero del Camino
 Ar.3 - Hubbardiidae: *Schizomus* sp.
 6 - Nesticidae: *Eidmannella pallida* (Emerton)
Gaucelmus calidus Gertsch
 Zoropsidae: *Zorocrates* sp.
 7 - Ricinoididae: *Cryptocellus bolivari* Gertsch
 Di.4 - Pyrgodesmidae: *Myrmecodesmus fissus* (Causey)
 8 - Spirostreptidae: *Orthoporus fraternus* (Saussure)
 In.15 - Staphylinidae: (Aleocharinae)
 20 - Ichneumonidae: (Nonnini)
 - Especies cavernícolas citadas de Chiapas sin más datos.
 Ar.6 - Agelenidae: *Tegenaria florea* Brignoli
 Araneidae: *Afilia affinis* Cambridge
 Mysmenidae: *Maymena sbordonii* Brignoli
 Pholcidae: *Ixchela pecki* (Gertsch)
Modisimus propinquus Cambridge
M. tzotzile Brignoli
Physocyclus globosus (Taczanowski)
 Loxoscelidae: *Loxosceles tehuana* Gertsch
 Di.4 - Trichopolydesmidae: *Caramba delburro* Shear
Caramba grandeza Shear
 In.1 - Hypogastruridae: *Neanura (Neanura) muscorum* (Templeton)
 10 - Epipsocidae: *Epipsocus* sp.
 Psyllipsocidae: *Psyllipsocus ramburii* Selys
 11 - Cydnidae: *Pangaesus (P.) piceatus* Stål
 15 - Leioididae: *Ptomaphagus* sp.
 18 - Milichiidae: *Pholeomyia* sp.
 Psychodidae: *Lutzomyia (Coromyia) beltrani* (Vargas y Díaz-Nájera)
- CHIHUAHUA**
 - Cueva de los Muchachos
 Ar.6 - Pholcidae: *Physocyclus enaulus* Crosby
 In.6 - Rhabdiphoridae: *Ceuthophilus (Ceuthophilus)* sp.
 - Cueva de los Murciélagos
 Ar.6 - Theridiidae: *Steatoda apacheana* Gertsch
 - Cueva del Diablo
 Ar.6 - Clubionidae: *Syspira* sp.
 Linyphiidae: *Scylaceus* sp.
 Lycosidae: *Pardosa fallax* Barnes
 Nesticidae: *Eidmannella pallida* (Emerton)
- Pholcidae: *Physocyclus enaulus* Crosby
Psilochorus diablo Gertsch
 8 - Chernetidae
 Cr.7 - Cirolanidae
 In.3 - Lepismatidae: *Ctenolepisma cicliata* (Dufour)
 6 - Rhabdiphoridae: *Ceuthophilus (Ceuthophilus) variegatus* Scudder
 10 - Psyllipsocidae: *Psyllipsocus ramburii* Selys-Longchamps
 15 - Tenebrionidae: *Cryptoglossa mexicana mexicana* Champion
 - Cueva del Salitre
 Ar.6 - Filistatidae: *Filistatinella* sp.
 8 - Chernetidae
 Ac.2 - Argasidae: *Argas cooleyi* Kohls & Hoogstraal
 3 - Smaridiidae: *Fessonia* sp.
 In.3 - Lepismatidae: *Allacrotelsa spinulata* (Packard)
 20 - Formicidae: *Liometopum apiculatum* Mayr
 - Gruta II en Finca Santa Anita
 Di.4 - Euryuridae: *Polylepiscus vomeroi* Shear
 - Grutas de Coyame
 Ar.6 - Agelenidae: *Cicurina* sp.
 Pholcidae: *Psilochorus* sp.
 In.6 - Rhabdiphoridae: *Ceuthophilus (Ceuthophilus)* sp.
 15 - Carabidae: *Radien perlevis* Casey
 - Socavón de Las Fisduras
 Ar.6 - Linyphiidae: *Meioneta* sp.
 - Socavón de las Moscas
 Ar.6 - Araneidae: *Araneus* sp.
Metellina sp.
 Lycosidae: *Pardosa vadosa* Barnes
 Pholcidae: *Psilochorus* sp.
 Salticidae
 Theridiidae: *Achaearenea canionis* Chamberlin & Gertsch
 In.10 - Ptiloneuridae
 20 - Formicidae: *Camponotus* sp.
 - Socavón de Santo Tomás
 Ar.6 - Araneidae: *Araneus* sp.
Metellina sp.
 In.6 - Rhabdiphoridae: *Ceuthophilus* sp.
 11 - Lygaeidae: *Ligyrocoris litigiousus* Stål
 - Socavón del Pino
 Ar.6 - Agelenidae
 Lycosidae: *Pardosa vadosa* Barnes
 Uloboridae: *Philoponella oweni* Chamberlin
 Zoropsidae: *Zorocrates* sp.
 In.6 - Rhabdiphoridae: *Ceuthophilus* sp.
 10 - Psyllipsocidae: *Psyllipsocus ramburii* Selys-Longchamps
 20 - Formicidae: *Camponotus* sp.
 - Sótano del Sauz
 Ar.6 - Pholcidae: *Psilochorus* sp.
 Ac.2 - Argasidae: *Antricola mexicanus* Hoffmann
 - Sótano Suciedad de Santo Tomás
 In.11 - Pyrrhocoridae: *Largus convivus* Stål
 - Especies cavernícolas citadas de Chihuahua sin más datos.
 In.1 - Entomobryidae: *Pseudosinella violenta* (Folsom)
- COAHUILA**
 - Bocas del Carmen
 In.6 - Rhabdiphoridae: *Ceuthophilus (Ceuthophilus)* sp.
 - Cueva «Pedregoso Hidden Cave» (sic!)
 In.15 - Tenebrionidae: *Eleodes* sp.

- Ar.6 - Filistatidae: *Filistatoides* sp
 - Cueva «Pedregoso Pipe Cave» (sic!)
 Ar.6 - Clubionidae: *Strotarchus* sp.
 Pholcidae: *Psilochorus russelli* Gertsch
 In.15 - Ptinidae: *Niptus abstrusus* Spilman
 - Cueva de La Herradura
 Ar.6 - Filistatidae: *Filistatoides* sp
 Pholcidae: *Physocyclus hoogstraali* Gertsch & Davis
 In.6 - Raphidophoridae: *Ceuthophilus (Ceutophilus) variegatus* Scudder
 11 - Reduviidae
 15 - Dermestidae: *Dermestes carnivorus* Fabricius
 Tenebrionidae: *Alphitobius laevigatus* (Fabricius)
Cryptoglossa m. mexicana Champion
 - Cueva de las Ánimas
 Ar.6 - Filistatidae: *Filistata arizonica* (Chamberlin & Ivie)
Filistatoides sp.
 Loxoscelidae: *Loxosceles belli* Gertsch
 Pholcidae: *Physocyclus hoogstraali* Gertsch & Davis
Psilochorus sp.
 8 - Chernetidae: *Neallochernes* sp.
 In.6 - Gryllidae: *Paracophus subapterus* Chopard
 8 - Polyphagidae: *Arenivaga* sp.
 15 - Tenebrionidae: *Centrioptera infausta* (LeConte)
Cryptoglossa m. mexicana Champion
 - Cueva de Las Vigas
 Ar.6 - Agelenidae: *Tegenaria mexicana gertschi* Roth
 Pholcidae: *Metagonia coahuila* Gertsch
 - Cueva de Los Escarabajos
 In.15 - Tenebrionidae: *Cryptoglossa m. mexicana* Champion
 - Cueva de Los Grillos
 Ar.6 - Filistatidae: *Filistatoides* sp.
 Pholcidae: *Physocyclus* sp.
 In.6 - Raphidophoridae: *Ceuthophilus (Ceutophilus) variegatus* Scudder
 15 - Tenebrionidae: *Centrioptera infausta* (LeConte)
Cryptoglossa m. mexicana Champion
Eleodes sp.
 - Cueva de Los Lagos
 Ar.6 - Agelenidae: *Cicurina (Cicurella) coahuila* Gertsch
 Loxoscelidae: *Loxosceles belli* Gertsch
 Pholcidae: *Physocyclus enaulus* Crosby
 Theridiidae: *Achaearanea* sp.
Latrodectus mactans Fabricius
 Cr.7 - Porcellionidae: *Porcellio gertschi* Van Name
 Di.8 - Cambalidae: *Cambala speobia* (Chamberlin)
 In.1 - Entomobryidae: *Pseudosinella violenta* (Folsom)
 3 - Nicoletiidae: *Texoreddellia texencis* (Ulrich)
 6 - Raphidophoridae: *Ceuthophilus (Geotettix) cunicularis* Hubbell
 15 - Alleculidae: *Hymenorus* sp.
 Carabidae: *Rhadine arazai* (Bolívar)
Tachys (Tachys) proximus Say
 Staphylinidae
 Tenebrionidae: *Eleodes hispilabris* (Say)
 20 - Formicidae: *Sysphincta* sp.
 - Cueva de San Vicente
 In.15 - Ptinidae: *Niptus abstrusus* Spilman
 Tenebrionidae: *Eleodes* sp.
 - Cueva de Yeso
- Ar.6 - Filistatidae: *Filistatoides* sp
 In.15 - Tenebrionidae: *Cryptoglossa m. mexicana* Champion
 - Cueva del Empalme
 Ar.6 - Filistatidae: *Filistatoides* sp
 In.6 - Raphidophoridae: *Ceuthophilus (Ceuthophilus) variegatus* Scudder
 15 - Tenebrionidae: *Eleodes* sp.
 20 - Formicidae: *Paratrechina melanderi* (Wheeler)
 - Cueva del Granjero
 Ar.6 - Filistatidae: *Filistatoides* sp.
 Nesticidae: *Eidmannella pallida* (Emerton)
 - Cueva del Guano
 Ar.4 - Phrynidae: *Phrynus* sp.
 6 - Filistatidae: *Filistatoides* sp
 - Cueva del León
 Ar.6 - Gnaphosidae: *Zelotes rusticus* (Koch)
 Pholcidae: *Physocyclus enaulus* Crosby
 8 - Chernetidae: *Neallochernes* sp.
 In.15 - Dermestidae: *Dermestes carnivorus* Fabricius
 Tenebrionidae: *Cryptoglossa m. mexicana* Champion
 - Cueva del Pedregoso
 Ar.6 - Filistatidae: *Filistatoides* sp
 Pholcidae: *Physocyclus pedregosus* Gertsch
Psilochorus russelli Gertsch
 Ac.3 - Trombiculidae
 4 - Glycyphagidae: *Glycyphagus domesticus* (DeGeer)
 In.15 - Carabidae: *Rhadine arazai arazai* (Bolívar)
Rhadine bolivari Barr
 Ptinidae: *Niptus abstrusus* Spilman
 Tenebrionidae: *Eleodes* sp.
 - Cueva del Vapor
 Ar.6 - Filistatidae: *Filistatoides* sp
 Pholcidae: *Psilochorus* sp.
 Theridiidae: *Latrodectus hesperus* Chamberlin & Ivie
 - Cueva Hundida
 In.6 - Raphidophoridae: *Ceuthophilus (Ceuthophilus) variegatus* Scudder
 - Cueva (en Cuatro Ciénagas de Carranza)
 Ar.1 - Vaejovidae: *Vaejovis minckleyi* Williams
 - Gruta de Cuevecillas
 Ar.6 - Agelenidae: *Tegenaria mexicana gertschi* Roth
 Pholcidae: *Metagonia coahuila* Gertsch
 In.1 - Entomobryidae: *Pseudosinella reddelli* Christiansen
 10 - Psocidae: *Cerastipsocus* sp. prob. *trifasciatus* (Prov.)
 15 - Carabidae: *Rhadine rotgeri* (Bolívar & Hendrichs)
 - Pozo A (8.2 km S, 4.7 km W de Cuatro Ciénagas)
 Cr.7 - Cirolanidae: *Sphaerolana interstitialis* Cole & Minckley
 Cr.8 - Hyalellidae: *Hyalella azteca* (Saussure)
 - Pozo B (20.3 km S, 5.5 km E de Cuatro Ciénagas).
 Cr.7 - Cirolanidae: *Sphaerolana affinis* Cole & Minckley
 - Pozo C (12 km SW de Cuatro Ciénagas, Laguna W del Mojarral)
 Cr.7 - Cirolanidae: *Speocirolana thermydronis* Cole & Minckley
 - Pozo Barbado
 Cr.7 - Stenasellidae: *Mexistenasellus coahuila* Cole & Minckley
 - Pozo de El Potrero
 Ar.6 - Pholcidae: *Metagonia coahuila* Gertsch
 - Pozos Bonitos (Laguna Churince)
 Cr.8 - Hadziidae: *Mexiweckelia colei* Holsinger & Minckley
Mexiweckelia particeps Holsinger

- Pozos de la Becerra
 Cr.7 - Cirolanidae: *Speocirolana thermydronis* Cole & Minckley
 - Pozo (sin nombre, ni localidad)
 Cr.8 - Hadziidae: *Mexiweckelia particeps* Holsinger
 - Sumidero de Alicantre
 Ar.6 - Nesticidae: *Eidmannella pallida* (Emerton)
 In.6 - Rhabdiphoridae
 - Especies cavernícolas citadas de Coahuila sin más datos.
 Ar.6 - Pholcidae: *Ixchela simoni* Cambridge
 In.6 - Rhabdiphoridae: *Protoceuthophilus* sp.
 15 - Alleculidae: *Lystronychus*

COLIMA

- Cueva de La Fábrica
 Ac.2 - Argasidae: *Ornithodoros (Alectorobius) dyeri* Cooley & Kohls
 - Cueva de La Finca
 Ar.6 - Loxoscelidae: *Loxosceles colima* Gertsch
 Pholcidae: *Physocyclus validus* Gertsch
Physocyclus lautus Gertsch
 In.18 - Streblidae: *Nycterophilia coxata* Ferris
Trichobius adamsi Augustson
 - Cueva en Ixtlahután
 Ar.4 - Phrynidae: *Acanthophrynus coronatus* Koch
 - Pozo de La Escondida
 Ac.3 - Proterorhagidiidae: *Proterorhagidia oztotloica* Palacios-Vargas & Linquist
 In.1 - Brachystomellidae: *Brachystomella* sp.
 Entomobryidae: *Seira* sp.
 Hypogastruridae: *Acherontiella sabina* Bonet
 Isotomidae
 Neanuridae: *Deutonura* sp.
 Onychiuridae: *Mesaphorura macrochaeta* Rusek
Protaphorura sp.
 - Especies cavernícolas citadas de Colima sin más datos.
 In.1 - Neanuridae: *Neanura* sp.

DISTRITO FEDERAL

- Cueva del Cerro de La Estrella
 Ar.6 - Nesticidae: *Eidmannella pallida* (Emerton)
 - Cueva del Xitle
 In.11 - Cimicidae: *Cimex pilosellus* (Horvath)
 - Cueva en San Jerónimo
 In.6 - Rhabdiphoridae: *Anargyrtes bolivari* Hubbell
 - Especies cavernícolas citadas del D.F. sin más datos.
 In.15 - Carabidae: *Paratrechus (Hydrodualius) sylvaticus* Bolívar

DURANGO

- Cueva de la Cucaracha
 In.8 - Polyphagidae: *Arenivaga* sp.
 - Cueva de la Siguerita
 Ar.6 - Pholcidae: *Psilochorus delicatus* Gertsch
Physocyclus sp.
 8 - Chernetidae: *Neoallochernes* sp.
 Cr.8 - Hadziidae: *Mexiweckelia mitchelli* Holsinger
 In.1 - Entomobryidae: *Pseudosinella violenta* (Folsom)
 Isotomidae: *Cryptopygus thermophilus* (Axelson)
 8 - Polyphagidae: *Arenivaga* sp.
 15 - Melyridae: *Anthocomus* sp.
 Tenebrionidae: *Cryptoglossa m. mexicana* Champion
Eleodes sp.
 Trogidae: *Omorgus carinatus* (Loomis)
 18 - Rhagionidae: *Chrysopilus* sp.

Sciaridae: *Bradysia* sp.
 - Cueva de los Riscos
 Ar.1 - Vaejovidae: *Vaejovis* sp.
 6 - Leptonetidae: *Leptoneta limpida* Gertsch
 Pholcidae: *Anopsicus exiguus* (Gertsch)
Modisimus sp.
Pholcophora exigua Gertsch
Physocyclus sp.
Psilochorus delicatus Gertsch
 7 - Ricinoididae: *Cryptocellus reddelli* (Gertsch)
 8 - Chernetidae: *Neoallochernes* sp.
 In.6 - Rhabdiphoridae: *Ceuthophilus (Ceuthophilus)* sp.
 10 - Psyllipsocidae: *Psyllipsocus ramburii* Selys-Longchamps
 15 - Staphylinidae: (Aleocharinae)
 18 - Cecidomyiidae: *Clinodiplosis araneosa* Felt
 - Cueva del Guano
 Ar.6 - Loxoscelidae: *Loxosceles aurea* Gertsch
 Pholcidae: *Physocyclus* sp.
 7 - Ricinoididae: *Cryptocellus mitchelli* (Gertsch)
 In.1 - Entomobryidae: *Pseudosinella violenta* (Folsom)
 10 - Psyllipsocidae: *Psyllipsocus ramburii* Selys-Longchamps
 11 - Reduviidae: *Reduvius* sp.
 15 - Dermestidae: *Dermestes carnivorus* Fabricius
 Ptinidae: *Niptus abstrusus* Spilman
 Tenebrionidae: *Cryptoglossa m. mexicana* Champion
 18 - Rhagionidae: *Chrysopilus* sp.
 - Grutas de Mapimí
 In.1 - Entomobryidae: *Pseudosinella violenta* (Folsom)
 6 - Rhabdiphoridae:
 15 - Carabidae: *Rhadine rotgeri* Bolívar & Hendrichs
 - Mina (en Puente de Ojuela)
 Ar.6 - Pholcidae: *Physocyclus* sp.

GUERRERO

- Cueva Chica del Mogote
 Ar.6 - Mysmenidae: *Maymena misteca* Gertsch
 Di.4 - Rhachodesmidae: *Ceuthauxus constans* Causey
 7 - Spirobolidae: *Hiltonius c. carpinus* Chamberlin
 In.6 - Rhabdiphoridae
 15 - Carabidae: *Platynus (Stenoplatynus) umbripennis* (Casey)
Platynus colibor Whitehead
 - Cueva de Don Baldomero
 Ar.1 - Buthidae: *Centruroides nigrescens* (Pocock)
 - Cueva de San Rafael
 Ar.1 - Buthidae: *Centruroides nigrescens* (Pocock)
 - Cueva de Zacatecolotla
 In.3 - Nicoletiidae: *Cubacubana* sp.
 - Cueva de Zoplanta
 In.3 - Nicoletiidae: *Cubacubana mexicana* Espinasa
 - Cueva del Borrego
 Ac.1 - Spinturnicidae: *Periglischrus herrerae* Machado-Allison
 In.18 - Streblidae: *Trichobius parasiticus* Gervais
 - Cueva del Chevrón
 Ar.6 - Nesticidae: *Gaucelmus augustinus* Keyserling
 - Cueva del Diablo
 In.15 - Carabidae: *Platynus (Stenoplatynus) umbripennis* (Casey)
 - Cueva del Platanar
 In.3 - Nicoletiidae: *Cubacubana* sp.
 - Cueva (en Taxco)
 Ar.6 - Agelenidae: *Tegenaria m. mexicana* Roth

- Gruta de Aguacachil
 Ar.6 - Agelenidae
 Ctenizidae
 Hahniidae
 Linyphiidae
 Nesticidae
 Theraphosidae
 Theridiidae
 8 - Chernetidae
 9 - Phalangidae: *Metopilio* sp.
 Ac.1 - Ascidae: *Protogamasellus* sp.
 Macroonyssidae: *Macroonyssoides kochi* (Fonseca)
Parichoronyssus sclerus Radovsky
Radfordiella oricola Radovsky, Jones & Phillips
 Parasitidae: *Pergamasus* sp.
 Parholaspididae
 Phytoseiidae: *Zygozeius* sp.
 Podocinidae: *Podocinum pacificum* Berlese
 Spinturnicidae: *Periglischrus iheringi* Oudemans
Periglischrus vargasi Hoffmann
 Veigaiidae
 3 - Podapolipidae
 Rhagidiidae: *Rhagidia hilli* (Strandtmann)
 Trombiculidae: *Hooperella vesperuginis* (Brennan & Jones)
 Trombidiidae
 4 - Acaridae
 Chirodiscidae: *Alabidocarpus furmani* Pinichpongse
Paralabidocarpus sp.
 Chirorhynchobiidae: *Chirorhynchobia matsoni* Yunker
 5 - Euphthiracaridae: *Rhysotritia ardua* C.L.Koch
 Galumnidae
 Nothridae: *Nothrus* sp.
 Oppiidae: *Ameroppia* sp.
Oppia sp.
 Oribatulidae: *Scheroribates* sp.
 Passalozetidae
 Phthiracaridae: *Atropacarus* sp.
 Cr.5 - Pseudothelphusidae: *Pseudothelphusa* sp.
 7 - Armadillidae
 Oniscidae
 Di.4 - Peridontodesmidae
 In.1 - Brachystomellidae: *Brachystomella contorta* Denis
B. taxcoana Palacios-V. & Najt
B. zapatai Najt & Palacios-V.
 Entomobryidae: *Sinelle caeca* Schött
Sinella tenebricosa Folsom
 Hypogastruridae: *Acherontides atoyacense* Bonet
Ceratophysella sp. cf. *guthieri* Folsom
Xenylla humicola (Fabricius)
 Isotomidae: *Ballistrura* sp.
Cryptopygus thermophilus (Axelson)
Folsomides sp.
F. americanus Denis
Proisotoma (Proisotoma) minuta (Tullberg)
 Neanuridae: *Anura* sp.
Anurida sp.
Vitronura giselae (Gisin)
 Odontellidae: *Xenyllodes armatus* Axelson
 Onychiuridae: *Onychiurus folsomi* (Schaeffer)
Protaphorura encarpata (Denis)
Mesaphorura granulata Mills
Mesaphorura krausbaueri Börner
 Paronellidae: *Paronella* sp.
Salina sp.
Trogolaphysa sp.
 Sminthuridae: *Sminthurides* sp.
 6 - Gryllacrididae: *Argyrtes mexicana* Saussure Pictet
 Gryllidae: *Gryllus assimilis* (Fabricius)
 Tridactylidae: *Tridactylus minutus* Scudder
 8 - Blattellidae
 Blattidae
 11 - Corcidae
 Gelastocoridae
 Hydrometridae: *Hydrometra* sp.
 Naucoridae
 Veliidae
 15 - Carabidae
 Chrysomelidae
 Cucujidae
 Curculionidae
 Dytiscidae
 Hydrophilidae
 Lampyridae
 Limnebiidae
 Noteridae
 Ptilidae
 Ptilodactylidae
 Scarabaeidae: *Ataenius* sp.
 Silphidae: *Silpha* sp.
 Staphylinidae: *Stenus* sp.
 18 - Chaoboridae
 Culicidae
 Phoridae
 Ptychioteridae
 Ragionidae
 Simuliidae
 Streblidae: *Exastinion clovisi* (Pessoa & Guimaraes)
 Therevidae
 20 - Braconidae
 Formicidae
 Vespidae
 - Gruta de Calicanto
 In.18 - Streblidae: *Nycterophilia coxata* Ferris
 - Gruta de La Joya
 Ac.1 - Macroonyssidae: *Macroonyssoides kochi* (Fonseca)
 Spinturnicidae: *Periglischrus iheringi* Oudemans
 - Grutas de Acuitlapán
 Ar.3 - Hubbardiidae: *Stenochrus palaciosi* (Reddell & Cokendolpher)
 4 - Phrynidae: *Paraphrynus mexicanus* (Bilimek)
 6 - Agelenidae: *Tegenaria mexicana* Roth
 Mysmenidae: *Maymena misteca* Gertsch
 Nesticidae
 7 - Ricinoididae: *Cryptocellus boneti* Bolívar
 8 - Ideoroncidae: *Albiorix bolivari* Beier
 Ac.1 - Laelapidae:
 Podocinidae: *Podocinum pacificum* Berlese
 Spinturnicidae: *Periglischrus caligus* Kolenati
Periglischrus herrerae Machado-Allison

- Uropodidae
 3 - Cunaxidae
 Eupodidae
 Podapolipidae
 Scutacaridae
 Trombiculidae: *Eutrombicula* sp.
E. acuitlapanensis Hoffmann
Whartonia sp.
 4 - Acaridae
 5 - Belbidae
 Damaeidae
 Nothridae: *Nothrus* sp.
 Oppiidae: *Oppia* sp.
 Oribatulidae: *Schelorbates* sp.
 Cr.7 - Armadillidae: *Venezillo cacahuamilpensis* (Bilimek)
Venezillo osorioi (Mulaik)
 Trichoniscidae: *Protrichoniscus* ca. *bridgesi* (Van Name)
 Oniscidae
 Ch.2 - Cryptopidae
 Scolopendridae
 3 - Lithobiidae: *Lithobius* sp.
 Di.4 - Peridontodesmidae:
 7 - Spirobolidae
 In.1 - Arrhopalitidae: *Arrhopalites* sp.
Arrhopalites cf. *pygmaeus* (Wankel)
 Entomobryidae: *Pseudosinella palaciosi* Christiansen & Reddel
 Hypogastruridae: *Ceratophysella gibbosa* (Bagnall)
Willemia persimillis Bonet
 Isotomidae: *Cryptopygus* sp. ca. *benhami* Christiansen & Bellinger
Folsomia stella Christiansen & Tucker
Folsomia onychiurina Denis
Isotomiella minor (Schäffer)
Pseudosinella palaciosi Christiansen & Reddell
 Neelidae: *Megalothorax minimus* Willem
 Onychiuridae: *Mesaphorura krausbaueri* Börner
Onychiurus sp.
O. acuitlapanensis Palacios-Vargas & Deharveng
 Paronellidae: *Paronella* sp.
Trogolaphysa relicta Palacios-V., Ojeda & Christiansen
 Sminthuridae: *Sminthurides* sp.
 15 - Carabidae: *Platynus (Stenoplatynus) umbripennis* (Casey)
 Leiodidae: *Ptomaphagus (Adelops) spelaesus* (Bilimek)
 Nitidulidae
 Pselaphidae
 Scarabaeidae: *Onthophagus vespertilio* Howden, Cartw. & Halffter
 18 - Milichiidae
 Phoridae
 Streblidae: *Euctenodes mirabilis* Waterhouse
Paraeuctenodes sp.
Strebla sp.
Trichobius sp.
T. parasiticus Gervais
 20 - Chrysididae
 Sphecidae
 - Grutas de Cacahuamilpa
 Ar.1 - Diplocentridae: *Diplocentrus coylei* Fritts & Sissom
 Ar.3 - Hubbardiidae: *Schizomus* sp.
 4 - Phrynidae: *Paraphrynus mexicanus* (Bilimek)
 6 - Dipluridae: *Euagrus* sp.
- Gnaphosidae: *Drassodes pallidipalpis* (Bilimek)
 Nestidae: *Eidmannella pallida* (Emerton)
 Pholcidae: *Physocyclus modestus* Gertsch
Psilochorus cordatus (Bilimek)
 7 - Ricinoididae: *Cryptocellus boneti* Bolívar
 8 - Chthoniidae: *Lechytia cavicola* Muchmore
 Ac.1 - Laelapidae: *Androlaelaps (Eubrachylaelaps) spinosus* (Furman)
 Spinturnicidae: *Cameronieta strandtmanni* (Tibbetts)
Periglischrus caligus Kolenati
P. iheringi Oudemans
 2 - Argasidae: *Ornithodoros* sp.
Ornithodoros (Alectorobius) talaje (Guérin-Méneville)
 3 - Cheyletidae: *Cheyletus cacahuamilpensis* Baker
 Trombiculidae: *Microtrombicula boneti* (Hoffmann)
Whartonia (Asolentria) guerrerensis Hoffmann
 Cr.3 - Cyclopidae: *Macrocyclus albidus* (Jurine)
 7 - Armadillidae: *Venezillo cacahuamilpensis* (Bilimek)
 Porcellionidae: *Porcellio laevis* Latreille
 Ch.4 - Scutigerae: *Scutigera cacahuamilpensis* Herrera
S. linceci (Wood)
 In.1 - Hypogastruridae: *Schaefferia guerrerense* Bonet
 Onychiuridae: *Mesaphorura krausbaueri* Börner
 3 - Machilidae: *Meximachilis tuxeni* Sturm
 Nicoletiidae: *Anelpistina anophthalma* (Bilimek)
 6 - Rhaphidophoridae: *Anargyrtes annulata* (Bilimek)
 8 - Polyphagidae: *Homoeogamia mexicana* Burmeister
 15 - Carabidae: *Platynus (Stenoplatynus) umbripennis* (Casey)
Tachys (Tachyura) unistriatus (Bilimek)
 Catopidae: *Ptomaphagus (Adelops) spelaesus* (Bilimek)
 Leiodidae: *Ptomaphagus spelaesus* (Bilimek)
 Tenebrionidae: *Eleodes spinolai* Soleir
 17 - Tineidae: *Monopis impressipenella* (Bilimek)
 18 - Milichiidae: *Pholeomyia leucozona* Bilimek
 Streblidae: *Nycterophilia coxata* Ferris
Trichobius adamsi Augustson
T. caecus Edwards
 Grutas de Juxtlahuaca
 Ar.3 - Hubbardiidae: *Schizomus* sp.
 4 - Phrynidae: *Paraphrynus mexicanus* (Bilimek)
 6 - Clubionidae: *Corinna* sp.
 Dictynidae: *Dictyna jacalana* Gertsch & Davis
 Homalonychidae
 Pholcidae: *Anopsicus gruta* (Gertsch)
Pholcophora gruta Gertsch
Physocyclus bicornis Gertsch
 Thomisidae
 8 - Tridenchthoniidae: *Tridenchthonius juxtlahuaca* Chamb. & Chamb.
 Ac.1 - Macrochelidae: *Macrocheles* sp.
 Macronyssidae: *Parichoronyssus sclerus* Radovsky
 Spinturnicidae: *Cameronieta strandtmanni* (Tibbetts)
C. thomasi Machado-Allison
Mesoperiglischrus natali (Furman)
Periglischrus caligus Kolenati
P. paracaligus Herrin & Tipton
 Uropodidae
 2 - Argasidae: *Antricola mexicanus* Hoffmann
 3 - Alicorhagiidae: *Alicorhagia* sp.
 Bdellidae
 Cheyletidae

- Cunaxidae: *Cunaxa* sp.
 Myobiidae
 Pachygnathidae: *Pachygnathus* sp.
 Rhagidiidae: *Foveacheles* sp.
 Scutacaridae
 Stigmaeidae: *Stigmaeus* sp.
 Trombiculidae
 Trombidiidae
 4 - Acaridae: *Caloglyphus longipilus* Nesbitt
Sancassania sp.
 Chirodiscidae: *Lawrenceocarpus* sp.
Lawrenceocarpus planirostris Fain
 Rosensteiniidae
 5 - Epilohmanniidae: *Epilohmannia* sp.
 Euphthiracatridae: *Rhysotritia ardua* C.L. Koch
 Malaconothridae: *Malaconothrus* sp.
 Oppiidae: *Oppia* sp.
 Oribatulidae
 Phthiracaridae: *Hoplophorella* sp.
 Sphaerochthoniidae: *Sphaerochthonius* sp.
 Cr.7 - Armadillidae: *Venezillo articulatus* (Mulaik)
V. boneti (Mulaik)
V. cacahuamilpensis (Bilimek)
 Ch.4 - Scutigeridae: *Scutigera linceci* (Wood)
 Di.4 - Rhachodesmidae: *Pararhachistes amblus* Chamberlin
 Pyrgodesmidae: *Myrmecodesmus olotlipa* (Chamberlin)
 8 - Spirostreptidae: *Orthoporusguerreronus* (Chamberlin)
 In.1 - Cyphoderidae: *Cyphoderus* sp.
 Entomobryidae: *Lepidocyrtus* sp.
Pseudosinella petrustrinatii Christiansen
Seira sp.
 Hypogastruridae: *Acherontides atoyacense* Bonet
Xenylla sp.
 Isotomidae: *Ballistrura* sp.
Folsomia candida Willem
Folsomides americanus Denis
F. angularis (Axelson)
Folsomina onychiurina Denis
Isotoma sp.
Isotomiella sp.
Proisotoma (sp.)
 Neelidae: *Megalothorax incertus* Börner
 Onychiuriidae: *Mesaphorura yosii* Rusek
 Paronellidae: *Paronella* sp.
Trogolaphysa sp.
T. oztotlica (Ojeda & Palacios Vargas)
 Sminthuridae: *Sminthurides* sp.
Sminthurinus sp.
Sminthurus sp.
 Sminthurididae: *Sphaeridia* sp.
 2 - Campodeidae: *Juxtalacampa juxtlahuacensis* Wygodzinsky
 3 - Nicoletiidae: *Anelpistina anophthalma* (Bilimek)
Anelpistina boneti Wygodzinsky
 6 - Gryllidae: *Cycloptilum* sp.
 8 - Blaberidae: *Blaberus craniifer* Burmeister
 Blattellidae: *Chorisonera* sp.
 9 - Labiduridae: *Euborellia annulipes* (Lucas)
 11 - Pentatomidae
 15 - Carabidae: *Platynus segregatus* (Bates)
- Elateridae
 Tenebrionidae: *Alobates* sp.
Eleodes sp.
 - Grutas de Las Granadas
 Ar.4 - Phrynidae: *Paraphrynus mexicanus* (Bilimek)
 6 - Agelenidae: *Tegenaria mexicana* Roth
 - Grutas del Mogote
 Ar.4 - Phrynidae: *Paraphrynus mexicanus* (Bilimek)
 6 - Ctenidae: *Ctenus* sp.
 Loxoscelidae: *Loxosceles misteca* Gertsch
 Mysmenidae: *Maymena misteca* Gertsch
 Theridiidae: *Theridion morulum* Cambridge
 Cr.3 - Cyclopidae: *Macrocylops albidus* (Jurine)
Mesocylops ca. brazilianus Kiefer
 Di.4 - Rhachodesmidae: *Ceuthauxus constans* Causey
 7 - Spirobolidae: *Hiltonius carpinus carpinus* Chamberlin
 In.1 - Neanuridae: *Paranura* sp.
Paranura caeca Folsom.
 6 - Rhabdiphoridae:
 11 - Cydnidae: *Tominotus unisetosus* Froeschner
 Veliidae: *Velia* sp.
 15 - Carabidae: *Apenes* sp.
Platynus colibor Whitehead
Mexitrechus mogotensis Barr
M. tepoztlanensis (Bolívar)
Tachys (Tachyura) unistriatus Bilimek
 Chrysomelidae: *Coscinoptera* sp.
 Coccinellidae: *Epilachna borealis* (F.)
E. defecta Muls.
 Scarabaeidae: *Onthophagus vespertilio* Howden, Cartwright
 & Halffter
 Staphylinidae: *Philonthus* sp.
 Tenebrionidae: *Eleodes* sp.
Eleodes spinolai Solier
 - Hoyo de la Tia Cuala
 In.3 - Nicoletiidae: *Cubacubana* sp.
 - Pozo Melendes
 Ar.6 - Loxoscelidae: *Loxosceles misteca* Gertsch
 In.9 - Labiidae: *Labia rotundata* Scudder
 11 - Gelastocoridae: *Nerthra* sp.
 15 - Chrysomelidae: *Altica* sp.
 Dermestidae: *Dermestes carnivorus* F.
D. maculatus DeGeer
 Ptilodactylidae: *Ptilodactyla* sp.
 Tenebrionidae: *Eleodes* sp.
 - Resumidero de La Joya
 Di.5 - Trichopetalidae: *Mexiterpes sangregorio* Shear
 - Resumidero del Río de San Gerónimo
 Ar.6 - Pholcidae: *Psilochorus tellezi* Gertsch
 9 - Phalangodidae: *Cynortina minutus* (Goodnight & Goodnight)
 In.1 - Entomobryidae: *Seira mexicana* Folsom
 15 - Leioididae: *Ptomaphagus spelaeus* (Bilimek)
 - Especies cavernícolas citadas de Guerrero sin más datos.
 Ar.6 - Pholcidae: *Psilochorus tellezi* Gertsch
 13 - Corydalidae: *Corydalus* sp.
- HIDALGO**
 - Cueva de Belem
 In.19 - Hystrichopsyllidae: *Anomiopsyllus traubi* Barrera
 - Cueva de El Ocote

- Ar.6 - Agelenidae: *Tegenaria rothi* Gertsch
 Nesticidae: *Nesticus hoffmanni* Gertsch
 Pholcidae: *Anopsicus ocote* Gertsch
Coryssocnemis iviei Gertsch
 Ac.1 - Heterozerconidae: *Heterozercon* sp.
 In.15 - Carabidae: *Mexisphodrus gertschi* Hendrichs & Bolívar
 - Cueva de El Tenango
 Ar. - Nesticidae: *Gaucelmus calidus* Gertsch
 Cr.5 - Cambaridae: *Procambarus (Ortmannicus) tolteca* Hobbs
 In.6 - Gryllidae: *Paracophus cladonotus* Hubbell
P. placonotus Hubbell
 - Cueva de Piedra Ancha
 Ar.3 - Protoschizomidae: *Agastoschizomus* sp.
 In.6 - Gryllidae: *Paracophus cladonotus* Hubbell
 - Cueva de San José
 Ar.3 - Hubbardiidae: *Schizomus* sp.
 Di.4 - Trichopolydesmidae: *Tylogoneus rainesi* Causey
 Sphaeriodesmidae: *Sphaeriodesmus sanjose* Shear
 In.1 - Entomobryidae: *Pseudosinella cava* Christiansen & Reddell
 - Cueva del Cambio
 In.15 - Carabidae: *Paratrechus propior* Barr
 - Cueva del Puerto de la Zorra
 Ar.6 - Pholcidae: *Coryssocnemis simoni* Cambridge
 - Grutas de Tolantongo
 Ac.3 - Myobiidae: *Eudusbabekia ecuadorensis* Fain
 In.1 - Entomobryidae: *Pseudosinella violenta* (Folsom)
 - Grutas de Xoxafi
 Ar.6 - Pholcidae: *Physocyclus reddelli* Gertsch
Psilochorus fishi Gertsch
 In.1 - Hypogastruridae: *Schoettella glasgowi* (Folsom)
 15 - Ptinidae: *Niptus absconditus* Spilman
 - Mina La Purísima
 In.1 - Entomobryidae: *Pseudosinella violenta* (Folsom)
 Isotomidae: *Folsomia candida* Willem
 - Sótano de La Lombriz
 In.15 - Carabidae: *Mexisphodrus gertschi camposantos* Barr
 - Sótano de Tres Pozos
 Di.4 - Fuhrmannodesmidae: *Pozodesmus poco* Shear
 - Sótano del Perro Vivo
 Ar.6 - Mecicobotriidae: *Hexura picea* Simon
 In.6 - Grillacrididae: *Ceuthophilus secretus* Scudder
 15 - Carabidae
 Scarabaeidae: *Copris* sp.
Phylophaga sp.
 Staphylinidae: *Manda* sp.
 18 - Streblidae: *Trichobius* sp.
 - Sótano Hondo del Pinalito
 Ar.3 - Protoschizomidae: *Agastoschizomus stygius* Cokendolpher & Reddell
 In.1 - Entomobryidae: *Pseudosinella cava* Christiansen & Reddell
 15 - Carabidae: *Mexisphodrus gertschi camposantos* Barr
 - Sótano Inclinado
 In.15 - Carabidae: *Mexisphodrus gertschi camposantos* Barr
 - Especies cavernícolas citadas de Hidalgo sin más datos.
 Ar.6 - Loxoscelidae: *Loxosceles tenango* Gertsch
 In.6 - Rhabdiphoridae: *Argyrtes* sp.
 8 - Polyphagidae: *Homoeogamia mexicana* Burmeister
 11 - Veliidae: *Rhagovelia varipes* Champion
 15 - Cantharidae
 18 - Sphaeroceridae: *Leptocera* sp.
JALISCO
 - Cueva El Chico
 Ac.2 - Argasidae: *Antricola coprophilus* (McIntosh)
MEXICO (EDO.)
 - Cueva de La Mina (en Chapa de Mota)
 Ac.1 - Macronyssidae: *Parichoronyssus sclerus* Radovsky
Radfordiella anourae Radovsky, Jones & Philips
 Spinturnicidae: *Periglischrus vargasi* Hoffmann
 - Cueva en Coatepec
 Ar.9 - Phalangodidae: *Caecoa arganoi* Silhavy
 Di.4 - Pyrgodesmidae: *Myrmecodesmus aconus* (Shear)
 In.15 - Carabidae: *Mexitrechus tepoztlanensis* (Bolívar)
 - Cueva Peña Blanca
 Ar.6 - Agelenidae: *Tegenaria mexicana* Roth
 Theraphosidae
 8 - Chernetidae: *Chelanops* sp.
 Ac.1 - Macronyssidae: *Macronyssus crosbyi* (Ewing & Stover)
Radfordiella sp.
 Spinturnicidae: *Cameronieta thomasi* Machado-Allison
Mesoperiglischrus natali (Furman)
Periglischrus vargasi Hoffmann
Spinturnix americana (Banks)
 Uropodidae: *Eutrachytes* sp.
Uropoda sp.
 3 - Myobiidae: *Eudusbabekia* sp.
 Trombiculidae: *Eltonella* sp.
Trombicula sp.
 4 - Anoetidae: *Histiostoma* sp.
 Listerophoridae
 In. 6 - Rhabdiphoridae: *Ceuthophilus maculatus* Hubbell
 18 - Streblidae: *Exastinio clovisi* Pessoa & Guimaraes
Trichobius caecus Edwards
T. major Coquillett
T. mixtus Curran
 19 - Ischnopsyllidae: *Myodopsylla collinsi* Kohls
 - Grutas de la Estrella (Algunos las sitúan en el Edo. de Guerrero.)
 Ar.4 - Phrynidae: *Paraphrynus mexicanus* (Bilimek)
 6 - Ctenidae: *Ctenus* sp.
 Linyphiidae: *Eperigone* sp.
 Loxoscelidae: *Loxosceles misteca* Gertsch
 Theraphosidae: *Dugesiella* sp.
 Ac.1 - Spinturnicidae: *Periglischrus herrerae* Machado-Allison
Periglischrus vargasi Hoffmann
 Ac.3 - Trombiculidae: *Odontacarus (Tarsalacarus) bakeri* (Hoffmann)
Perates anophthalma Hoffmann
 Cr.7 - Armadillidae: *Venezillo cacahuamilpensis* (Bilimek)
 Di.4 - Pyrgodesmidae: *Myrmecodesmus aconus* (Shear)
 In.1 - Entomobryidae: *Seira mexicana* Folsom
 Onychiuridae: *Mesaphorura* sp.
 3 - Nicoletiidae
 8 - Polyphagidae: *Homoeogamia mexicana* Burmeister
 15 - Carabidae: *Platynus (Stenoplatynus) umbripennis* (Casey)
Tachys (Tachyura) unistriatus (Bilimek)
 Staphylinidae: *Belonuchus* sp.
 18 - Streblidae: *Aspidoptera clovisi* Pessoa & Guimaraes
Strebla vespertilionis (Fabricius)
 - Especies cavernícolas citadas del Edo. de Méx. sin más datos
 In.15 - Leioididae: *Ptomaphagus (Adelops) spelaeus* (Bilimek)

MICHOACÁN

- Cueva de Janitzio

In.11 - Cimicidae: *Primicimex cavernis* Barber

- Cueva de la Calera

Ar.6 - Agelenidae: *Tegenaria mexicana* Roth

Nesticidae: *Eidmannella pallida* (Emerton)

Ac.4 - Acaridae: *Caloglyphus armipes longisetosus* Nesbitt

C. paranomalus Nesbitt

- Especies cavernícolas citadas de Michoacán sin más datos

Cr.8 - Hyalellidae: *Hyalella azteca* (Saussure)

In.8 - Polyphagidae: *Homoeogamia mexicana* Burmeister

MORELOS

- Cueva de La Poza de Moctezuma

Ac.2 - Argasidae: *Ornithodoros (Alectorobius) azteci* Matheson

In.1 - Entomobryidae: *Pseudosinella* sp.

- Cueva de Los Arcos

Ac.1 - Macronyssidae: *Macronyssus crosby* (Ewing & Stover)

- Cueva de San Juan, Tepoztlán

Ar.6 - Theraphosidae: *Aphonopelma* sp.

Theridiidae

9 - Phalangodidae

Ac.1 - Macronyssidae: *Parichoronyssus sclerus* Radovsky

Radfordiella anourae Radovsky, Jones & Philips

Radfordiella oricola Radovsky, Jones & Philips

Parasitidae: *Parasitus* sp.

Parholaspididae: *Calholaspis* sp.

Spinturnicidae: *Periglischrus vargasi* Hoffmann

3 - Eupodidae: *Linopodes* sp.

Trombiculidae: *Hooperella vesperuginis* (Brennan & Jones)

Trombidiidae

4 - Acaridae: *Sancassania* sp.

Chirorhynchobiidae: *Chirorhynchobia matsoni* Yunker

Ch.4 - Scutigerae

Si.4 - Eurymerodesmidae

In.1 - Brachystomellidae: *Brachystomella contorta* Denis

Entomobryidae: *Pseudosinella* sp.

Isotomidae: *Cryptopygus thermophilus* (Axelson)

Folsomia candida Willem

Isotoma notabilis (Schäffer)

Isotomiella minor (Schäffer)

Neanuridae: *Americanura macgregori* Casagnau & Palacios-Vargas

Neanura sp. cf. *banksi* (Denis)

Onychiuridae: *Mesaphorura krausbaueri* Börner

Protaphorura encarpata Denis

2 - Campodeidae

12 - Cicadellidae

15 - Carabidae: *Mytropomus* sp.

Leptodiridae

Mordellidae

Staphylinidae: *Litocaon* sp.

Neomedon sp.

18 - Muscidae

Phoridae: *Phora* sp.

Streblidae: *Anastrebla* sp.

Exastinion clovisi (Pessoa & Guimaraes)

- Cueva del Derrame del Chichinautzin

In.1 - Hypogastruridae: *Acherontides atoyacensis* Bonet

- Cueva del Diablo o de Ocotitlán

Ar.1 - Vaejovidae: *Vaejovis m. mexicanus* C.L. Koch

6 - Clubionidae: *Castianeira dorsata* (Banks)

Dipluridae: *Euagrus mexicanus* Ausserer

Pholcidae: *Physocyclus* sp.

Theraphosidae: *Aphonopelma* sp.

Theridiidae: *Argyrodes elevatus* Taczanowski

8 - Syarinidae: *Ideoblothrus* sp.

9 - Cosmetidae: *Cynorta* sp.

Nemastomatidae

Sclerosomatidae: *Leiobunum desertum* Goodnight & Goodnight

Trogulidae

Ac.1 - Macronyssidae: *Macronyssoides kochi* (Fonseca)

Radfordiella desmodi Radovsky, Jones & Phillips

R. oricola Radovsky, Jones & Phillips

Spinturnicidae: *Cameronieta thomasi* Machado-Allison

Periglischrus sp.

P. herrerae Machado-Allison

P. iheringi Oudemans

Uropodidae

2 - Argasidae: *Ornithodoros* sp.

3 - Myobiidae: *Eudusbabekia arganoi* (Vomero)

E. provirilia Morales-Malacara *et al.*

Trombiculidae: *Microtrombicula boneti* (Hoffmann)

Speleocola secunda Brennan & Jones

Tecomatlana sandovali Hoffmann

Trombidiidae

4 - Acaridae: *Sancassania* sp.

Carpoglyphidae

Saproglyphidae

5 - Oppiidae: *Oppia* sp.

Ch.1 - Himantariidae

3 - Lithobiidae: *Lithobius* sp.

4 - Scutigerae

Di.4 - Eurymerodesmidae

In.1 - Entomobryidae: *Pseudosinella finca* Christiansen

Seira sp.

Hypogastruridae: *Hypogastrura* sp.

Schaefferia sp.

S. guerrerensis Bonet

Isotomidae: *Cryptopygus thermophilus* (Axelson)

Folsomia candida Willem

Onychiuridae: *Mesaphorura krausbaueri* Börner

Protaphorura armata (Tullberg)

Sminthuridae: *Neosminthurus* sp.

2 - Japygidae

6 - Rhaphidophoridae

12 - Aphidida

15 - Carabidae: *Lebia* sp.

Pericompsus sp.

Histeridae: *Paromalus* sp.

Mordellidae: *Conalia* sp.

Pselaphidae: *Pselaphus* sp.

Scaphidiidae

Staphylinidae: *Lathrobium* sp.

Tenebrionidae: *Asida* sp.

Centrioptera sp.

Eleodes sp.

Zopherus sp.

17 - Satyridae: *Cyllopsis henshawi hoffmanni* Miller

18 - Acroceridae

- Cecidomyiidae
Muscidae
Phoridae: *Phora* sp.
Sciariidae: *Lycoriella* sp.
Streblidae: *Trichobius parasiticus* Gervais
Trichobius sphaeronotus Jobling
20 - Formicidae: *Solenopsis geminata* (Fabricius).
- Cueva del Idolo, Jolutla
Ar.4 - Phrynidae: *Paraphrynus mexicanus* (Bilimek)
6 - Agelenidae
Pholcidae
Theridiidae
8 - Chernetidae
Ac.1 - Ameroseidae: *Kleemannia* sp.
Ascidae
Macrochelidae: *Macrocheles* sp.
3 - Microdispidae: *Brennandiana* sp.
Stigmaeidae: *Stigmaeus* sp.
Trombiculidae: *Microtrombicula boneti* Hoffmann
Trombidiidae
4 - Chirodiscidae: *Lawrenceocarpus* sp.
Paralabidocarpus sp.
Rosensteiniidae: *Nycteriglyphus* sp.
5 - Oppiidae: *Oppia* sp.
Oribatulidae: *Lamellobates* sp.
Monoschelorbates sp.
Schelorbates sp.
Machadobelbidae:
Sphaerochthoniidae: *Sphaerochthonius* sp.
In.1 - Entomobryidae: *Pseudosinella* sp.
7 - Blattidae: *Loboptera* sp.
Periplaneta americana (Linneo)
Pycnoscelus sp.
10 - Liposcelidae: *Liposcelis* sp.
11 - Coreidae
Cydnidae
15 - Carabidae: *Anisotarsus brevicollis* Chaudoir
Tenebrionidae: *Alobates* sp.
Eleodes sp.
18 - Scatopsidae: *Aspistes* sp.
Streblidae: *Nycterophilia coxata* Ferris
Speiseria ambigua Kessel
20 - Evaniidae: *Evania appendigaster* (Linneo)
Formicidae: *Pheidole tolteca* Forel
- Cueva del Salitre
Ar.4 - Phrynidae: *Paraphrynus mexicanus* (Bilimek)
6 - Clubionidae
Pholcidae: *Psilochorus conjunctus* Gertsch & Davis
8 - Chernetidae
Ac.1 - Laelapidae: *Androlaelaps* sp.
Hypoaspis sp.
Macronyssidae: *Macronyssoides kochi* (Fonseca)
Macronyssus crosby (Ewing & Stover)
Radfordiella desmodi Radovsky
Spinturnicidae: *Cameronieta thomasi* Machado-Allison
Periglischrus herrerae Machado-Allison
P. itheringi Oudemans
Spinturnix americana (Banks)
2 - Ixodidae: *Amblyomma* sp.
- 3 - Cheyletidae: *Cheyletus cacahuamilpensis* Baker
Cunaxidae: *Pulaeus pectinatus* (Ewing)
Myobiidae: *Eudusbabekia arganoi* (Vomero)
Pomerantziidae: *Pomerantzisa* sp.
Pseudocheylidae
4 - Acaridae: *Sancassania* sp.
Guanolichidae: *Neoguanolichus* sp.
Rosensteiniidae: *Nycteriglyphus* sp.
Sarcoptidae: *Notoedres myotis* (Hedeem)
5 - Oppiidae: *Oppia* sp.
Ch.2 - Scolopendridae: *Scolopendra* sp.
In.1 - Brachystomellidae: *Brachystomella contorta* Denis
Entomobryidae: *Pseudosinella* sp.
Paronellidae: *Paronella* sp.
Trogolaphysa sp.
6 - Grillacrididae
8 - Blattidae: *Blatta orientalis* Linneo
Periplaneta americana (Linneo)
10 - Liposcelidae
11 - Cydnidae: *Pangaeus* sp.
Reduviidae: *Triatoma pallidipennis* (Stål)
15 - Carabidae: *Agonum* sp.
Curculionidae: *Anthonomus* sp.
Histeridae
18 - Cloropidae
Sphaeroceridae: *Scatophora* sp.
Streblidae: *Strebla* sp.
- Cueva Ocho de Julio
Ar.6 - Clubionidae
Pholcidae: *Psilochorus conjunctus* Gertsch & Davis
Ac.2 - Argasidae: *Ornithodoros* sp.
3 - Myobiidae: *Ugandobia* sp.
Trombiculidae: *Euschoengastoides* sp.
Tecomatlana sandovali Hoffmann
Whartonia glenni Brennan
5 - Aphelacaridae: *Aphelacarus* sp.
In.20 - Formicidae: *Aphaenogaster* sp.
Pheidole tolteca Forel
- Cueva (poco profunda, en Cuernavaca)
Ar.6 - Agelenidae: *Tegenaria mexicana* Roth
- Cueva (en Tepoztlán)
In.6 - Gryllidae: *Amphiacusta azteca* Saussure
- Cueva (en el km 104. 5 FFCC México.-Cuernavaca)
In.1 - Hypogastruridae: *Ceratophysella* sp.
- Cuevas de Huajintlán
Ac.2 - Argasidae: *Ornithodoros (Pavlovzkyella) nicollei* Mooser
- Especies cavernícolas citadas de Morelos sin más datos
Ar.6 - Agelenidae: *Tegenaria mexicana* Roth
In.1 - Brachystomellidae: *Brachystomella parvula* (Schaeffer)
15 - Carabidae: *Paratrechus (Hydroduvalius) sylvaticus* Bolívar
- NUEVO LEÓN**
- Cueva «Centiped Cave» (sic!)
Ar.3 - Hubbardiidae: *Schizomus* sp.
- Cueva «Cave of 30 Skulls» (sic!)
Ar.3 - Hubbardiidae: *Schizomus* sp.
- Cueva Chica del Ojo de Agua
Ac.3 - Trombidiidae: *Ceuthothrombium cavaticum* Robaux, Webb
& Campb.
In.15 - Carabidae: *Mexisphodrus purgatus* Barr

- Cueva de Chorros de Agua, o de La Chorrera
Ar.6 - Leptonetidae: *Leptoneta reclusa* Gertsch
Pholcidae: *Metagonia placida* Gertsch
Ac.1 - Macronyssidae: *Radfordiella desmodi* Radovsky
Cr.2 - Entocytheridae: *Sphaeromicola cirolanae* Rioja
7 - Cirolanidae: *Speocirolana guerrai* Contreras-Balderas & Purata-V.
In.1 - Entomobryidae: *Pseudosinella leoni* Christiansen
15 - Carabidae: *Mexisphodrus boneti nortoni* Barr
18 - Drosophilidae: *Drosophila* sp.
- Cueva de Constantin
In.11 - Reduviidae: (Reduviinae)
18 - Tipulidae
- Cueva de la Boca
Ar.1 - Vaejovidae: *Vaejovis rossmani* Sissom
Ar.6 - Nesticidae: *Nesticus nahuanus* Gertsch
Pholcidae: *Metagonia placida* Gertsch
Modisimus rainesi Gertsch
Ac.1 - Macronyssidae: *Chiroptonyssus robustipes* (Ewing)
3 - Myobiidae: *Eudusbabekia ecuadorensis* Fain
Ewingana (Doreyana) inaequalis (Ewing)
E. (Mormomyobia) longe (Ewing)
Trombiculidae: *Leptotrombidium mexicana* (Ewing)
4 - Chirodiscidae: *Dentocarpus macrotrichus* Dusbabek & Cruz
Olabidocarpus nyctinomus Fain
Rosensteiniidae: *Nycteriglyphus bifolium* Strandtmann
Sarcoptidae: *Notoedres* (N.) sp.
N. (Bakeracarus) lasionycteris (Boyd & Bernstein)
Ch.3 - Lithobiidae: *Nuevobius cavicolens* Chamberlin
In.1 - Entomobryidae: *Pseudosinella* sp.
Hypogastruridae: *Acherontiella sabina* Bonet
Oncopoduridae: *Oncopodura prietoi* Bonet
15 - Carabidae: *Mexisphodrus b. boneti* (Bolívar & Hendrichs)
Platynus boneti (Bolívar & Hendrichs)
Dermestidae: *Apsectus araneurum* Beal
Histeridae: *Euspilotus (Hesperosaprinus)* sp.
Leiodidae: *Ptomaphagus (Adelops) cavernicola* s.str. Schwarz
Leiodidae: *P. (A.) cavernicola aditus* Peck
Staphylinidae: *Stilicolina condei* Jarrige
18 - Streblidae: *Trichobius leionotus* Wenzel
T. sphaeronotus Jobling
19 - Ischnopsyllidae: *Sternopsylla distincta texana* (Fox)
- Cueva de la Herradura
Ar.6 - Pholcidae: *Physocyclus hoogstraali* Gertsch
- Cueva de Las Ánimas
Ar.6 - Pholcidae: *Physocyclus hoogstraali* Gertsch
- Cueva de Las Fisuras
In.6 - Rhabdiphoridae: *Ceuthophilus* sp.
- Cueva de los Parajitos
In.15 - Carabidae: *Mexisphodrus purgatus* Barr
- Cueva del Carrizal
Ar.3 - Hubbardiidae: *Schizomus* sp.
4 - Phrynidae: *Paraphrynus* sp.
6 - Filistatidae: *Filistatoides* sp.
Loxoscelidae: *Loxosceles bolivari* Gertsch
Pholcidae: *Metagonia candela* Gertsch
8 - Bochicidae: *Leucohya magnifica* Muchmore
Chernetidae: *Neoallochernes* sp.
9 - Phalangodidae: *Hoplobunus osorioi* (Goodnight & Goodnight)
Pellobunus mexicanus Goodnight & Goodnight
Ac.2 - Argasidae: *Ornithodoros* sp.
3 - Pterygosomidae: *Hirstiella trombidiformes* (Berlese)
4 - Acaridae: *Caloglyphus longipilus* Nesbitt
C. paranomalus Nesbitt
Ch.4 - Scutigeridae: *Scutigera carrizala* Chamberlin
Di. 4 - Rhachodesmidae
Xystodesmidae: *Rhysodesmus* sp.
In.1 - Entomobryidae: *Pseudosinella violenta* (Folsom)
6 - Gryllidae: *Paracophus sanctorum* Hubbell
P. subapterus Chopard
Rhabdiphoridae: *Ceuthophilus* sp.
10 - Psyllipsocidae: *Psyllipsocus* sp.
11 - Reduviidae: *Reduvius* sp.
15 - Staphylinidae: *Neobisnius ca. sobrinus* Erichson
Tenebrionidae: *Cryptoglossa m. mexicana* Champion
18 - Streblidae: *Trichobius major* Coquillett
- Cueva del Diablo
Ar.6 - Pholcidae: *Physocyclus hoogstraali* Gertsch
Ac.2 - Argasidae: *Ornithodoros (Alectorobius) dyeri* Cooley & Kohls
- Cueva del Precipicio
In.15 - Carabidae: *Rhadine arazai* (Bolívar)
- Cueva Pajaritos
Ar.6 - Pholcidae: *Metagonia faceta* Gertsch
- Cueva San Josecito
Ac.1 - Spinturnicidae: *Spinturnix americana* (Banks)
- Cueva Sin Nombre (en Potrero Redondo)
In.1 - Entomobryidae: *Pseudosinella crypta* Christiansen & Reddell
Oncopoduridae: *Oncopodura* sp.
Onychiuridae: *Protaphorura* sp.
15 - Carabidae: *Mexisphodrus boneti nortoni* Barr
Rhadine elliotti Barr
- Cuevas (pequeñas en la Cuesta de Chipinque)
Ar.6 - Nesticidae: *Nesticus nahuanus* Gertsch
In.1 - Entomobryidae: *Pseudosinella reddelli* Christiansen
10 - Troctopsocidae: *Protroctopsocus enigmaticus* Mockford
15 - Carabidae: *Mexisphodrus boneti monterreyensis* Barr
Rhadine chipinque Barr
- Gruta Sur de San Bastolo
Ar.1 - Vaejovidae: *Vaejovis rubrimanus* Sissom
3 - Hubbardiidae: *Stenochrus bartolo* (Rowland)
6 - Pholcidae: *Pholcophora texana* Gertsch
- Grutas de San Bartolo
Ar.3 - Hubbardiidae: *Stenochrus bartolo* (Rowland)
6 - Leptonetidae: *Leptoneta pecki* Gertsch
Pholcidae: *Physocyclus hoogstraali* Gertsch
Di.4 - Pyrgodesmidae: *Myrmecodesmus ilymoides* (Shear)
In.19 - Ischnopsyllidae: *Sternopsylla distincta texana* (Fox)
- Grutas de Villa de García o de García
Ar.6 - Leptonetidae: *Leptoneta isolata* Gertsch
Loxoscelidae: *Loxosceles bolivari* Gertsch
Pholcidae: *Metagonia serena* Gertsch
Modisimus pusillus Gertsch
Pholcophora texana Gertsch
Physocyclus hoogstraali Gertsch
9 - Phalangodidae: *Hoplobunus osorioi* (Goodnight & Goodnight)
Ac.3 - Rhagidiidae
Ch.3 - Lithobiidae: *Garcibus osorioi* Chamberlin
In.1 - Entomobryidae: *Pseudosinella leoni* Christiansen

- 2 - Campodeidae: *Paratachycampa boneti* Wygodzinsky
Podocampa cavernicola Wygodzinsky
- 15 - Carabidae: *Platynus pelaezi* (Bolívar & Hendrichs)
- Tenebrionidae: *Cryptoglossa m. mexicana* Champion
Eleodes glabricollis Champios
- 18 - Psychodidae: *Lutzomyia (Dampfomyia) anthophora* (Addis)
- Grutas del Palmito
- Ar.6 - Ctenidae: *Ctenus* sp.
- Mysmenidae: *Maymena chica* Gertsch
- Nesticidae: *Gaucelmus augustinus* Keyserling
- Selenopidae: *Selenops mexicanus* Keyserling
- Symphytognathidae: *Maymena chica* Gertsch
- 8 - Bochicidae: *Leucohya heteropoda* Chamberlin
- Chernetidae
- Chthoniidae: *Aphrastochthonius palmitensis* Muchmore
- 9 - Phalangodidae: *Hoplobunus osorioi* (Goodnight & Goodnight)
Pellobunus mexicanus Goodnight & Goodnight
- Ac.3 - Rhagidiidae
- Cr.7 - Armadillidae: *Venezillo osorioi* Mulaik
V. tanneri (Mulaik & Mulaik)
- Trichoniscidae: *Brackenridgia palmitensis* Mulaik
Cylindroniscus cavicolus (Mulaik)
- Ch.2 - Cryptopidae: *Newportia (Scolopendrides) pelaezi* Chamberlin
- Di.4 - Trichopolydesmidae: *Speodesmus* sp.
- Rhachodesmidae: *Ceuthauxus palmitonus* Chamberlin
- Sphaeriodesmidae
- In.1 - Hypogastruridae: *Acherontiella sabina* Bonet
- Neelidae: *Megalothorax minimus* Willem
- Oncopoduridae: *Oncopodura prietoi* Bonet
- Sminthuridae: *Pararrhopalites anops* Bonet & Tellez
- 6 - Gryllidae: *Paracophus subapterus* Chopard
- Rhaphidophoridae: *Ceuthophilus* sp.
- 15 - Carabidae: *Mexaphaenops prietoi* Bolívar
Mexisphodrus boneti palmitensis Barr
Rhadine arazai arazai (Bolívar)
- Cleridae
- Histeridae
- Leiodidae: *Ptomaphagus (Adelops) cavernicola* Schwarz
- Staphylinidae: *Belonuchus ca. moquinus* Casey
- Tenebrionidae: *Eleodes* sp.
- Mina (por debajo de Cueva de la Boca)
- Cr.7 - Cirolanidae: *Sphaerolana affinis* Cole & Minckley
- Stenasellidae: *Mexistenasellus nulemex* Muchmore
- Pozo del Maguey Verde
- In.1 - Entomobryidae: *Pseudosinella reddelli* Christiansen
- 15 - Carabidae: *Mexaphaenops mackenziei gracilis* Barr
- Pozo (en Monterrey)
- Cr.7 - Cirolanidae: *Conilera sygia* Packard
- Resumidero de Pablillo
- Ar.6 - Agelenidae: *Tegenaria mexicana gertschi* Roth
- Nesticidae: *Nesticus nahuanus* Gertsch
- Pholcidae: *Metagonia placida* Gertsch
- In.1 - Entomobryidae: *Pseudosinella reddelli* Christiansen
- Onychiuridae: *Onychiurus fimetarius* Linneo
- 15 - Leiodidae: *Ptomaphagus (Adelops) gypsum* Peck
- Sótano de Cañada Verde
- In.1 - Oncopoduridae: *Oncopodura prietoi* Bonet
- Sótano de las Peñuelas
- In.1 - Oncopoduridae: *Oncopodura prietoi* Bonet
- 15 - Carabidae: *Mexaphaenops mackenziei dulcinominis* Barr
Mexaphaenops sulcifrons Barr
Mexisphodrus purgatus Barr
- Sótano de las Tres Ventanas
- Di.1 - Cleidogonidae: *Cleidogona yerbabuena* Shear
- 2 - Glomeridae: *Glomeroides patei* Shear
- Sumidero «Chevy Sink» (sic!)
- Di.7 - Atopetholidae: *Aztecolum nigrum* (Chamberlin)
- Especies cavernícolas citadas de Nuevo León. sin más datos
- Ar.4 - Phrynidae: *Paraphrynus* sp.
- 6 - Ctenidae: *Ctenus* sp.
- 8 - Chthoniidae: *Aphrastochthonius major* Muchmore
- In.10 - Psyllipsocidae: *Psyllipsocus ramburii* Selys
- 11 - Reduviidae
- 15 - Leiodidae: *Dissochaetus aztecus* Szymcakowski
D. hetschkoi Reitter
- Ptomaphagus (Adelops) leo* Peck
- Ptilodactylidae: *Ptilodactyla* sp.
- Ptinidae: *Niptus absconditus* Spilman
- Tenebrionidae: *Eleodes glabricollis* Champion
- 17 - Tineidae: *Amydria* sp.
- Episcardia* sp.
- 18 - Drosophilidae: *Drosophila* sp.
- Sciaridae: *Bradysia* sp.
- Sphaeroceridae: *Leptocera* sp.
- OAXACA**
- «Milliped or Centiped Cave» (sic!)
- Ar.6 - Nesticidae: *Gaucelmus calidus* Gertsch
- 9 - Phalangodidae: *Karos graciosus* Goodnight & Goodnight
- Di.4 - Sphaeriodesmidae: *Sphaeriodesmus neglectus* Carl
- 8 - Cambalidae: *Mexicambala fishi* Causey
- In.1 - Entomobryidae: *Pseudosinella bonita* Christiansen
- Cuatro Cuevas en Huautla de Jiménez
- Ac.1 - Chactidae: *Alacran tartarus* Francke, 1977
- Cueva Arriba del Presidente
- Ar.9 - Phalangodidae: *Hoplobunus mexicanus* (Roewer)
- Cueva Bonita del Presidente
- Ar.3 - Hubbardiidae: *Schizomus* sp.
- 6 - Nesticidae: *Gaucelmus calidus* Gertsch
- In.1 - Entomobryidae: *Pseudosinella bonita* Christiansen
- 15 - Carabidae: *Mexisphodrus urquijoi* Hendrichs & Bolívar
- Cueva cerca del Puente
- Di.8 - Cambalidae: *Mexicambala fishi* Causey
- Cueva de Apoala
- Ar.6 - Nesticidae: *Gaucelmus augustinus* Keyserling
Nesticus reddelli Gertsch
- 9 - Phalangodidae: *Hoplobunus apoalensis* Goodnight & Goodnight
- Cueva de Juan Sánchez
- Ar.3 - Hubbardiidae: *Stenochrus portoricencis* Chamberlin
- Ar.6 - Pholcidae: *Anopsicus lucidus* Gertsch
Anopsicus soileauae Gertsch
- Sy.1 - Scutigereidae: *Scutigereella aduncus* Scheller
- Cueva de la Culebra
- Ar.6 - Theraphosidae: *Schizopelma reddelli* (Gertsch)
- Cueva de La Finca
- Ar.3 - Hubbardiidae: *Stenochrus firstmani* (Rowland)
- 6 - Pholcidae: *Anopsicus vinnulus* Gertsch
- 9 - Sironidae: *Neogovea mexasca* Shear
- Cr.5 - Alpheididae: *Alpheopsis stygicola* Hobbs

- Cambaridae: *Procambarus (Austrocambarus) oaxacae* Hobbs
Palaemonidae: *Macrobrachium villalobosi* Hobbs
6 - Lepidomysidae: *Spelaomysis olivae* Bowman
In.1 - Hypogastruridae: *Schaefferia* sp.
15 - Leiodidae: *Proptomaphagus* sp.
- Cueva de La Grieta
Ar.6 - Theraphosidae: *Spelopelma grieta* Gertsch
- Cueva de la Isla Isabel María
Ar.1 - Buthidae: *Centruroides gracilis* (Latreille)
4 - Phrynidae: *Phrynus* sp.
6 - Clubionidae: *Strotarchus* sp.
Loxoscelidae: *Loxosceles* sp.
Selenopidae: *Selenops* sp.
Ac.1 - Uropodidae: *Uroactinia* sp.
In.6 - Raphidophoridae: *Ceuthophilus* sp.
8 - Blaberidae: *Blaberus* sp.
Pycnoscelus surinamensis (Linneo)
11 - Cydnidae: *Pangaeus* sp.
P. aethiops (Fabricius)
P. docilis (Walker)
P. piceatus Stål
15 - Carabidae: *Pachyteles mexicana* Chaudoir
Staphylinidae: *Philonthus* sp.
- Cueva de las Maravillas
Ar.3 - Hubbardiidae: *Schizomus* sp.
6 - Pholcidae: *Anopsicus mirabilis* Gertsch
8 - Ideoroncidae: *Albiorix mirabilis* Muchmore
Cr.5 - Alpheidae: *Alpheopsis stygicola* Hobbs
Cambaridae: *Procambarus (Austrocambarus) o. oaxacae* Hobbs
6 - Mysidae: *Antromysis (Antromysis) reddelli* Bowman
Di.4 - Sphaeriodesmidae: *Bonetemus soileauae* Shear
Trichopolydesmidae: *Caramba enbecausius* Shear
In.1 - Hypogastruridae: *Acherontides potosinus* (Bonet)
- Cueva de Los Pájaros
Di.5 - Cleidogonidae: *Cleidogona baroqua* Shear
8 - Cambalidae: *Mexicambala fishi* Causey
- Cueva de Monteflor
Ar.3 - Hubbardiidae: *Schizomus moisi* Rowland
Schizomus sp.
8 - Bochiidae: *Troglohya carranzai* Beier
Ideoroncidae: *Albiorix reddelli* Muchmore
In.1 - Paronellidae: *Trogolaphysa nacionalicus* Palacios-V., Ojeda & Christiansen
- Cueva del Camino
Ar.6 - Nesticidae: *Gaucelmus calidus* Gertsch
- Cueva del Cerrito, Ojtlán
Ac.1 - Macronyssidae: *Parichoronyssus crassipes* Radovsky
Radfordiella carolliae Radovsky
3 - Myobiidae: *Eudusbabekia carolliae* Dusbábek & Lukoschus
- Cueva del Escorpión
Ar.1 - Chactidae: *Alacran tartarus* Francke
In.15 - Carabidae: *Mexispodrus urquijoi* Hendrichs & Bolívar
- Cueva del Guano
Ar.3 - Hubbardiidae: *Schizomus* sp.
6 - Nesticidae: *Eidmannella pallida* (Emerton)
Cr.5 - Cambaridae: *Procambarus (Austrocambarus) oaxacae* Hobbs
Palaemonidae: *Neopalaemon nahuatlus* Hobbs
- Cueva del Guayabo
Ar.3 - Hubbardiidae: *Pacal stewarti* (Rowland)
Cr.5 - Cambaridae: *Procambarus (Austrocambarus) oaxacae reddelli* Hobbs
7 - Stenasellidae: *Etlastenasellus confinis* Bowman
In.1 - Hypogastruridae: *Acherontiella sabina* Bonet
Paronellidae: *Trogolaphysa yoshiius* Palacios-V., Ojeda & Christiansen
- Cueva del Lencho Virgen
Ar.1 - Vaejovidae: *Vaejovis gracilis* Gertsch & Sologlad
- Cueva del Llano Grande
Ar.6 - Nesticidae: *Gaucelmus augustinus* Keyserling
In.1 - Hypogastruridae: *Acherontides spinus* Christiansen & Reddell
- Cueva del Molino de Carne
Di.5 - Cleidogonidae: *Cleidogona baroqua* Shear
8 - Cambalidae: *Mexicambala fishi* Causey
- Cueva del Nacimiento del Río San Antonio
Ar.3 - Hubbardiidae: *Stenochrus firstmani* (Rowland)
6 - Pholcidae: *Metagonia martha* Gertsch
Theraphosidae: *Schizopelma reddelli* Gertsch
9 - Sironidae: *Neogovea mexasca* Shear
Cr.5 - Alpheidae: *Alpheopsis stygicola* Hobbs
Cambaridae: *Procambarus (Austrocambarus) oaxacae reddelli* Hobbs
Palaemonidae: *Macrobrachium villalobosi* Hobbs
6 - Lepidomysidae: *Spelaomysis olivae* Bowman
In.1 - Entomobryidae: *Pseudosinella finca* Christiansen
- Cueva del Polvorín
Ac.1 - Macronyssidae: *Parichoronyssus crassipes* Radovsky
Parichoronyssus euthystrum Radovsky
Spinturnicidae: *Cameronieta strandtmanni* (Tibbetts)
Periglischrus gameroi Machado-All. & Antequera
P. iheringi Oudemans
P. ojustii Machado-Allison
P. paracutisternus M.-A. & Antequera
3 - Myobiidae: *Eudusbabekia carolliae* Dusbábek & Lukoschus
- Cueva del Puente de Fierro
Ar.6 - Nesticidae: *Eidmannella pallida* (Emerton)
In.15 - Carabidae: *Platynus melanocnemis* (Chaudoir)
- Cueva Desapareciendo
Ar.1 - Diplocentridae: *Diplocentrus cueva* Francke
3 - Hubbardiidae: *Stenochrus firstmani* (Rowland)
6 - Pholcidae: *Anopsicus grubbsi* Gertsch
- Cueva cerca de Huautla de Jiménez
Ar.9 - Phalangodidae: *Karos graciosus* Goodnight & Goodnight
- Cueva «Horizontal Cave» (sic!)
Di.4 - Trichopolydesmidae: *Caramba enbecausius* Shear
- Cuevas (3, cerca de Valle Nacional)
Di.4 - Pyrgodesmidae: *Myrmecodesmus amplus* (Causey)
Grutas de San Sebastián
Ar.3 - Hubbardiidae: *Stenochrus portoricensis* (Chamberlin)
- Pozo (en el pueblo de Etlá)
Cr.7 - Stenasellidae: *Etlastenasellus mixtecus* Argano
8 - Bogidiellidae: *Bogidiella arganoi* Ruffo & Vigna Taglianti
B. michaelae Ruffo & Vigna Taglianti
B. niphargoides Ruffo & Vigna Taglianti
- Sistema Huautla (sección La Grieta)
In.1 - Isotomidae: *Folsomia candida* Willem
- Sótano Agua de Carrizo
Ar.1 - Chactidae: *Alacran tartarus* Francke
- Sótano Comedor del Diablo
In.15 - Carabidae: *Mexitrechus coarctatus* (Bates)

- Sótano de Las Bellotas
In.1 - Entomobryidae: *Pseudosinella leoni* Christiansen
15 - Carabidae: *Mexitrechus coarctatus* (Bates)
- Sótano de San Agustín
Ar.1 - Chactidae: *Alacran tartarus* Francke
6 - Pholcidae: *Anopsicus niveus* Gertsch
Di.5 - Cleidogonidae: *Cleidogona baroqua* Shear
In.1 - Entomobryidae: *Pseudosinella huautla* Christiansen
15 - Carabidae: *Platynus (Mexisphodrus) urquijoi* (Hendrichs & Bolívar)
- Sótano del Río Iglesia
Di.4 - Sphaeriodesmidae: *Sphaeriodesmus grubbsi* Shear
S. iglesia Shear
8 - Cambalidae: *Mexicambala fishi* Causey
In.15 - Carabidae: *Mexisphodrus urquijoi* Hendrichs & Bolívar
- Sótano Li Nita
Ar.1 - Chactidae: *Alacran tartarus* Francke
Di.5 - Cleidogonidae: *Cleidogona baroqua* Shear
In.15 - Carabidae: *Mexisphodrus urquijoi* Hendrichs & Bolívar
- Sótano sin Hondo
In.1 - Entomobryidae: *Lepidocyrtus* sp.
- Especies cavernícolas citadas de Oaxaca sin más datos
Ar.6 - Mysmenidae: *Maymena cascada* Gertsch
M. delicata Gertsch
M. mayana (Chamberlin & Ivie)
M. misteca Gertsch
Pholcidae: *Ixchela abernathyi* (Gertsch)
Ixchela simoni (Cambridge)
Psylochorus murphyi Gertsch
Tetragnathidae: *Azilia* sp.
Uloboridae: *Philoponella signatella* (Roewer)
Sy.1 - Scutigerelellidae:
In.11 - Cydnidae: *Amnestus pusio* (Stål)
A. subferrugineus (Westwood)
Pangaeus (P.) docilis (Walker)
P. (P.) piceatus Stål
12 - Cixiidae:
15 - Histeridae: *Euspilotus (Neosaprinus)* sp.
Scydmaenidae: *Scydmaenus* sp.
Euconnus (Napochus) sp.
Tenebrionidae: *Eleodes sallei* Champion
18 - Sciaridae: *Bradysia* sp.
20 - Formicidae: *Labidus coecus* (Latreille)
Leptogenys sp.
Solenopsis geminata (Fabricius)
- PUEBLA**
- Cueva de Guayateno
Cr.5 - Cambaridae: *Procambarus (Villalobosus) xochitlanae* Hobbs
In.15 - Carabidae: *Mexisphodrus cuetzalan* Barr
- Cueva de La Barranca
Ar.1 - Vaejovidae: *Vaejovis gracilis* Gertsch & Soleglad
6 - Theraphosidae: *Spelopelma puebla* Gertsch
Di.7 - Typhlobolellidae: *Reddellobus troglobius* Causey
- Cueva de La Providencia
Di.7 - Typhlobolellidae: *Reddellobus troglobius* Causey
- Cueva de Los Camarones
Ar.6 - Pholcidae: *Anopsicus mckenziei* Gertsch
Cr.5 - Cambaridae: *Procambarus (Villalobosus) xochitlanae* Hobbs
In.1 - Entomobryidae: *Pseudosinella vera* Christiansen
Hypogastruridae: *Acherontides potosinus* (Bonet)
12 - Cixiidae: *Cixius* sp.
- Cueva de Octimaxal Sur
Di.7 - Typhlobolellidae: *Reddellobus troglobius* Causey
In.1 - Entomobryidae: *Pseudosinella vera* Christiansen
- Cueva de Patla
Cr.7 - Armadillidae: *Venezillo llamas* Rioja
- Cueva de Tasalolpan
Ar.3 - Hubbardiidae: *Schizomus* sp.
6 - Theraphosidae: *Spelopelma puebla* Gertsch
Ac.1 - Macronyssidae: *Radfordiella desmodi* Radovsky
Spinturnicidae: *Periglischrus caligus* Kolenati
Cr.2 - Entocytheridae: *Uncinocythere dobbinae* (Rioja)
Cr.5 - Cambaridae: *Procambarus (Villalobosus) cuetzalananae* Hobbs
Di.3 - Glomeridae: *Glomeroides grubbsi* Shear
In.1 - Entomobryidae: *Pseudosinella vera* Christiansen
Hypogastruridae: *Ceratophysella succinea* (Gisin)
15 - Carabidae: *Mexisphodrus cuetzalan* Barr
17 - Tineidae
- Cueva de Xocoyolo
In.15 - Carabidae: *Mexisphodrus cuetzalan* Barr
- Cueva Murciélago de Xocoyolo
In.1 - Entomobryidae: *Pseudosinella vera* Christiansen
15 - Carabidae: *Mexisphodrus cuetzalan* Barr
- Cueva Tecolo
Ac.1 - Macronyssidae: *Radfordiella desmodi* Radovsky
Spinturnicidae: *Periglischrus herrerae* Machado-Allison
Di.7 - Typhlobolellidae: *Reddellobus troglobius* Causey
- Cueva Tzinacanostoc
Ac.1 - Spinturnicidae: *Cameronieta strandtmanni* (Tibbetts)
Cameronieta thomasi Machado-Allison
Periglischrus iheringi Oudemans
- Cueva Xóchitl
Di.7 - Typhlobolellidae: *Reddellobus troglobius* Causey
In.15 - Carabidae: *Mexisphodrus cuetzalan* Barr
- Cuevas de Matamoros:
Ac.3 - Trombiculidae: *Tecomatlana sandovali* Hoffmann
Grutas de Ateno
In.1 - Entomobryidae: *Pseudosinella finca* Christiansen
- Grutas de Atepolihuit
Ar.3 - Hubbardiidae: *Schizomus* sp.
6 - Pholcidae: *Anopsicus mckenziei* Gertsch
Metagonia puebla Gertsch
8 - Ideoroncidae: *Typhloroncus troglobius* Muchmore
Cr.7 - Cirolanidae: *Speocirolana pelaezi* (Bolívar)
In.1 - Entomobryidae: *Pseudosinella vera* Christiansen
- Grutas de Jonotla
Ar.1 - Vaejovidae: *Vaejovis gracilis* Gertsch & Soleglad
3 - Hubbardiidae: *Schizomus* sp.
Di.7 - Typhlobolellidae: *Reddellobus troglobius* Causey
In.1 - Entomobryidae: *Pseudosinella voylesi* Christiansen
15 - Carabidae: *Mexisphodrus cuetzalan* Barr
- Grutas de Olivares
Cr.5 - Cambaridae: *Procambarus (Paracambarus) ortmanni* (Villalobos)
In.1 - Entomobryidae: *Pseudosinella vera* Christiansen
P. voylesi Christiansen
4 - Baetidae
15 - Carabidae: *Mexisphodrus cuetzalan* Barr
- Sima de Coahuatichan

- In.15 - Carabidae: *Mexisphodrus cuetzalan* Barr
- Sima de la Cruz Verde
- In.1 - Entomobryidae: *Pseudosinella voylei* Christiansen
- Sima Esteban
- In.9 - Perlidae: *Anacroneuria* sp.
- Sima Octimaxal Sur (1-2)
- In.1 - Entomobryidae: *Pseudosinella voylei* Christiansen
15 - Carabidae: *Mexisphodrus cuetzalan* Barr
- Sima Zoquiapan
- Cr.2 - Entocytheridae: *Ucinocythere dobbinae* (Rioja)
- Cr.5 - Cambaridae: *Procambarus (Villalobosus) cuetzalanae* Hobbs
- In.1 - Entomobryidae: *Pseudosinella vera* Christiansen
- Sótano de Coyomeapan
- 15 - Carabidae: *Mexisphodrus zoquitlan* Barr
- Sótano del Agua
- In.1 - Entomobryidae: *Pseudosinella vera* Christiansen
- Sótano «of the Log-Filled Sink» (sic!)
- 15 - Carabidae: *Mexisphodrus zoquitlan* Barr
- Sumidero Atichayan
- In.1 - Entomobryidae: *Pseudosinella vera* Christiansen
P. voylei Christiansen
- 15 - Carabidae: *Mexisphodrus cuetzalan* Barr
- Sumidero de Atepolihuit de San Andres
- Cr.2 - Entocytheridae: *Entocythere mexicana* Rioja
Ucinocythere dobbinae (Rioja)
- Cr.5 - Cambaridae: *Procambarus (Villalobosus) cuetzalanae* Hobbs
- Di.3 - Glomeridae: *Glomeroides grubbsi* Shear
- Di.7 - Thyphlobollesidae: *Reddellobus troglobius* Causey
- In.1 - Entomobryidae: *Lepidocyrtus* sp.
15 - Carabidae: *Mexisphodrus cuetzalan* Barr
- Sumidero de Atepolihuit de Nauzontla
- Cr.2 - Entocytheridae: *Ucinocythere dobbinae* (Rioja)
- Cr.5 - Cambaridae: *Procambarus (Villalobosus) xochitlanae* Hobbs
- Sumidero de Atepolihuit de San Miguel
- In.1 - Entomobryidae: *Pseudosinella vera* Christiansen
- Sumidero de Chichicazapan o Tzitzicazapan
- Cr.2 - Entocytheridae: *Ucinocythere dobbinae* (Rioja)
- Cr.5 - Cambaridae: *Procambarus (Villalobosus) cuetzalanae* Hobbs
- Sumidero de Chichihuayalol
- Cr.2 - Entocytheridae: *Ucinocythere dobbinae* (Rioja)
- Cr.5 - Cambaridae: *Procambarus (Villalobosus) cuetzalanae* Hobbs
- In.1 - Entomobryidae: *Pseudosinella voylei* Christiansen
- Sumidero de Cohuatichan
- Di.3 - Glomeridae: *Glomeroides grubbsi* Shear
- 4 - Fuhrmannodesmidae: *Sumidero sumidero* Shear
«Unnamed Cave-Sinkhole» (sic !)
- Ar.3 - Hubbardiidae: *Schizomus* sp.
- Especies cavernícolas citadas de Puebla sin más datos
- Cr.2 - Entocytheridae: *Ucinocythere bicuspidata* Rioja
U. quadricuspida Rioja
- Sy.1 - Scutigereidae:
- In.10 - Epipsocidae: *Epipsocus* sp.
- Psyllipsocidae: *Psyllipsocus ramburii* Selys
- 17 - Tineidae: *Amydria* sp.
- 18 - Drosophilidae: *Drosophila* sp.
- Milichiidae: *Pholeomyia* sp.
- 20 - Formicidae: *Solenopsis geminata* (Fabricius)
- QUERÉTARO**
- Cavidad El Socavón
- Ar.9 - Phalangodidae: *Hoplobunus queretarius* Silhavy
- Cueva de Emilia
- In.12 - Cixiidae: *Cixius orcus* Fennah
- Cueva de La Milpa
- Ar.6 - Nesticidae: *Eidmannella pallida* (Emerton)
- In.1 - Entomobryidae: *Pseudosinella reddelli* Christiansen
- Cueva de Las Tablas
- In.6 - Gryllidae: *Paracophus placonotus* Hubbell
15 - Carabidae: *Mexisphodrus gertschi camposantos* Barr
- Cueva de Los Otates
- Ar.6 - Agelenidae: *Tegenaria caverna* Gertsch
- In.1 - Brachystomellidae: *Brachystomella parvula* (Schaeffer)
- Isotomidae: *Americanura sotanofila* Cassagnau y Palacios
- Onychiuridae: *Onychiurus encarpatus* Denis
- Cueva de Peñalta
- Ar.6 - Agelenidae: *Tegenaria caverna* Gertsch
- Cueva del Campamento
- Ar.6 - Dipluridae: *Euagrus troglodyta* Gertsch
- Nesticidae: *Nesticus campus* Gertsch
- Di.1 - Trichopetalidae: *Mexiterpes fishi* (Causey)
- Cueva del Judío
- Ar.6 - Pholcidae: *Coryssoenemis iviei* Gertsch
- Ac.1 - Macronyssidae: *Macronyssus crosby* (Ewing & Stover)
M. longisetosus (Furman)
M. unidens Radovsky
- Di.5 - Cleidogonidae: *Cleidogona mayapec* Shear
- In.6 - Gryllidae: *Paracophus placonotus* Hubbell
- In.15 - Carabidae: *Mexaphaenops elegans* Barr
Paratrechus (Hydrodualius) pallescens Barr
- Cueva del Madroño
- Ar.6 - Pholcidae: *Metagonia maximiliani* Gertsch
- 8 - Chernetidae
- 9 - Phalangodidae: *Hoplobunus queretarius* Silhavy
- Ac.1 - Rhodacaridae
- Trematurellidae: *Trematurella* sp.
- 4 - Glycyphagidae
- 5 - Hypochthoniidae
- Oribatellidae
- Di.4 - Rhachodesmidae: *Unculabes arganoi* Shear
- In.1 - Entomobryidae: *Lepidocyrtus* sp.
- 6 - Gryllidae: (Phalangopsinae)
- 15 - Tenebrionidae
- 18 - Psychodidae
- Cueva del Mercurio
- Ar.6 - Nesticidae: *Nesticus vazquezae* Gertsch
- In.6 - Gryllidae: *Paracophus placonotus* Hubbell
- Cueva del Muerto
- In.1 - Entomobryidae: *Lepidocyrtus* sp.
Pseudosinella cava Christiansen & Reddell
- Hypogastruridae: *Acherontides atoyacense* Bonet
- Cueva del Niño
- In.15 - Carabidae: *Mexisphodrus gertschi camposantos* Barr
- Cueva del Peñasco de Tejamanil
- Ac.1 - Macronyssidae: *Macronyssus longisetosus* (Furman)
M. unidens Radovsky
- Cueva del Puente de Dios del Rio Jalpan
- In.6 - Gryllidae: *Paracophus placonotus* Hubbell
- Cueva del Puerto del León
- Ar.6 - Agelenidae: *Tegenaria caverna* Gertsch

- Nesticidae: *Eidmannella pallida* (Emerton)
 Pholcidae: *Coryssocnemis simoni* Cambridge
 - Cueva del Rancho Santa Rita
 In.11 - Reduviidae: *Triatoma hegneri* Mazzotti
 - Cueva del Rincón
 Ar.6 - Nesticidae: *Nesticus jamesoni* Gertsch
 Di.5 - Trichopetalidae: *Mexiterpes metallicus* Shear
 In.15 - Carabidae: *Paratrechus contrarius* Barr
 - Cueva del Risco
 Ar.6 - Dipluridae: *Euagrus luteus* Gertsch
 Ac.1 - Macronyssidae: *Radfordiella desmodi* Radovsky
 Spinturnicidae: *Periglischrus herrerae* Machado-Allison
 In.6 - Gryllidae: *Paracophus placonotus* Hubbell
 - Cueva del Tejamanil
 Ar.6 - Dipluridae: *Euagrus luteus* Gertsch
 Nesticidae: *Nesticus vazquezae* Gertsch
 Pholcidae: *Coryssocnemis iviei* Gertsch
 C. *simoni* Cambridge
 In.6 - Raphidophoridae: *Leptargites tejamanilae* Hubbell
 15 - Carabidae: *Mexaphaenops elegans* Barr
Paratrechus (Hydroduvalius) pallescens Barr
 - Cueva Puente Natural
 In.6 - Gryllidae: *Paracoplus placonotus* Hubbell
 - Cuevas (cerca de El Lobo, el este de Qro.)
 In.6 - Raphidophoridae: *Leptargyrtes boneti* Hubbell
 - Cuevas (hacia el oeste, cerca de Pinal de Amoles y Tejamanil)
 In.6 - Raphidophoridae: *Leptargyrtes tejamanilae* Hubbell
 - El Socavón
 Ar.9 - Phalangodidae: *Hoplobunus queretarius* Silhavy
 - Gruta Los Herrera
 Ac.1 - Spinturnicidae: *Spinturnix traubi* Morales-Malacara & López-W.
 - Hoya de las Conchas
 Ar.6 - Nesticidae: *Eidmannella pallida* (Emerton)
 - Mina de Hierro (en el camino, a 2 km E de Pinal de Amoles)
 Ar.6 - Dipluridae: *Euagrus luteus* Gertsch
 Leptonetidae: *Leptoneta delicata* Gertsch
 Pholcidae: *Coryssocnemis simoni* Cambridge
 Di.5 - Trichopetalidae: *Mexiterpes metallicus* Shear
 - Sótano de Camposantos
 In.6 - Raphidophoridae: *Leptargyrtes boneti* Hubbell
 15 - Carabidae: *Mexisphodrus gertschi camposantos* Barr
 - Sótano de Dos Arañas Grandes
 Ar.6 - Loxoscelidae: *Loxosceles aranea* Gertsch
 Pholcidae: *Physocyclus reddelli* Gertsch
 - Sótano de El Barro
 In.1 - Tomoceridae: *Tomocerus* sp. ca. *celsus* Christiansen
 - Sótano de El Tigre
 Ar.6 - Dipluridae: *Euagrus luteus* Gertsch
 Nesticidae: *Eidmannella pallida* (Emerton)
 Pholcidae: *Coryssocnemis iviei* Gertsch
 C. *simoni* Cambridge
 9 - Phalangodidae: *Pellobunus mexicanus* Goodnight & Goodnight
 In.6 - Gryllidae: *Paracophus placonotus* Hubbell
 15 - Carabidae: *Mexaphaenops elegans* Barr
Paratrechus (Hygroduvalius) pallescens Barr
 - Sótano de La Escuela
 In.15 - Carabidae: *Mexaphaenops elegans* Barr
Paratrechus (Hydroduvalius) pallescens Barr
 - Sótano de La Lagunita
 Ar.6 - Pholcidae: *Coryssocnemis simoni* Cambridge
 - Sótano de Otates
 Ar.6 - Agelenidae: *Tegenaria caverna* Gertsch
 In.1 - Brachystomellidae: *Brachystomella parvula* (Schaeffer).
 Neanuridae: *Americanura sotanofila* Cassagnau & Palacios-V.
 Onychiuridae: *Protaphorura encarpatus* Denis
 - Sótano de Tilaco
 Ar.6 - Nesticidae: *Eidmannella pallida* (Emerton)
Gaucelmus augustinus Keyserling
 In.1 - Entomobryidae: *Lepidocyrtus* sp.
 Isotomidae: *Cryptopygus thermophilus* (Axelson)
Folsomides americanus Denis
Folsomina onychiurina Denis
 Neanuridae: *Pseudachorutes subcrassoides* Mills
 Onychiuridae: *Protaphorura encarpatus* Denis
 - Sótano del Buque
 Ar.6 - Dipluridae: *Euagrus luteus* Gertsch
 Nesticidae: *Nesticus vazquezae* Gertsch
 In.1 - Entomobryidae: *Pseudosinella finca* Christiansen
Pseudosinella reddelli Christiansen
 Neanuridae: *Americanura mexicana* Cassagnau & Palacios-Vargas
 15 - Carabidae: *Mexaphaenops elegans* Barr
Paratrechus (Hydroduvalius) pallescens Barr
 - Sótano del Gobernador
 Ar.6 - Nesticidae: *Nesticus vazquezae* Gertsch
 Di.1 - Cleidogonidae: *Cleidogona totonaca* Shear
 - Sótano del Nogal
 Ar.6 - Nesticidae: *Eidmannella pallida* (Emerton)
 Ch.2 - Cryptopidae: *Newportia* sp.
 Di.5 - Trichopetalidae: *Mexiterpes nogal* Shear
 - Sótano Encantado
 Ar.6 - Nesticidae: *Eidmannella pallida* (Emerton)
 Pholcidae: *Coryssocnemis iviei* Gertsch
 9 - Phalangodidae: *Pellobunus mexicanus* Goodnight & Goodnight
 In.18 - Mycetophilidae: *Keraplatus*
 - Sumidero del Llano Conejo
 Ar.9 - Phalangodidae: *Karos depressus* Goodnight & Goodnight
 Di.4 - Rhachodesmidae: *Unculabes crispus* Causey
 - Especies cavernícolas citadas de Querétaro sin más datos
 Ar.1 - Chactidae: *Megacormus gertschi* Díaz-Nájera.
 In.15 - Carabidae: *Platynus acuminatus* (Chevrolat)
 Leiodidae: *Ptomaphagus (Adelops) leo* Peck
 Tenebrionidae: *Eleodes sallei* Champion
- QUINTANA ROO**
 - Actún Ha
 Cr.5 - Atyidae: *Typhlatia mitchelli* Hobbs & Hobbs
 6 - Mysidae: *Antromysis (Antromysis) cenotensis* Creaser
 - Cenote de Chelentún
 Cr.3 - Cyclopidae: *Mesocyclops longisetus curvatus* Dussaet
 Cr.5 - Atyidae: *Typhlatia pearsei* (Creaser)
 Palaemonidae: *Creaseria anops* Creaser
 C. *morleyi* (Creaser)
 6 - Mysidae: *Antromysis (Antromysis) cenotensis* Creaser
 - Cenote de Juan Coh
 Ar.3 - Hubbardiidae: *Stenochrus portoricencis* Chamberlin
 Cr.5 - Atyidae: *Typhlatia pearsei* Creaser.
 Palaemonidae: *Creaseria morleyi* (Creaser)
 6 - Mysidae: *Antromysis (A.) cenotensis* Creaser

- Cenote de Las Ruinas
Ar.3 - Hubbardiidae: *Stenochrus portoricencis* Chamberlin
4 - Phrynidae: *Paraphrynus chacmool* (Rowland)
P. raptator (Pocock)
6 - Pholcidae: *Metagonia torete* Gertsch
Pholcophora pearsei (Chamberlin & Ivie)
Cr.5 - Palaemonidae: *Creaseria morleyi* (Creaser)
6 - Mysidae: *Antromysis* (*A.*) *cenotensis* Creaser
8 - Hadziidae: *Mayaweckelia cenotocola* Holsinger
- Cenote de San Martín
Cr.5 - Atyidae: *Typhlatia pearsei* Creaser.
Palaemonidae: *Creaseria morleyi* (Creaser)
6 - Mysidae: *Antromysis* (*A.*) *cenotensis* Creaser
7 - Cirolanidae: *Creaseriella anops* (Creaser)
8 - Hadziidae: *Mayaweckelia cenotocola* Holsinger
- Cenote de Santo Domingo
Ar.3 - Hubbardiidae: *Stenochrus portoricencis* Chamberlin
6 - Oonopidae: *Oonops coecus* (Chamberlin & Ivie)
Pholcidae: *Metagonia torete* Gertsch
Pholcophora pearsei (Chamberlin & Ivie)
Cr.5 - Atyidae: *Typhlatya pearsei* Creaser
Palaemonidae: *Creaseria morleyi* (Creaser)
6 - Mysidae: *Antromysis* (*A.*) *cenotensis* Creaser
8 - Hadziidae: *Mayaweckelia cenotocola* Holsinger
- Cenote de Tos Virlo
Ar.6 - Oonopidae: *Oonops coecus* (Chamberlin & Ivie)
Cr.5 - Atyidae: *Typhlatya pearsei* Creaser
Palaemonidae: *Creaseria morleyi* (Creaser)
7 - Cirolanidae: *Creaseriella anops* (Creaser)
- Cenote de Tulum
Cr.8 - Melitidae: *Quadrivisio lutzi* (Shoemaker)
- Cueva Chen III
Ar.1 - Buthidae
6 - Theraphosidae
7 - Ricinoididae: *Cryptocellus* sp.
Ac.1 - Ascidae: *Gamasellodes* sp.
Dithinozerconidae
Laelapidae: *Alloparasitus* sp.
Aelolaelaps sp.
Ologamasidae: *Gamasella* sp.
Polyaspididae: *Polyaspis* sp.
Uropodidae
3 - Bimichaelidae: *Bimichaelia* sp.
Caeculidae
Cunaxidae: *Cunaxoides* sp.
Eupodidae: *Linopodes* sp.
Grandjeanicidae: *Grandjeanicus* sp.
Nanorchestidae
Pachygnathidae
Sphaerolichidae
Rhagidiidae: *Coccorhagidia* sp.
Rhagidia sp.
Trombidiidae
4 - Saprogllyphidae
5 - Aphelacaridae: *Beklemishevia* sp.
Carabodidae: *Gibbicepheus* sp.
Ctenacaridae
Damaeidae
Epilohmanniidae
Euphthiracaridae
Galumnidae
Gymnodamaeidae: *Plesiodamaeus* sp.
Haplozetidae: *Rostrozetes* sp.
Hermanniellidae: *Sacculobates* sp.
Lohmaniidae: *Annectacarus* sp.
Haplacarus sp.
Lohmannia sp.
Nothridae: *Nothrus jaliscoensis* Palacios-Vargas & Iglesias
Oppiidae
Oribatellidae
Palaecaridae
Phthiracaridae
Trhypochthoniidae: *Allonothrus tuxtlasensis* Palacios-Vargas & Iglesias
In.1 - Dicyrtomidae: *Dicyrtoma* sp.
Entomobryidae: *Lepidocyrtus* sp.
Metasinella falcifera (Mills)
Pseudosinella sp.
Seira sp.
Sinella sp.
Hypogastruridae: *Microgastrura sofiae* Vázquez & Palacios-Vargas.
Isostomidae: *Ballistrura* sp.
Folsomia sp.
Folsomides sp.
Folsomides americanus Denis
Folsomina onychiuruna Denis
Isotomiella minor (Schaeffer)
Isotomurus sp.
Neanuridae: *Hyleanura nohbecana* Vázquez, Cutz & Palacios-Vargas.
Neotropiella sp.
N. quinqueoculata Denis
Paranura sp.
Pseudachorutes simplex Maynard
Neelidae: *Megalothorax* sp.
Neelus sp.
Odontellidae: *Odontella* sp.
Onychiuridae: *Mesaphorura* sp.
Paronellidae: *Paronella* sp.
Sminthuridae: *Sminthurus* sp.
2 - Campodeidae
11 - Reduviidae: *Triatoma* sp.
- Cueva Coop
Cr.5 - Atyidae: *Typhlatia pearsei* Creaser
Palaemonidae: *Creaseria morleyi* (Creaser)
- Cueva de Kopoil
Ar.3 - Hubbardiidae: *Stenochrus portoricencis* Chamberlin
- Cueva de la Avispa
Ar.6 - Ochyroceratidae: *Theotima martha* Gertsch
Cr.5 - Palaemonidae: *Macrobrachium acanthurus* (Wiegmann)
- Cueva de La Unión
Ac.2 - Ixodidae: *Amblyomma* sp.
3 - Cheyletidae
In.15 - Tenebrionidae: *Alphitobius diapertinus* Panzer
Zophobas sp.
- Cueva de Tancah
Ar.3 - Hubbardiidae: *Stenochrus portoricencis* Chamberlin
4 - Phrynidae: *Paraphrynus raptator* (Pocock)
6 - Pholcidae: *Metagonia torete* Gertsch

- Cr.8 - Hadziidae: *Mayaweckelia cenotocola* Holsinger
 Melitidae: *Quadriovisio lutzi* (Shoemaker)
 - Cueva del Fermín
 Ar.3 - Hubbardiidae: *Stenochrus portoricencis* Chamberlin
 Cr.5 - Atyidae: *Typhlatia mitchelli* Hobbs & Hobbs
T. pearsei Creaser
 Palaemonidae: *Creaseria morleyi* (Creaser)
 - Cueva Huaymax
 Ac.1 - Spinturnicidae: *Periglischrus caligus* Kolenati
 - Cueva Rouel
 Ac.4 - Phrynidae: *Paraphrynus raptator* (Pocock)
 - Cueva (Rancho Santa Rita)
 In.11 - Reduviidae: *Triatoma hegneri* Mazzotti
 - Especies cavernícolas citadas de Quintana Roo sin más datos
 Ar.6 - Loxoscelidae: *Loxosceles yucatanana* Chamberlin & Ivie
 Pholcidae: *Metagonia ivie* Gertsch
M. maya Chamberlin & Ivie
Modisimus ivie Gertsch
 In.11 - Cydnidae: *Pangaeus (P.) docilis* (Walker)
 12 - Cixiidae
 14 - Myrmeleontidae: *Eremoleon longior* Banks
 15 - Cantharidae:
 Leiodidae: *Ptomaphagus (Adelops) tabascensis* Sbordoni
 20 - Formicidae: *Leptogenys* sp.
Pachycondyla apicalis (Latreille)
P. villosa (F. Smith)
Paratrechina pearsei (Wheeler)
SAN LUIS POTOSÍ
 - Boca del Abra
 Cr. - Trichoniscidae: *Brackenridgia bridgesi* (Van Name)
 - Cueva Arriba de Agua Buena
 Ar.9 - Phalangodidae: *Karos gratosus* Goodnight & Goodnight
 - Cueva Carnicerías (= Cueva del Carnicero)
 Ar.6 - Pholcidae: *Metagonia punctata* Gertsch
 8 - Cheliferidae: *Mexichelifer reddelli* Muchmore
 Di.6 - Paraiulidae: *Paraiulus* sp.
 In.6 - Rhabdiphoridae: *Exochodrilus* sp.
 9 - Forficulidae: *Ancistrogaster impennis* Bormans
 15 - Carabidae: *Radien medellini* Bolívar & Hendrichs
 Tenebrionidae: *Eleodes ca. rotundicollis* Eschscholtz
 - Cueva Chica
 Ar.3 - Hubbardiidae: *Stenochrus mexicanus* (Rowland)
 4 - Phrynidae: *Paraphrynus* sp.
 6 - Argiopidae: *Wendilgarda mexicana* Keyserling
 Ctenidae: *Ctenus mitchelli* Gertsch
 Nesticidae: *Eidmannella pallida* (Emerton)
 Pholcidae: *Modisimus boneti* Gertsch
M. texanus Banks
 Theraphosidae: *Schizopelma* sp.
 Theridiidae: *Euryopes spinigera* O.P. Cambridge
Thymoites deprus (Levi)
Tidarren sp.
 Cr.2 - Cypridae: *Candona* sp.
 Entocytheridae: *Ankylocythere sinuosa* (Rioja)
Entocythere claytonhoffi Rioja
Spaeromicola cirolanae Rioja
 3 - Ameiridae: *Nitocra* sp..
 Cyclopidae: *Eucyclops serrulatus* (Fischer)
E. (Tropocyclops) prasinus (Fischer)
Macrocyclops albidus (Jurine)
Paracyclops fimbriatus (Fischer)
Thermocyclops inversus Kiefer
 Diaptomidae: *Attheyella* cf. *pilosa* Chappuis
Diaptomus (Microdiaptomus) cokeri Osorio Tafall
 5 - Cambaridae: *Procambarus (Ortmannicus) acutus cuevachicae* (Hobbs)
 Palaemonidae: *Macrobrachium carcinus* (Linneo)
 7 - Cirolanidae: *Speocirolana pelaezi* (Bolívar)
 Trichoniscidae: *Brackenridgia bridgesi* (Van Name)
 Di.4 - Rhachodesmidae: *Strongyloidesmus* sp.
 Stylodesmidae: *Bolivaresmus sabinus* Chamberlin
 Xystodesmidae: *Rhysodesmus* sp.
 In.1 - Entomobryidae: *Pseudosinella petrustrinatii* Christiansen
 Onychiuridae: *Mesaphorura foveata* Bonet
 2 - Campodeidae: *Campodea (C.) chica* Wygodzinsky
 6 - Gryllidae: *Paracophus apterus* Chopard
P. placonotus Hubbell
 11 - Naurocoridae: *Ambryus melanopterus* Stål
 15 - Carabidae: *Tachys* sp,
 Leiodidae: *Ptomaphagus elabra* Peck
 Scarabaeidae: *Ataenius strigicauda* Bates
Ateuchus sp.
 Tenebrionidae: *Eleodes rugosa* Perbosc.
 18 - Milichiidae: *Milichia* sp.
Pholeomyia indecora Loew
 Psychodidae: *Psychoda* sp.
 20 - Formicidae: *Pachycondyla harpax montezumia* Smith
 - Cueva de Agua Bendita
 Cr.7 - Cirolanidae: *Speocirolana pelaezi* (Bolívar)
 - Cueva de Bernabé
 Cr.7 - Cirolanidae: *Speocirolana pelaezi* (Bolívar)
 - Cueva de Cristian
 Ar.1 - Vaejovidae: *Vaejovis mitchelli* Sissom
 - Cueva de Doña Casimira
 Ac.5 - Eniochthoniidae: *Hypochthoniella* sp.
 Euphthiracaridae
 Oppiidae: *Oppia* sp.
 Oribatulidae: *Maculobates* sp.
 Phthiracaridae: *Phthiracarus* sp.
 Suctobelbidae: *Suctobelba?* sp.
 In.1 - Isotomidae: *Folsomia* sp.
Isotomiella minor
 Neanuridae: *Friesea mirabilis*
 Neelidae: *Neelus* sp.
 Onychiuridae: *Protaphorura ca. sensillata* Thibaud & Massoud
 - Cueva de Elías
 Ar.1 - Chactidae: *Troglocormus ciego* Francke
 6 - Nesticidae: *Gaucelmus augustinus* Keyserling
 - Cueva de El Puente
 Ar.6 - Clubionidae: *Phrurotimpus* sp.
 Nesticidae: *Eidmannella pallida* (Emerton)
 Pholcidae: *Metagonia punctata* Gertsch
 Mysmenidae: *Maymena chica* Gertsch
 Di.4 - Pyrgodesmidae: *Bolivaresmus* sp.
 5 - Trichopetalidae: *Mexiterpes egeo* (Causey)
 In.1 - Entomobryidae: *Pseudosinella reddelli* Christiansen
 4 - Leptophlebiidae: *Choroterpes (Neochoroterpes) mexicanus* Allen
 5 - Coenagrionidae: *Argia* sp.

- Corduleyasteridae: *Corduleyaster diadema* Selys
 9 - Forficulidae: *Ancistrogaster cf. toltecus* (Scudder)
 11 - Belostomatidae: *Abedul immensus* Menke
 Dipsocoridae
 Veliidae: *Microvelia ? beameri* McKinstry
Rhagovelia varipes Champion
 15 - Cantharidae: *Discodon* sp.
 Carabidae: *Agonum (Platynus)* sp.
Mexisphodrus ? sp.
 Elmidae: *Cylloepus* sp.
 Ptilodactylidae: *Ptilodactyla* sp.
 Scarabaeidae: *Ancognatha manca* LeConte
 Silphidae: *Silpha cayennensis* Sturm
 Staphylinidae: (Aleocharinae)
Carpelimus sp.
Deleaster trimaculata Fall
Homaeotarsus sp.
Neomedon sp.
Staphylinus sp.
Stilicolina condei Jarrige
 16 - Calamoceratidae: *Phylloicus* sp.
 Philopotamidae: *Wormaldia* sp.
 Polycentropidae: *Polycentrepus* sp.
P. picana Ross
 18 - Cecidomyiidae: *Lestodiplosis* sp.
 Dolichopodidae: *Peloropeodes cornutus* Van Duzee
 Mycetophilidae
 Sciaridae: *Bradysia* sp.
 20 - Ichneumonidae: *Orthocentrus* sp.
 - Cueva de Entrada Chica
 Ar.6 - Pholcidae: *Metagonia punctata* Gertsch
 In.6 - Rhaphidophoridae: *Exochodrilus* sp.
 - Cueva de Huichihuayan
 In.1 - Entomobryidae: *Pseudosinella cava* Christiansen & Reddell
 18 - Streblidae: *Euctenodes mirabilis* Waterhouse
Trichobius parasiticus Gervais
 - Cueva de la Barranca
 Ar.2 - Thelyphonidae: *Mastigoproctus giganteus* Lucas
 Ac.1 - Spinturnicidae:
 In.1 - Entomobryidae: *Pseudosinella vera* Christiansen
 18 - Streblidae: *Trichobius parasiticus* Gervais
 - Cueva de La Bonita
 Cr.7 - Cirolanidae: *Speocirolana pubens* Bowman
 - Cueva de la Curva
 Ar.6 - Nesticidae: *Eidmannella pallida* (Emerton)
 9 - Phalangodidae: *Hoplobunus boneti* (Goodnight & Goodnight)
 Cr.2 - Entocytheridae: *Sphaeromicola cirolanae* Rioja
 7 - Cirolanidae: *Speocirolana pelaezi* (Bolívar)
 - Cueva de La Hoya
 Ar.6 - Arañas sin determinar
 8 - Pseudoescorpiones sin determinar
 9 - Cosmetidae
 Ac.1 - Laelapidae
 Macrochelidae: *Macrocheles coprophilus* Womersley
 Polyaspididae: *Dipolyaspis* sp.
 Trematurellidae: *Trematurella* sp.
 Uropodidae
 3 - Belbidae:
 4 - Acaridae: *Acarus* sp.
- Cr.7 - Trichoniscidae: *Mexiconiscus laevis* (Rioja)
 Di.4 - Rhachodesmidae: *Strongyloidesmus* sp.
 8 - Cambalidae: *Mexicambala russelli* Causey
 In.1 - Brachystomellidae: *Brachystomella parvula* (Schaeffer)
 Entomobryidae: *Pseudosinella vera* Christiansen
 Hypogastruridae: *Acherontides potosinus* Bonet
 Isotomidae: *Folsomia* sp.
 Onychiuridae: *Onychiurus* sp.
 Sminthuridae: *Sminthurus* sp.
 6 - Gryllidae: (Phalangopsinae)
 15 - Carabidae
 Staphylinidae
 17 - Phalaenidae
 - Cueva de La Laguna
 Ar.6 - Agelenidae: *Tegenaria selva* Roth
 Nesticidae: *Eidmannella pallida* (Emerton)
 Theraphosidae: *Spelopelma elliotti* (Gertsch)
 In.1 - Entomobryidae: *Pseudosinella reddelli* Christiansen
 11 - Belostomatidae: *Abedus immensus* Menke
 17 - Tineidae: *Tinea* sp.
 - Cueva de La Lagunita
 Ac.5 - Belbidae: *Belba* sp.
 Cr.2 - Entocytheridae: *Spaeromicola cirolanae* Rioja
 7 - Cirolanidae: *Speocirolana pelaezi* (Bolívar)
 In.1 - Entomobryidae: *Pseudosinella petrustrinatii* Christiansen
 6 - Gryllidae: *Paracophus lippus* Hubbell
 - Cueva de La Laja
 Ar.6 - Nesticidae: *Gaucelmus calidus* Gertsch
 Ac.3 - Trombidiidae: (Microtrombidiinae)
 Cr.7 - Oniscidae
 Di.4 - Paradoxosomatidae: *Orthomorpha* sp.
 Rhachodesmidae: *Strongyloidesmus* sp.
 8 - Cambalidae: *Mexicambala russelli* Causey
 In.1 - Entomobryidae: *Pseudosinella vera* Christiansen
 Hypogastruridae: *Acherontides potosinus* (Bonet)
Acherontiella sabina Bonet
 6 - Gryllidae: (Phalangopsinae)
 15 - Carabidae
 17 - Phalaenidae: *Latebraria amphipyroides* Guen.
 - Cueva de La Llanura
 Ar.6 - Nesticidae: *Gaucelmus augustinus* Keyserling
 9 - Phalangodidae: *Karos parvus* Goodnight & Goodnight
 Di.4 - Pyrgodesmidae: *Myrmecodesmus monasticus* (Causey)
 - Cueva de La Luz
 Cr.7 - Cirolanidae: *Speocirolana pelaezi* (Bolívar)
 Trichoniscidae: *Mexiconiscus laevis* (Rioja)
 Di.5 - Trichopetalidae: *Mexiterpes fishi* (Causey)
 In.6 - Gryllidae: *Paracophus cladonotus* Hubbell:
 - Cueva de La Porra
 Ar.6 - Dipluridae: *Euagrus anops* Gertsch
 Cr.7 - Trichoniscidae: *Mexiconiscus laevis* (Rioja)
 Di.4 - Pyrgodesmidae: *Myrmecodesmus potosinus* (Shear)
 Rhachodesmidae: *Unculabes porrensis* Shear
 8 - Cambalidae: *Mexicambala russelli* Causey
 - Cueva de La Reina
 Di.4 - Rhachodesmidae: *Unculabes crispus* Causey
 - Cueva de La Selva
 Ar.6 - Agelenidae: *Tegenaria mexicana selva* Roth
 Ctenidae: *Ctenus mitchelli* Gertsch

- Cr.7 - Trichoniscidae: *Mexiconiscus laevis* (Rioja)
 In.1 - Entomobryidae: *Pseudosinella vera* Christiansen
 - Cueva de Las Moscas
 Ar.6 - Agelenidae: *Tegenaria selva* Roth
 Ctenidae: *Ctenus mitchelli* Gertsch
 Pholcidae: *Coryssocnemis abernathyi* (Gertsch)
 In.1 - Isotomidae: *Folsomia candida* Willem
 6 - Rhabdiphoridae: *Exochodrilus* sp.
 15 - Tenebrionidae: *Eleodes sallei* Champion
 - Cueva de Las Rusias
 Ar.1 - Vaejovidae: *Vaejovis nigrescens* Pocock
 6 - Pholcidae: *Metagonia punctata* Gertsch
 Theraphosidae: *Spelopelma stygium* Gertsch
 - Cueva de los Antiguos
 Ar.6 - Nesticidae: *Nesticus sedatus* Gertsch
 - Cueva de Los Caballos
 Ar.6 - Agelenidae: *Tegenaria selva* Roth
 Pholcidae: *Coryssocnemis abernathyi* Gertsch
 Mysmenidae: *Maymena chica* Gertsch
 In.2 - Campodeidae
 15 - Scarabaeidae: *Aphodius* sp.
 Tenebrionidae: *Eleodes* sp.
 18 - Mycetophilidae: *Rymosia* sp.
 - Cueva de Los Caracoles. No. 1
 Di.8 - Cambalidae: *Mexicambala russelli* Causey
 - Cueva de Los Cuates
 Ar.6 - Pholcidae: *Metagonia cuate* Gertsch
 9 - Phalangodidae: *Hoplobunus boneti* (Goodnight & Goodnight)
 Di.6 - Julidae: *Diploiulus latistriatus* (Curtis)
 - Cueva de Los Cuchos
 Ar.6 - Arañas sin determinar
 7 - Pseudoescorpiones sin determinar
 Ac.1 - Laelapidae
 Paramegistidae
 3 - Belbidae
 Trombidiidae: (Microtrombidiinae)
 4 - Acaridae: *Rhizoglyphus* sp
 Glycyphagidae
 5 - Carabodidae
 In.1 - Entomobryidae: *Lepidocyrtus* sp.
 Hypogastruridae: *Acherontides potosinus* (Bonet)
 Onychiuridae: *Mesaphorura krausbaueri* Börner
 Sminthuridae: *Sminthurus* sp.
 6 - Gryllidae: (Phalangopsinae)
 10 - Psocópteros no determinados
 11 - Reduviidae: (Reduviinae)
 15 - Histeridae
 Scarabaeidae: *Onthophagus* sp.
 Scydmaenidae
 17 - Phalaenidae: *Latebraria amphipyroides* Guen.
 - Cueva de los Grillos
 Ar.6 - Nesticidae: *Eidmannella pallida* (Emerton)
 - Cueva de Los Ladrones
 Di.3 - Glomeridae: *Glomeroides caecus* Causey
 4 - Rhachodesmidae: *Unculabes colombinus* Causey
 - Cueva de Los Monos
 Ar.3 - Hubbardiidae: *Stenochrus mexicanus* (Rowland)
 6 - Mysmenidae: *Maymena chica* Gertsch
 9 - Phalangodidae: *Hoplobunus boneti* (Goodnight & Goodnight)
 Di.4 - Xystodesmidae: *Rhysodesmus* sp.
 5 - Trichopetalidae: *Mexiterpes* sp.
 In.1 - Entomobryidae: *Pseudosinella petrustrinatii* Christiansen
 Hypogastruridae: *Acherontiella sabina* Bonet
 6 - Gryllidae: *Paracophus apterus* Chopard
 8 - Polyphagidae: *Homoeogamia mexicana* Burmeister
 - Cueva de Los Sabinos
 Ar.3 - Hubbardiidae: *Stenochrus mexicanus* (Rowland)
 4 - Phrynidae: *Paraphrynus pococki* Mullinex
 6 - Ctenidae: *Ctenus* sp.
 Loxoscelidae: *Loxosceles valdosa* Gertsch
 Nesticidae: *Eidmannella pallida* (Emerton)
 Oonopidae: *Triaeris patellaris* Bryant
 Pholcidae: *Metagonia pasquinii* Brignoli
 M. tinaja Gertsch
 Theraphosidae: *Aphonopelma* sp.
 Thomisidae: *Xisticus robinsoni* Gertsch
 7 - Ricinoididae: *Cryptocellus osorioi* Bolívar
 8 - Chernetidae: *Semeiochernes* sp.
 9 - Phalangodidae: *Hoplobunus boneti* (Goodnight & Goodnight)
 Ac.1 - Spelaeorhynchidae: *Spelaeorhynchus praecursor* Neumann
 Trachythiidae: *Uroseius* sp.
 3 - Ereynetidae: *Ereynetes sabinensis* Baker
 Myobiidae: *Jamesonia arganoi* Vomero
 Rosensteinidae: *Nycteriglyphus* sp.
 Cr.1 - Chydoridae: *Alona* sp.
 Daphnidae: *Ceriodaphnia lacustris* Birge
 2 - Cypridae: *Candona* sp.
 Cypris sp.
 Entocytheridae: *Sphaeromicola cirolanae* Rioja
 3 - Ameiridae: *Nitocra* sp.
 Canthocamptidae: *Canthocamptus* sp.
 Cyclopidae: *Cyclops (Acanthocyclops) vernalis robustus* Sars
Eucyclops serrulatus (Fischer)
Macrocyclops albidus (Jurine)
Mesocyclops (Thermocyclops) inversus Kiefer
Paracyclops fimbriatus (Fischer)
Tropocyclops prasinus (Fischer)
 Diaptomidae: *Attheyella cf. pilosa* Chappuis
Diaptomus (Microdiaptomus) cokeri Osorio Tafal
 7 - Armadillidae: *Venezillo pleogoniophorus* (Rioja)
 Cirolanidae: *Speocirolana pelaezi* (Bolívar)
 Spaeroniscidae: *Spherarmadillo cavernicola* Mulaik
 Trichoniscidae: *Brackenridgia bridgesi* (Van Name)
 Ch.2 - Cryptopidae: *Newportia (Scolopendrides) sabina* Chamberlin
 Scolopendridae: *Scolopendra sumichrasti* Saussure
 4 - Psellioididae: *Pselliodes guildingii* (Newport)
 Di.4 - Pyrgodesmidae: *Myrmecodesmus sabinus* (Chamberlin)
 5 - Trichopetalidae: *Mexiterpes sabinus* Causey
 In.1 - Hypogastruridae: *Acherontiella sabina* Bonet
Willemia bulbosa Bonet
W. persimillis Bonet
 Neelidae: *Neelus murinus* Folsom
 6 - Gryllidae: *Paracophus apterus* Chopard
 15 - Carabidae: *Pachyteles urrutiai* Bolívar
 Leiodidae: *Ptomaphagus elabra* Peck
 18 - Streblidae: *Megistopoda araneae* Coquillett
Metelasmus pseudopterus Coquillett
Trichobius dugesii Townsend

- Trichobius parasiticus* Gervais
- Cueva de los Viet Cong
Di.5 - Cleidogonidae: *Cleidogona treacyae* Shear
In.1 - Entomobryidae: *Pseudosinella vera* Christiansen
- Cueva de Otates
Ar.6 - Nesticidae: *Eidmannella pallida* (Emerton)
- Cueva de Oxtalja
Ar.6 - Pholcidae: *Metagonia oxtalja* Gertsch
Di.8 - Cambalidae: *Mexicambala russelli* Causey
In.1 - Entomobryidae: *Pseudosinella vera* Christiansen
- Cueva de Poca Ventana (= Cueva del Ahuate No. 2)
Ar.6 - Pholcidae: *Metagonia amica* Gertsch
M. modesta Gertsch
Ar.8 - Pseudoescorpiones sin determinar
9 - Phalangodidae: *Karos graciosus* Goodnight & Goodnight
K. projectus Goodnight & Goodnight
Ac.1 - Laelapidae
Poecilochiridae
3 - Belbidae
Cunaxidae
Eremaeidae
Trombiculidae: *Trombicula* sp.
4 - Glycyphagidae
5 - Oribatellidae
Cr.7 - Oniscidae
Squamiferidae: *Trichorhina boneti* Rioja
Di.4 - Trichopolydesmidae: *Tylogoneus rainesi* Causey
8 - Cambalidae: *Mexicambala russelli* Causey
In.1 - Isotomidae: *Folsomia onychiurina* Denis
Onychiuridae: *Mesaphorura krausbaueri* Börner
Onychiurus sp.
6 - Gryllidae: (Phalangopsinae)
11 - Ortheziidae
20 - Formicidae
- Cueva de Potrerillos
Ar.6 - Agelenidae: *Tegenaria decora* Gertsch
Pholcidae: *Corysocoemesis iviei* Gertsch
Theraphosidae: *Schizopelma stygia* (Gertsch)
9 - Phalangiidae
Phalangodidae
Ac.3 - Trombiculidae: *Hannemania hylae* (Ewing)
Cr.7 - Trichoniscidae: *Mexiconiscus laevis* (Rioja)
Di.4 - Rhachodesmidae: *Unculabes crispus* Causey
8 - Cambalidae: *Mexicambala russelli* Causey
In.1 - Entomobryidae: *Pseudosinella vera* Christiansen
6 - Gryllidae: *Paracophus cladonotus* Hubbell
P. placonotus Hubbell
15 - Carabidae: *Mexisphodrus gertschi ahuacatlan* Barr
17 - Phalaenidae: *Latebraria amphipyroides* Guen.
18 - Streblidae: *Euctenodes mirabilis* Waterhouse
Trichobius mixtus Curran
- Cueva de San Miguel
Di. 8 - Cambalidae: *Mexicambala russelli* Causey
- Cueva de San Nicolás
Ar.9 - Phalangodidae: *Hoplobunus planus* Goodnight & Goodnight
Cr.2 - Entocytheridae: *Entocythere claytonhoffi* Rioja
5 - Cambaridae: *Procambarus (Ortmannicus) tolteca* Hobbs
In.6 - Gryllidae: *Paracophus cladonotus* Hubbell
- Cueva de San Rafael
Ar.4 - Phrynidae: *Paraphrynus velmae* Mullinex
- Cueva de Tanchipa
Ar.9 - Phalangodidae: *Hoplobunus boneti* (Goodnight & Goodnight)
In.14 - Alleculidae: *Hymenorus* sp.
- Cueva de Taninul No. 1
Ar.3 - Hubbardiidae: *Stenochrus mexicanus* (Rowland)
4 - Phrynidae: *Paraphrynus pococki* Mullinex
6 - Clubionidae: *Corinna* sp.
Ctenidae: *Ctenus* sp.
Loxoscelidae: *Loxosceles valdosa* Gertsch
Pholcidae: *Modisimus boneti* Gertsch
Anopsicus elliotti (Gertsch)
7 - Ricinoididae: *Cryptocellus osorioi* Bolívar
C. pelaezi Coronado
Scytodidae: *Scytodes fusca* Walckenaer
Theridiidae: *Coleosoma floridanum* (Banks)
8 - Chernetidae:
Ac.1 - Heterozetidae: *Discozetes* sp.
2 - Argasidae: *Antricola mexicana* Hoffmann
Ornithodoros (Alectorobius) dyeri Cooley & Kohls
In.1 - Entomobryidae: *Pseudosinella petrustrinatii* Christiansen
6 - Gryllidae: *Paracophus apterus* Chopard
8 - Blaberidae: *Pycnoscelus surinamensis* (Linneo)
15 - Carabidae: *Pachyteles urrutiai* Bolívar
Leioididae: *Ptomaphagus elabra* Peck
Tenebrionidae: *Alphitobius laevigatus* (F.)
Eleodes rugosa Perbosc.
18 - Streblidae: *Megistopoda araneae* (Coquillett)
Trichobius dugesii Townsend
- Cueva de Taninul No. 4
Ar.3 - Hubbardiidae: *Stenochrus mexicanus* (Rowland)
6 - Loxoscelidae: *Loxosceles* sp.
Mysmenidae: *Maymena chica* Gertsch
In.6 - Gryllidae: *Miogryllus* sp.
Paracophus apterus Chopard
Tettigoniidae: *Dichopetala* sp.
8 - Blattidae: *Periplaneta* sp.
11 - Pyrrhocoridae: *Dysdercus* sp.
- Cueva de Tantabal
Ar.4 - Phrynidae: *Paraphrynus pococki* Mullinex
Di.4 - Xystodesmidae: *Rhysodesmus* sp.
In.6 - Gryllidae: *Paracophus placonotus* Hubbell
- Cueva de Valdosa
Ar.4 - Phrynidae: *Paraphrynus pococki* Mullinex
6 - Ctenidae: *Ctenus mitchelli* Gertsch
Loxoscelidae: *Loxosceles valdosa* Gertsch
7 - Ricinoididae: *Cryptocellus* sp.
8 - Chernetidae: *Hesperochnes* sp.
Semeiochernes sp.
9 - Phalangodidae: *Hoplobunus boneti* (Goodnight & Goodnight)
Di.4 - Pyrgodesmidae: *Bolivaresmus sabinus* Chamberlin
In.6 - Gryllidae: *Paracophus apterus* Chopard
12 - Kinnaridae: *Oecleidius hades* Fennah
15 - Leioididae: *Ptomaphagus elabra* Peck
- Cueva del Agua
Ar.6 - Theraphosidae: *Spelopelma stygium* (Gertsch)
Cr.5 - Cambaridae: *Procambarus (Ortmannicus) villalobosi* Hobbs
7 - Cirolanidae: *Speocirolana pelaezi* (Bolívar)
Di. 8 - Cambalidae: *Mexicambala russelli* Causey

- In.1 - Entomobryidae: *Pseudosinella vera* Christiansen
 15 - Carabidae: *Mexiphodrus gertschi sprousei* Barr
 - Cueva del Aire
 Ar.8 - Chernetidae
 Ac.1 - Laelapidae
 Uropodidae
 3 - Belbidae
 Trombidiidae: (Microtrombidiinae)
 5 - Phthyracaridae
 Cr.7 - Oniscidae
 In.1 - Hypogastruridae: *Acherontides potosinus* Bonet
 15 - Carabidae
 Pselaphidae
 18 - Streblidae: *Euctenodes mirabilis* Waterhouse
Trichobius parasiticus Gervais
 - Cueva del Cerro Pilón
 Di.4 - Rhachodesmidae: *Unculabes crispus* Causey
 - Cueva del Cincuenta y Ocho
 Ar.8 - Chernetidae
 Ar.6 - Pholcidae: *Psilochorus concinnus* Gertsch
 Mysmenidae: *Maymena chica* Gertsch
 Di.4 - Pyrgodesmidae: *Ceratesmus* sp.
 In.1 - Entomobryidae: *Pseudosinella reddelli* Christiansen
 15 - Tenebrionidae: *Eleodes sallei* Champion
 18 - Mycetophilidae: *Rymosia* sp.
 Scenopinidae: *Pseudatrichia ca. melanderi* Kelsey
 - Cueva del Cochino
 In.19 - Ischnopsyllidae: *Myodopsylla gentilis* Jordan & Rothschild
 Pulicidae: *Pulex irritans* Linneo
 - Cueva del Desierto
 In.15 - Staphylinidae: *Stilicolina condei* Jarrige
 Sphaeroceridae: *Leptocera* sp.
 - Cueva del Huisache
 Cr.2 - Entocytheridae: *Sphaeromicola coahuilteca* Hobbs & Hobbs
 7 - Anthuridae: *Cyathura* sp.
 Cirolanidae: *Mexicana salupositi* Bowman.
 Stenasellidae: *Mexistenasellus parzefalli* Magniez
M. wilkensi Magniez
 In.1 - Hypogastruridae: *Tafallia* sp.
 - Cueva del Jobo
 Ar.6 - Nesticidae: *Eidmannella pallida* (Emerton)
 Pholcidae: *Metagonia amica* Gertsch
 8 - Chthoniidae: *Tyrannochthonius pallidus* Muchmore
 9 - Phalangodidae: *Karos dybasi* (Goodnight & Goodnight)
 Ac.1 - Laelapidae
 Macrochelidae: *Macrocheles* sp.
 Polyaspididae: *Dipolyaspis* sp.
 Rhodacaridae
 Trematurellidae: *Trematurella* sp.
 3 - Belbidae
 4 - Acaridae: *Rhizoglyphus* sp.
 5 - Oribatellidae
 Oribatulidae
 Cr.7 - Oniscidae
 Pa.1 - Pauropidae
 In.1 - Entomobryidae: *Lepidocyrtus* sp.
Pseudosinella vera Christiansen
 Hypogastruridae: *Acherontides potosinus* Bonet
 Isotomidae: *Folsomia onychiurina* Denis
 Sminthuridae: *Sminthurus* sp.
 15 - Carabidae
 Scydmaenidae
 Staphylinidae
 18 - Streblidae: *Trichobius dugesii* Townsend
 20 - Formicidae
 - Cueva del León
 Ar.6 - Ctenidae: *Ctenus mitchelli* Gertsch
 Loxoscelidae: *Loxosceles* sp.
 - Cueva del Llano Chiquito
 Di.4 - Rhachodesmidae: *Unculabes crispus* Causey
 - Cueva del Llano del Conejo
 Ar.4 - Phrynidae: *Paraphrynus pococki* Mullinex
 6 - Nesticidae: *Nesticus hoffmanni* Gertsch
 9 - Phalangodidae: *Karos depressus* Goodnight & Goodnight
 Di.4 - Rhachodesmidae: *Unculabes versatilis* Causey
 In.15 - Carabidae: *Mexiphodrus gertschi ahuacatlan* Barr
 - Cueva del Nacimiento del Río Huichihuayan
 Ar.4 - Phrynidae: *Paraphrynus pococki* Mullinex
 - Cueva del Nacimiento del Río Choy
 In.15 - Histeridae: *Epiurus* sp.
 Tenebrionidae: *Zophobas atratus* (F.)
 - Cueva del Puente de Dios
 In.15 - Leiodidae: *Ptomaphagus elabra* Peck
 - Cueva del Pujal
 Ar.4 - Phrynidae: *Paraphrynus pococki* Mullinex
 - Cueva del Salitre
 Ar.1 - Buthidae: *Centruroides gracilis* (Latreille)
 Ar.6 - Dipluridae
 Ac.1 - Laelapidae
 Paramegistidae
 Polyaspididae: *Dipolyaspis* sp.
 Trematurellidae: *Trematurella* sp.
 3 - Belbidae
 4 - Acaridae: *Rhizoglyphus* sp.
 5 - Archipteriidae
 Hermannidae
 Hypochthoniidae
 Oribatellidae
 Phthyracaridae
 Di.8 - Cambalidae: *Mexicambala russelli* Causey
 In.1 - Entomobryidae: *Lepidocyrtus* sp.
 Hypogastruridae: *Acherontides potosinus* Bonet
 Onychiuridae: *Mesaphorura krausbaueri* Börner
 - Cueva Escondida
 Ar.6 - Loxoscelidae: *Loxosceles* sp.
 In.6 - Gryllidae: *Paracophus apterus* Chopard
 15 - Alleculidae: *Lystronychus* sp.
 Tenebrionidae: *Eleodes rugosa* Perbosc.
 - Cueva Grande
 Ar.3 - Hubbardiidae: *Stenochrus mexicanus* (Rowland)
 In.3 - Nicoletiidae
 6 - Gryllidae: *Paracophus apterus* Chopard
 18 - Streblidae: *Trichobius caecus* Edwards
 20 - Formicidae: *Pheidole* sp.
 - Cueva Pinta
 Ar.3 - Hubbardiidae: *Stenochrus mexicanus* (Rowland)
 6 - Mysmenidae: *Maymena chica* Gertsch
 8 - Chernetidae:

- Chthoniidae: *Aphrastochthonius russelli* Muchmore
 9 - Phalangodidae: *Hoplobunus boneti* (Goodnight & Goodnight)
 Cr.7 - Microcerberidae: *Microcerberus* sp.
 Trichoniscidae: *Cylindroniscus vallecensis* Schultz
 Di.5 - Trichopetalidae: *Mexiterpes sabinus* Causey
 4 - Stylodesmidae
 7 - Rhinocricidae: *Rhinocricus* sp.
 In.1 - Entomobryidae: *Pseudosinella petrustrinatii* Christiansen
 - Cueva Segunda, El Guayalote
 Ar.6 - Pholcidae: *Physocyclus reddelli* Gertsch
 - Cueva (en el Valle de los Fantasmas)
 Ar.9 - Phalangodidae: *Karos parvus* Goodnight & Goodnight
 In.15 - Carabidae: *Mexaphaenops fishi* Barr
Mexisphodrus sp.
 18 - Mycetophilidae: *Rhymosia* sp.
 - Cueva (en San Francisco)
 Ar.6 - Pholcidae: *Coryssocnemis abernathyi* Gertsch
 In.15 - Staphylinidae: *Stilicolina condei* Jarrige
 - Cueva (pequeña cerca de Hoya de Quital)
 Di.8 - Cambalidae: *Mexicambala russelli* Causey
 - Cuevas (en la Sierra del Abra).
 Ar.6 - Pholcidae: *Metagonia* sp,
Modisimus sp.
 7 - Ricinoididae: *Cryptocellus* sp.
 9 - Phalangodidae: *Karos parvus* Goodnight & Goodnight
 Di.4 - Pyrgodesmidae: *Gibberdesmus egenus* Causey.
 In.2 - Nicoletiidae
 15 - Carabidae: *Pachyteles urrutiai* Bolívar
Pterostichus (Ithytolus) sp.
 Tenebrionidae: *Zophobas atratus* (Fabricius)
 - Cuevas (en Xilitla)
 Ar.6 - Agelenidae: *Tegenaria decora* Gertsch
 Ctenidae: *Ctenus* sp.
 Mysmenidae: *Maymena* sp.
 9 - Phalangodidae: *Karos graciosus* Goodnight & Goodnight
 In.6 - Gryllidae: *Paracophus apterus* Chopard
 15 - Carabidae: *Ardistomis* sp.
Colpodes sp.
Tachys sp.
 Leioididae: *Proptomaphaginus microps* Peck
 17 - Noctuidae: *Latebraria amphipyroides* Guenée
 - Cuevita de Nopales
 Di.4 - Rhachodesmidae: *Tiphallus frivulus* Causey
 - Cuevita del Sotanito
 Ar.6 - Ctenidae: *Ctenus* sp.
 Loxoscelidae: *Loxosceles valdosa* Gertsch
 - Gruta de los Muertos
 Ar.6 - Nesticidae: *Nesticus sedatus* Gertsch
 - Hoya de Las Guaguas
 Ar.6 - Pholcidae: *Metagonia guagua* Gertsch
 Cr.5 - Cambaridae: *Procambarus (Scapulicambarus) xilitlae* Hobbs
 & Grubbs
 In.1 - Isotomidae: *Appendisotoma dubia* Christiansen & Bellingier
 Onychiuridae: *Mesaphorura krausbaueri* Börner
 - Hoya Quital
 Cr.7 - Cirolanidae: *Speocirolana pelaezi* (Bolívar)
 - Joya de Higuerón
 Ar.6 - Mysmenidae: *Maymena chica* Gertsch
 In.11 - Reduviidae: *Repipta* sp.
- Pocito del Ojo de Agua
 Cr.5 - Cambaridae: *Procambarus (Ortmannicus) villalobosi* Hobbs
 - Sotanito de Montecillos
 Cr.2 - Entocytheridae: *Sphaeromicola cirolanae* Rioja
 7 - Cirolanidae: *Speocirolana pelaezi* (Bolívar)
 - Sótano (en el Valle de los Fantasmas)
 Ar.6 - Agelenidae: *Tegenaria mexicana* selva Roth
 Caponiidae: *Orthonops lapanus* Gertsch & Mulaik
 Nesticidae: *Nesticus pallidus* Emerton
 Pholcidae: *Metagonia punctata* Gertsch
Modisimus sp.
 In.6 - Rhaphidophoridae: *Exochodrilus* sp.
 15 - Carabidae: *Agonum (Platynus)* sp.
Mexisphodrus spiritus Barr
 Tenebrionidae: *Eleodes* ca. *solieri* Champion
 18 - Drosophilidae
 Empididae: *Drapetis* sp.
 - Sótano de Abernathy
 Ar.6 - Agelenidae: *Tegenaria selva* Roth
 Pholcidae: *Coryssocnemis abernathyi* Gertsch
 In.6 - Rhaphidophoridae: *Exochodrilus* sp.
 15 - Tenebrionidae: *Eleodes sallei* Champion
 - Sótano de Carlos
 Ar.1 - Vaejovidae: *Vaejovis* ca. *granulatus* Pocock
 In.6 - Rhaphidophoridae: *Exochodrilus* sp.
 - Sótano de Coatimundi
 Cr.7 - Cirolanidae: *Speocirolana pelaezi* (Bolívar)
 Ar.9 - Phalangodidae: *Hoplobunus boneti* (Goodnight & Goodnight)
 In.6 - Gryllidae: *Paracophus apterus* Chopard
 - Sótano de El Ranchito
 Di.4 - Rhachodesmidae: *Uculabes crispus* Causey
 - Sótano de El Triunfo
 In.9B - Embioptera Sin determinar
 10 - Caeciliidae: *Caecilius* sp.
 - Sótano de Guadalupe
 Ar.6 - Nesticidae: *Nesticus sedatus* Gertsch
 Di.4 - Rhachodesmidae: *Uculabes crispus* Causey
 In.1 - Hypogastruridae: *Acherontiella sabina* Bonet
 6 - Gryllidae: *Paracophus cladonotus* Hubbell
 20 - Formicidae: *Solenopsis geminata* (Fabricius)
 - Sótano de Huitzmolotitla
 Ar.3 - Protoschizomidae: *Agastoschizomus huitzmolotitlensis* Rowland
 4 - Phrynidae: *Paraphrynus velmae* Mullinex
 6 - Pholcidae: *Metagonia luisa* Gertsch
 8 - Ideoroncidae: *Typhloroncus xilitlensis* Muchmore
 Cr.7 - Trichoniscidae: *Mexiconiscus laevis* (Rioja)
 Di.3 - Glomeridae: *Glomeroides caecus* Causey
 4 - Rhachodesmidae: *Uculabes crispus* Causey
 - Sótano de La Cuesta
 Ar.6 - Ctenidae: *Ctenus* sp.
 Mysmenidae: *Maymena chica* Gertsch
 Theridiidae: *Dipoena* sp.
 9 - Cosmetidae: *Cynorta jamesoni* Goodnight & Goodnight
 In.3 - Nicoletiidae
 - Sótano de La Estrella
 Ar.6 - Ctenidae: *Ctenus* sp.
 Mysmenidae: *Maymena chica* Gertsch
 9 - Cosmetidae: *Cynorta jamesoni* Goodnight & Goodnight
 - Sótano de La Golondrina

- Ar.6 - Agelenidae: *Tegenaria selva* Roth
 Nesticidae: *Eidmannella pallida* (Emerton)
 Pholcidae: *Coryssocnemis abernathyi* Gertsch
 Si.4 - Cryptodesmidae: *Peridontodesmus punctatus* (Loomis)
 In.1 - Entomobryidae: *Pseudosinella reddelli* Christiansen
 6 - Rhabdiphoridae: *Exochodrilus* sp.
 12 - Cicadellidae: *Gyponana germari* (Stål)
 15 - Carabidae: *Agonum (Platynus)* sp.
Amara sp.
Mexaphaenops fishi Barr
Mexisphodrus spiritus Barr
 Tenebrionidae: *Eleodes sallei* Champion
 18 - Tipulidae: *Limonia (Dicranomyia)* sp.
 - Sótano de La Navidad
 Cr.7 - Trichoniscidae: *Mexiconiscus laevis* (Rioja)
 - Sótano de La Pipa
 Ar.9 - Phalangodidae: *Hoplobunus boneti* (Goodnight & Goodnight)
 - Sótano de La Silleta
 Ar.6 - Dipluridae: *Euagrus troglodyta* Gertsch
 Nesticidae: *Nesticus sedatus* Gertsch
 Di.4 - Fuhrmannodesmidae: *Sumidero sprousei* Shear
 Rhachodesmidae: *Unculabes colombinus* Causey
U. crispus Causey
 In.1 - Entomobryidae: *Pseudosinella vera* Christiansen
 - Sótano de La Tinaja
 Ar.3 - Protoschizomidae: *Agastoschizomus lucifer* Rowland
 Hubbardiidae: *Sotanostenochrus cookei* (Rowland)
Stenochrus mexicanus (Rowland)
 4 - Phryniidae: *Paraphrynus pococki* Mullinex
 5 - Koeneniidae: *Koenenia hanseni* Remy
 6 - Ctenidae: *Ctenus* sp.
 Linyphiidae: *Erigone monterreyensis* Gertsch
 Nesticidae: *Eidmannella pallida* (Emerton)
 Pholcidae: *Metagonia tinaja* Gertsch
Modisimus texanus Banks
Physocyclus globosus (Taczanowski)
 Mysmenidae: *Maymena chica* Gertsch
 Theraphosidae: *Aphonopelma* sp.
 8 - Bochicidae: *Paravachonium insolitum* Muchmore
 Chernetidae
 9 - Phalangodidae: *Hoplobunus boneti* (Goodnight & Goodnight)
 Ac.2 - Argasidae: *Antricola coprophilus* (McIntosh)
 3 - Erythraeidae
 Rhagidiidae: *Rhagidia trisetata* Elliott & Strandtmann
R. weyerensis (Packard)
 Cr.5 - Palaemonidae: *Troglocubanus perezfarfanteae* Villalobos
 6 - Lepidomysidae: *Speleomysis quinterensis* (Villalobos)
 7 - Cirolanidae: *Speocirolana pelaezi* (Bolívar)
 Trichoniscidae: *Brackenridgia bridgesi* (Van Name)
 Ch.2 - Cryptopidae: *Newportia (Scolopendrides) sabina* Chamberlin
 Di.1 - Trichopetalidae: *Mexiterpes sabinus* Causey
 4 - Polydesmidae
 Rhachodesmidae: *Pararhachistes potosinus* Chamberlin
Strongylodesmus conspicuus Causey
 Sphaeriodesmidae: *Cyphodesmus* sp.
 Stylodesmidae: *Bolivaresmus sabinus* Chamberlin
 Xystodesmidae: *Rhysodesmus* sp.
 7 - Rhinocricidae: *Rhinocricus* sp.
 8 - Spirostreptidae: *Orthoporus lenonus* Chamberlin
 In.1 - Entomobryidae: *Pseudosinella petrustrinatii* Christiansen
 Sminthuridae: *Temeritas* sp.
 2 - Japygidae: *Allojapyx allodontus* (Silvestri)
Metajapyx sp.
 3 - Nicoletiidae
 6 - Gryllidae: *Paracophus apterus* Chopard
 11 - Lygaeidae
 15 - Carabidae: *Ardistomis* sp.
Pachyteles urrutiai Bolívar
Pterostichus (Ithytolus) sp.
Tachys sp.
 Curculionidae: *Dioprophorus* sp.
 Leiodidae: *Ptomaphagus elabra* Peck
 Limmichidae
 Scydmaenidae
 Staphylinidae: *Diochus* sp.
Megalinus sp.
Orus (Nivorius) sp.
Osorius sp.
Stilicolina condei Jarrige
 - Sótano de La Trinidad
 Di.5 - Trichopetalidae: *Mexiterpes fishi* (Causey)
 - Sótano de Las Arañas
 Ar.6 - Agelenidae: *Tegenaria selva* Roth
 In.6 - Rhabdiphoridae: *Exochodrilus* sp.
 - Sótano de las Piedras
 Ar.3 - Hubbardiidae: *Stenochrus mexicanus* (Rowland)
 6 - Nesticidae: *Eidmannella pallida* (Emerton)
 Pholcidae: *Metagonia* sp.
Pholcophora elliotti Gertsch
 Theraphosidae: *Schizopelma* sp.
 9 - Phalangodidae: *Hoplobunus boneti* (Goodnight & Goodnight)
 Cr.2 - Entocytheridae: *Sphaeromicola cirolanae* Rioja
 7 - Cirolanidae: *Speocirolana pelaezi* (Bolívar)
 In.6 - Gryllidae: *Paracophus apterus* Chopard
 15 - Carabidae: *Tachys* (s. lat.) sp.
 Leiodidae: *Ptomaphagus (Adelops)* sp.
 Staphylinidae: *Belonuchus ca. moquinus* Casey
 - Sótano de los Monos
 Ar.6 - Pholcidae: *Modisimus boneti* Gertsch
 9 - Phalangodidae: *Hoplobunus boneti* (Goodnight & Goodnight)
 In.15 - Staphylinidae: *Belonuchus ca. moquinus* Casey
 - Sótano de Maldonado
 Ar.3 - Hubbardiidae: *Stenochrus mexicanus* (Rowland)
 - Sótano de Manuel
 Ar.6 - Theraphosidae: *Aphonopelma* sp.
Aphonopelma sp.
 7 - Ricinoididae: *Cryptocellus pelaezi* Coronado
 In.3 - Nicoletiidae:
 6 - Gryllidae: *Paracophus apterus* Chopard
 15 - Leiodidae: *Ptomaphagus* sp.
P. elabra Peck
 - Sótano de Matapalma
 Ar.3 - Protoschizomidae: *Agastoschizomus lucifer* Rowland
 6 - Pholcidae: *Metagonia tinaja* Gertsch
 9 - Phalangodidae: *Hoplobunus boneti* (Goodnight & Goodnight)
 Cr.2 - Entocytheridae: *Sphaeromicola cirolanae* Rioja
 7 - Cirolanidae: *Speocirolana pelaezi* (Bolívar)
 In.2 - Japygidae: *Mixojapyx* sp.

- 3 - Nicoletiidae: *Nicoletia* sp.
 15 - Carabidae: *Tachys* (s.str.) sp.
 Staphylinidae: *Homaetarsus* sp.
 - Sótano de Montecillos
 Ar.4 - Phrynidae: *Paraphrynus pococki* Mullinex
 - Sótano de Nopales
 Di.4 - Rhachodesmidae: *Tiphallus frivulus* Causey
 In.15 - Tenebrionidae: *Eleodes sallei* Champion
 - Sótano de Pichijumo
 Ar.3 - Hubbardiidae: *Stenochrus mexicanus* (Rowland)
 4 - Phrynidae: *Paraphrynus chiztun* (Rowland)
 6 - Ctenidae: *Ctenus mitchelli* Gertsch
 Nesticidae: *Eidmannella pallida* (Emerton)
 Oonopidae: *Triaeis patellaris* Bryant
 Mysmenidae: *Maymena chica* Gertsch
 8 - Chernetidae
 9 - Phalangodidae: *Hoplobunus boneti* (Goodnight & Goodnight)
 Cr.2 - Entocytheridae: *Sphaeromicola cirolanae* Rioja
 7 - Cirolanidae: *Speocirolana pelaezi* (Bolívar)
 Di.4 - Rhachodesmidae: *Pararhachistes potosinus* Chamberlin
 Stylodesmidae: *Bolivaresmus sabinus* Chamberlin
 Xystodesmidae: *Rhysodesmus* sp.
 7 - Messicobolidae: *Anetus* sp.
Messicobolus sp.
 Rhinocricidae: *Rhinocricus* sp.
 In.3 - Nicoletiidae
 6 - Gryllidae: *Paracophus apterus* Chopard
 15 - Carabidae: *Ardistomis* sp.
Tachys (*Paratachys*) sp.
 Leioididae: *Ptomaphagus elabra* Peck
 18 - Sciaridae: *Bradysia* sp.
 - Sótano de San Francisco (1 y 2)
 Ar.6 - Nesticidae: *Eidmannella pallida* (Emerton)
 In.5 - Coenagrionidae: *Argia* sp.
 11 - Gerridae: *Gerris remigis* Say
 15 - Carabidae: *Bembidion* sp.
Mexisphodrus spiritus Barr
 Chrysomelidae: *Heikertingerella* sp.
 18 - Calliphoridae: *Calliphora vicina* R.-D.
Phaenicia sp.
 Dolichopodidae: *Chrysotus* sp.
 Drosophilidae: *Drosophila* sp.
 Sphaeroceridae: *Leptocera* sp.
 Tipulidae: *Epiphragma* (E.) sp.
 20 - Formicidae: *Pheidole* sp.
 - Sótano de Soyate
 Ar.9 - Phalangodidae: *Hoplobunus boneti* (Goodnight & Goodnight)
 Di.4 - Sphaeroidesmidae: *Cyphodesmus* sp.
 In.3 - Nicoletiidae
 - Sótano de Tlamaya
 Ar.4 - Phrynidae: *Paraphrynus velmae* Mullinex
 6 - Pholcidae: *Metagonia tlamaya* Gertsch
 Di.3 - Glomeridae: *Glomeroides caecus* Causey
 4 - Rhachodesmidae: *Unculabes crispus* Causey
 Pyrgodesmidae: *Myrmecodesmus amarus* Causey
 8 - Cambalidae: *Mexicambala russelli* Causey
 In.6 - Gryllidae: *Paracophus cladonotus* Hubbell:
P. placonotus Hubbell
 15 - Carabidae: *Mexisphodrus tlamayaensis* Barr
Platynus stricticollis (Bates)
 Scarabaeidae: *Onthophagus incensus* Say
 Staphylinidae: *Stilicolina condei* Jarrige
 16 - Calamoceratidae: *Phylloicus* sp.
 - Sótano de Yerbanis
 Ar.1 - Chactidae: *Sotanochactas elliotti* (Mitchell)
 3 - Hubbardiidae: *Sotanostenochrus cookei* (Rowland)
 Protoschizomidae: *Agastoschizomus lucifer* Rowland
 4 - Phrynidae: *Paraphrynus pococki* Mulline
 6 - Nesticidae: *Eidmannella pallida* (Emerton)
 Pholcidae: *Metagonia tinaja* Gertsch
Modisimus sp.
 9 - Phalangodidae: *Hoplobunus boneti* (Goodnight & Goodnight)
 Ac.4 - Anoetidae: *Histiostoma* sp.
 Cr.2 - Entocytheridae: *Sphaeromicola cirolanae* Rioja
 7 - Cirolanidae: *Speocirolana pelaezi* (Bolívar)
 Trichoniscidae: *Cylindroniscus vallesensis* Schultz
 Ch.2 - Cryptopidae: *Newportia (Scolopendrides) sabina* Chamberlin
 Di.4 - Pyrgodesmidae: *Bolivaresmus sabinus* Chamberlin
 Trichopolydesmidae
 8 - Spirostreptidae: *Orthoporus lenonus* Chamberlin
 In.1 - Entomobryidae: *Pseudosinella petrustrinatii* Christiansen
 Isotomidae: *Proisotoma* sp.
 3 - Nicoletiidae: *Nicoletia* sp.
 15 - Carabidae: *Amara* sp.
Clivina sp.
Colpodes sp.
Pterostichus (Irhyotolus) sp.
Schizogenius sp.
Tachys (s. lat.) sp.
Tachys (s. str.) sp.
 Histeridae: *Epierus* sp.
 Limnichidae
 Scydmaenidae: «*Connophron*» (sic!) ca. *humile* Casey
 Staphylinidae: *Homaetarsus* sp.
Stilicolina condei Jarrige
 18 - Sciaridae: *Bradysia* sp.
 - Sótano del Arroyo
 Ar.3 - Hubbardiidae: *Stenochrus mexicanus* (Rowland)
 6 - Araneidae: *Neosconella pegnina* Walchenaer
 Ctenidae: *Ctenus* sp.
 Nesticidae: *Eidmannella pallida* (Emerton)
 Pholcidae: *Metagonia tinaja* Gertsch
Micromerys sp.
 Theridiidae: *Theridion dilutum* Levi
 Cr.2 - Entocytheridae: *Sphaeromicola cirolanae* Rioja
 7 - Cirolanidae: *Speocirolana pelaezi* (Bolívar)
 Trichoniscidae: *Brackenridgia bridgesi* (Van Name)
 Di.4 - Pyrgodesmidae: *Bolivaresmus sabinus* Chamberlin
 5 - Trichopetalidae: *Mexiterpes sabinus* Causey
 7 - Atopetholidae
 In.2 - Japygidae
 3 - Nicoletiidae
 6 - Gryllidae: *Paracophus apterus* Chopard
 15 - Carabidae: *Apenes* sp.
Ardistomis sp.
Chlaenius sp.
Clivina sp.
Prerostichus (Ithytolus) sp.

- Tachys* sp.
 Hydrophilidae: *Tropisternus* (*Cyphostethus*) *chalybeus* Laporte
 Mordellidae: *Diclidia* sp.
 Passalidae: *Passalus* sp.
 Ptilodactylidae: *Ptilodactyla* sp.
 Scydmaenidae
 Staphylinidae: *Biocrypta magnolia* Blatchley
Carpelimus sp.
Homaeotarsus (*Gastrolobium*) sp.
Lithocharodes ca. *fuscipennis* Sharp
Neobisnius sp.
Scopaeus sp.
Stammoderus sp.
Stilicolina condei Jarrige
 20 - Formicidae: *Pachycondyla harpax montezumia* Smith
 - Sótano del Ferrocarril
 Cr.7 - Cirolanidae: *Speocirolana pelaezi* (Bolívar)
 - Sótano del Lienzo
 In.11 - Belostomatidae: *Belostoma subspinosum* Beauvois
 - Sótano del Ojo de Agua
 Ar.6 - Agelenidae: *Tegenaria selva* Roth
 In.1 - Entomobryidae: *Pseudosinella reddelli* Christiansen
 6 - Rhabdiphoridae: *Exochodrilus* sp.
 15 - Tenebrionidae: *Eleodes sallei* Champion
 18 - Chironomidae
 - Sótano del Pájaro
 In.6 - Rhabdiphoridae: *Exochodrilus* sp.
 15 - Carabidae: *Mexisphodrus spiritus* Barr
 Tenebrionidae: *Eleodes sallei* Champion
 - Sótano del Potrero
 In.15 - Carabidae: *Mexisphodrus gertsch iahuacatlan* Barr
 - Sótano del Pozo
 Ar.6 - Theraphosidae: *Schizopelma stygia* (Gertsch)
 In.6 - Gryllidae: *Paracophus cladonotus* Hubbell
 15 - Alleculidae: *Lobopoda subcuneata* Casey
 - Sótano del Puerto de los Lobos
 Ar.6 - Agelenidae: *Tegenaria selva* Roth
 Barychelidae: *Zygopelma* sp.
 Linyphiidae: *Eperigone* sp.
 9 - Cosmetidae: *Cynorta jamesoni* Goodnight & Goodnight
 Phalangodidae: *Karos parvus* Goodnight & Goodnight
 Di.4 - Rhachodesmidae: *Strongyloidesmus* sp.
 5 - Trichopetalidae: *Mexiterpes egeo* (Causey)
 6 - Paraiulidae: *Paraiulus* sp.
 In.6 - Rhabdiphoridae: *Exochodrilus* sp.
 15 - Carabidae: *Colpodes* sp.
Mexisphodrus spiritus Barr.
 Lampyridae
 Scarabaeidae: *Diplotaxis* sp.
 Tenebrionidae: *Eleodes sallei* Champion
 - Sótano del Supermacho
 In.6 - Rhabdiphoridae: *Exochodrilus* sp.
 15 - Tenebrionidae: *Eleodes sallei* Champion
 - Sótano del Tigre
 Ar.3 - Hubbardiidae: *Stenochrus mexicanus* (Rowland)
 4 - Phrynidae: *Paraphrynus pococki* Mullinex
 6 - Argiopidae: *Chorizops* sp.
 Ctenizidae: *Cyclosomia* (*Chorizops*) *loricata* (Koch)
 Nesticidae: *Eidmannella pallida* (Emerton)
- Pholcidae: *Metagonia tinaja* Gertsch
 Mysmenidae: *Maymena chica* Gertsch
 7 - Ricinoididae: *Pseudocellus osorioi* (Bolívar)
 8 - Chernetidae: *Hesperocheernes* sp.
 9 - Phalangodidae: *Hoplobunus boneti* (Goodnight & Goodnight)
 Ac.2 - Argasidae: *Antricola mexicanus* Hoffmann
 Cr.2 - Entocytheridae: *Sphaeromicola cirolanae* Rioja
 7 - Trichoniscidae: *Brackenridgia bridgesi* (Van Name)
 Di.4 - Pyrgodesmidae: *Bolivaresmus sabinus* Chamberlin
Cryptima sp.
 Rhachodesmidae: *Pararhachistes* sp.
Strongyloidesmus conspicuus Causey
 7 - Rhinocricidae: *Rhinocricus potosianus* Chamberlin
 8 - Spirostreptidae: *Orthoporus* sp.
 In.1 - Entomobryidae: *Pseudosinella petrustrinatii* Christiansen
 6 - Gryllidae: *Paracophus apterus* Chopard
 15 - Carabidae: *Amara* (*Celia*) sp.
Ancistroglossus gracilis Chaudoir
Ardistomis sp.
Colpodes acuminatus Chevrolat
Lachnophorus (*Aretaonius*) *sculptifrons* Bates
Pentagonica ca. *picticornis* Bates
Tachys sp.
 Curculionidae: *Dioptraphorus* sp.
 Histeridae: *Troglobacanius bolivari* Vomero
 Leiodidae: *Ptomaphagus elabra* Peck
 Staphylinidae: *Stilicolina condei* Jarrige
 - Sótano del Toro
 Ar.7 - Ricinoididae: *Cryptocellus pelaezi* Coronado
 Cr.6 - Lepidomysidae: *Speleomysis quinterensis* (Villalobos)
 - Sótanos Unidos
 In.15 - Carabidae: *Mexisphodrus gertschi camposantos* Barr
 - Sumidero de Fantasmas
 Ar.6 - Nesticidae: *Eidmannella pallida* (Emerton)
 Di.4 - Rhachodesmidae: *Strongyloidesmus potosianus* (Chamberlin)
 Xystodesmidae: *Rhysodesmus* sp.
 6 - Paraiulidae: *Paraiulus* sp.
 In.6 - Rhabdiphoridae: *Exochodrilus* sp.
 15 - Carabidae: *Mexisphodrus* sp.
 Elateridae: *Aeolus* sp.
 Scarabaeidae: *Ataenius cognatus* LeConte
 Tenebrionidae: *Eleodes solieri* Champion
 20 - Formicidae: *Tapinoma* sp.
 - Sumidero de Matehuala
 Ar.6 - Pholcidae: *Physocyclus merus* Gertsch
 In.15 - Cantharidae: *Cantharis* sp.
 Carabidae: *Radien rotgeri* Bolívar & Hendrichs
Rhadine medellini Bolívar & Hendrichs
 - Sumidero de Piedra Paloma
 In.1 - Entomobryidae: *Pseudosinella violenta* (Folsom)
 Sumidero 552
 In.15 - Carabidae: *Rhadine hendrichsi* Barr
 - Ventana Jabalí
 Ar.2 - Thelyphonidae: *Mastigoproctus giganteus* Lucas
 3 - Hubbardiidae: *Stenochrus mexicanus* (Rowland)
 6 - Ctenidae: *Ctenus* sp.
 Nesticidae: *Eidmannella pallida* (Emerton)
 8 - Chernetidae:
 Cr.7 - Trichoniscidae: *Brackenridgia bridgesi* (Van Name)

In.1 - Hypogastruridae: *Acherontiella sabina* Bonet
 6 - Gryllidae: *Paracophus apterus* Chopard
 11 - Cydnidae: *Pangaeus (Pangaeus) docilis* (Walker)
 15 - Dermestidae: *Dermestes carnivorus* F.
 Histeridae: *Euspilotus* sp.
 Leiodidae: *Ptomaphagus elabra* Peck
 Staphylinidae: *Belonuchus ca. moquinus* Casey
 Tenebrionidae: *Liodega ca. kirschi* Bates
Zophobas atratus (Fabricius)
 20 - Formicidae: *Euponera* sp.
 - Especies cavernícolas citadas de San Luis Potosí sin más datos
 Ar.6 - Araneidae: *Azilia* sp.
 Linyphiidae: *Erigone tamazunchalensis* Gertsch & Davis
 Cr.8 - Hyalellidae: *Hyalella azteca* (Saussure)
 Di.4 - Peridontodesmidae: *Hexodontia*
Peridontodesmus
 In.10 - Psyllipsocidae: *Psyllipsocus ramburii* Selys
 11 - Cydnidae: *Amnestus subferrugineus* (Westwood)
Pangaeus (P.) aethiops (Fabricius)
P. (P.) piceatus Stål
 Reduviidae: *Ploiaria* sp.
 15 - Carabidae: *Platynus acuminatus* (Chevrolat)
 Leiodidae: *Dissochaetus aztecus* Szymcakowski
D. hetschkoi Reitte
 Scarabaeidae: *Onthophagus cuevensis* Howden
 Scydmaenidae: *Euconnus (Napochus)* sp.
 20 - Formicidae: *Hypoponera punctatissima* (Roger)
Labidus praedator (F. Smith)

SINALOA

- Especies cavernícolas citadas de Sinaloa sin más datos
 In.11 - Reduviidae: *Triatoma longipennis* Usinger

SONORA

- Cueva del Tigre
 Ar.6 - Pholcidae: *Physocyclus tanneri* Chamberlin
 In.15 - Carabidae: *Mexaphaenops elegans* Barr
Paratrechus (Hygroduvalius) pallescens Barr
 In.18 - Streblidae: *Trichobius sphaeronotus* Jobling
 - Cueva Higuera
 Ar.6 - Pholcidae: *Physocyclus tanneri* Chamberlin
 In.15 - Carabidae: *Mexaphaenops elegans* Barr
Paratrechus (Hygroduvalius) pallescens Barr
 - Mina La Aduana
 Cr.5 - Pseudothelphusidae: *Pseudothelphusa* sp.
 - Minas Nuevas (10 km W de Alamos)
 Ac.3 - Trombiculidae: *Crypticula merrihewi* (Loomis & Lipovsky)

TABASCO

- Cueva de las Sardinas
 Ac.1 - Uropodidae
 2 - Argasidae
 3 - Cunaxidae
 4 - Acaridae
 Guanolichidae
 5 - Haplozetidae: *Rostrozetes* sp.
 Malaconothridae: *Malaconothrus* sp.
 Cr.5 - Alpheidae
 In.1 - Entomobryidae: *Pseudosinella* sp.
 Hypogastruridae: *Schaefferia* sp.
Willemia sp.
 Isotomidae: *Cryptopygus* sp.

Neanuridae: *Americanura* sp.
 11 - Belostomatidae
 Chironomidae
 Gerridae
 - Cueva de Teapa
 Ar.4 - Phrynidae: *Paraphrynus pococki* Mullinex
 Ac.1 - Spinturnicidae: *Periglischrus vargasi* Hoffmann
 In.18 - Phyllomyzidae: *Pholeomyia dampfi* Sabrosky
 Psychodidae: *Telmatoscopus albipunctatus* (Will.)
 Streblidae: *Trichobius parasiticus* Gervais
 - Cueva del Azufre
 Ac.2 - Argasidae: *Nothoaspis reddelli* Keirans & Clifford
 6 - Nestidae: *Eidmannella pallida* (Emerton)
Gaucelmus calidus Gertsch
 Cr.5 - Trichodactylidae: *Trichodactylus (Rodriguezia) bidens* Bott
 In.11 - Belostomatidae: *Belostoma* sp.
 18 - Chironomidae: *Tendipes fulvipilus* Rempel
 - Cueva La Murcielagina (en Teapa)
 Ac.1 - Spelaeorhynchidae: *Spelaeorhynchus praecursor* Neumann
 - Cueva (por el Arroyo del Solpho)
 Ar.4 - Phrynidae: *Phrynus* sp.
 Cr.5 - Potamidae
 In.11 - Cimicidae: *Cimex hemipterus* Fabricius
 18 - Chironomidae: *Tendipes fulvipilus* Rempel
 Grutas del Coconá
 Ar.3 - Hubbardiidae: *Pacal trilobatus* (Rowland)
Stenochrus pecki (Rowland)
S. portoricencis Chamberlin
 4 - Phrynidae: *Paraphrynus chiztun* (Rowland)
Phrynus sp.
 6 - Mysmenidae: *Maymena mayana* (Chamberlin & Ivie)
 8 - Bochicidae: *Mexobisium maya* Muchmore
 Cr.5 - Palaemonidae: *Macrobrachium acherontium* Holthius
 8 - Bogidiellidae: *Bogidiella tabascensis* Villalobos
 Di.2 - Glomeridesmidae: *Glomeridesmus sbordonii* Shear
 4 - Pyrgodesmidae: *Cryptyma cocona* Shear
 In.15 - Histeridae: *Troglobacanius maya* Vomero
 Leiodidae: *Ptomaphagus (Adelops) tabascensis* Sbordoni
 Scydmaenidae: *Scydmaenus teapanus* Franz
 18 - Milichiidae: *Pholeomyia dampfi* Sabrosky
 Psychodidae: *Telmatoscopus albipunctatus* (Williston)
 19 - Ischnopsyllidae: *Myodopsylla globata* Holland
 - Resumidero del Cocon
 Ar.3 - Hubbardiidae: *Stenochrus pecki* (Rowland)
 - Especies cavernícolas citadas de Tabasco sin más datos
 Ar.6 - Pholcidae: *Modisimus ivie* Gertsch
 Uloboridae: *Philoponella vicina* (Cambridge)
 In.15 - Limnichidae
 20 - Formicidae: *Solenopsis geminata* (Fabricius)

TAMAULIPAS

- Cueva «Bee Cave» (sic!)
 Ar.6 - Araneidae: *Pseudometa* sp.
 Lycosidae: *Pirata* sp.
 Nestidae: *Eidmannella pallida* (Emerton)
 Pholcidae: *Modisimus mckenziei* Gertsch
 Salticidae: *Lyssomanes* sp.
 Theraphosidae: *Aphonopelma* sp.
 Cr.2 - Entocytheridae: *Sphaeromicola cirolana* Rioja
 6 - Lepidomysidae: *Spelaeomys quinterensis* (Villalobos)

- 7 - Cirolanidae: *Speocirolana bolivari* (Rioja)
Speocirolana pelaezi (Bolívar)
 Di.4 - Polydesmidae
 Rhachodesmidae: *Pararhachistes* sp.
 8 - Cambalidae: *Mexicambala blanda* Causey
 In.1 - Entomobryidae: *Pseudosinella reddelli* Christiansen
 Oncopoduridae: *Oncopodura prietoi* Bonet
O. susanae Christiansen & Reddell
 2 - Campodeidae
 6 - Gryllidae: *Paracophus caecus* Hubbell.
P. reddelli Hubbell.
 8 - Blaberidae: *Pycnoscelus surinamensis* (Linneo)
 15 - Carabidae: *Apenes obscura* Chaudoir
Clivina sp.
Colpodes sp.
Tachys (s. str.) sp.
 Leiodidae: *Ptomaphagus elabra* Peck
 Staphylinidae: *Biocrypta magnolia* Blatchley
Homaeotarsus sp.
Stilicolina condei Jarrige
 18 - Phyllomyzidae: *Pholeomyia* sp.
 - Cueva «Crystal Cave» (sic!)
 Ar.6 - Ctenidae: *Ctenus mitchelli* Gertsch
 Nesticidae: *Gaucelmus augustinus* Keyserling
 Pholcidae: *Modisimus mitchelli* Gertsch
 Theridiidae: *Stemmops* sp.
 8 - Chernetidae: *Semeiochernes* sp.
 Chthoniidae: *Mundochthonius mexicanus* Muchmore
 Di.4 - Rhachodesmidae: *Strongyloidesmus harrisoni* Causey
 Sphaeriodesmidae: *Sphaeriodesmus* sp.
 Pyrgodesmidae: *Gibberdesmus egenus* Causey
 5 - Cleidogonidae: *Cleidogona crystallina* Shear
 6 - Siphonophoridae: *Siphonophora* sp.
 8 - Cambalidae: *Mexicambala blanda* Causey
 In.1 - Entomobryidae: *Pseudosinella petrustrinatii* Christiansen
 Hypogastruridae: *Acherontiella sabina* Bonet
 2 - Campodeidae
 6 - Gryllidae: *Paracophus caecus* Hubbell.
 Stenopelmatidae: *Stenopelmatus* sp.
 15 - Carabidae: *Platynus (Mexisphodrus) profundus* (Barr)
 Scarabaeidae: *Aphodius* sp.
 Staphylinidae: *Belonuchus ca. moquinus* Casey
 17 - Noctuidae
 18 - Muscidae: *Phaonia* sp.
 Phoridae: *Dohrniphora* sp.
 Sciaridae: *Bradysia coprophila* (Lintner)
 - Cueva «Dry Cave» (sic!)
 In.6 - Gryllidae: *Paracophus apterus* Chopard
 Raphidophoridae: *Exochodrilus caelestis* Hubbell
 - Cueva «2000 Meter Cave» (sic!)
 Di.4 - Rhachodesmidae: *Strongyloidesmus harrisoni* Causey
 In.6 - Raphidophoridae: *Exochodrilus forcipatus* Hubbell
 15 - Tenebrionidae: *Eleodes* sp.
 - Cueva «Wet Cave» (sic!)
 Ar.6 - Agelenidae: *Cicurina (Cicurusta) iviei* Gertsch
 Ctenidae: *Ctenus* sp.
 Leptonetidae: *Leptoneta rainesi* Gertsch
 Theraphosidae: *Schizopelma* sp.
 Di.4 - Rhachodesmidae: *Strongyloidesmus harrisoni* Causey
 Sphaeriodesmidae: *Sphaeriodesmus* sp.
 5 - Cleidogonidae
 In.6 - Gryllidae: *Paracophus caecus* Hubbell.
 15 - Scarabaeidae: *Aphodius* sp.
 - Cueva Bonita
 Ar.6 - Leptonetidae: *Leptoneta bonita* Gertsch
Leptoneta rainesi Gertsch
 Pholcidae: *Modisimus reddelli* Gertsch
 - Cueva Chica de la Perra
 Ar.6 - Pholcidae: *Coryssocnemis abernathyi* Gertsch
Modisimus mitchelli Gertsch
 9 - Nemastomatidae: *Ortholasma sbordonii* Silhavy
 Di.4 - Rhachodesmidae: *Strongyloidesmus harrisoni* Causey
Unculabes causeyae Shear
 Sphaeriodesmidae: *Sphaeriodesmus nortoni* Shear
 5 - Cleidogonidae: *Cleidogona crystallina* Shear
 In.15 - Carabidae: *Mexisphodrus profundus* Barr
 Leiodidae: *Ptomaphagus troglomexicanus* Peck
 - Cueva Conrado Castillo
 In.1 - Entomobryidae: *Neorchesella mexicana* Mari Mutt
 - Cueva de California
 Ar.6 - Leptonectidae: *Leptoneta isolata* Gertsch
 Nesticidae: *Nesticus rainesi* Gertsch
 In.15 - Carabidae: *Mexaphaenops mackenzie mackenziei* Barr
 Leiodidae: *Ptomaphagus (Adelops) mckenziei* Peck
 - Cueva de Abril
 Di.8 - Cambalidae: *Mexicambala russelli* Causey
 - Cueva de Diamante
 Ar.7 - Ricinoididae: *Pseudocellus osorioi* (Bolívar)
 - Cueva de El Pachón
 Ar.3 - Hubbardiidae: *Sotanostenochrus mitchelli* (Rowland)
 6 - Ctenidae: *Ctenus mitchelli* Gertsch
 Leptonetidae: *Leptoneta rainesi* Gertsch
 Nesticidae: *Eidmannella* sp.
Eidmannella pallida (Emerton)
 Pholcidae: *Metagonia pachona* Gertsch
 Theridiidae: *Stemmops bicolor* Cambridge
 8 - Chernetidae: *Hesperochernes* sp.
 9 - Cosmetidae: *Cynorta jamesoni* Goodnight & Goodnight
 Phalangodidae: *Karos parvus* Goodnight & Goodnight
 Ac.3 - Cheyletidae: *Cheyletus malaccensis* Oudemans
 Cr.2 - Cypridae: *Chlamydotheca arcuata* (Sars)
 Entocytheridae: *Sphaeromicola cirolanae* Rioja
 7 - Cirolanidae: *Speocirolana pelaezi* (Bolívar)
 Trichoniscidae: *Brackenridgia bridgesi* (Van Name)
 Di.4 - Fuhrmannodesmidae: *Sumidero pecki* (Shear)
 Pyrgodesmidae
 Rhachodesmidae
 Trichopolydesmidae: *Speodesmus pecki* Shear
 7 - Messicobolidae: *Messicobolus* sp.
 In.1 - Entomobryidae: *Pseudosinella pseudostrinatii* Christiansen
 Hypogastruridae: *Acherontiella sabina* Bonet
 2 - Campodeidae
 3 - Nicoletiidae: *Nicoletia* sp.
 6 - Gryllidae: *Paracophus apterus* Chopard
 8 - Blaberidae: *Pycnoscelus surinamensis* (Linneo)
 Blattellidae: *Nesomylacris reddelli* Fisk & Gurney
 15 - Carabidae: *Pachyteles urrutiai* Bolívar
Tachys (s.lat.) sp.

- Histeridae: *Epiurus* sp.
 Leiodidae: *Dissochaetus aztecus* Szymczakowski
Ptomaphagus elabra Peck
 18 - Psychodidae
 Streblidae: *Trichobius caecus* Edwards
 - Cueva de El Rey Molino
 Ar.6 - Agelenidae: *Tegenaria selva* Roth
 - Cueva de Galindo
 Di.4 - Fuhrmannodesmidae: *Sumidero* sp.
 Sphaeriodesmidae: *Sphaeriodesmus sprousei* Shear
 In.1 - Entomobryidae: *Pseudosinella reddelli* Christiansen
 - Cueva de la Aprendiziza
 In.15 - Carabidae: *Mexisphodrus purgatus* Barr
 - Cueva de la Capilla
 Ar.6 - Agelenidae: *Cicurina (Cicurusta) mina* Gertsch
Tegenaria blanda Gertsch
 Clubionidae: *Phrurotimpus* sp.
 Ctenidae: *Ctenus* sp.
 Dipluridae: *Euagrus cavernicola* Gertsch
 Leptonetidae: *Leptoneta capilla* Gertsch
 Nesticidae: *Eidmannella pallida* (Emerton)
 Pholcidae: *Metagonia capilla* Gertsch
Metagonia pura Gertsch
Modisimus mitchelli Gertsch
 Mysmenidae: *Maymena grisea* Gertsch
 Uloboridae: *Uloborus* sp.
 8 - Chthoniidae: *Aphrastochthonius major* Muchmore
 9 - Nemastomatidae: *Orhtolasma sbordonii* Silhavy
 Phalangodidae: *Hoplobunus mexicanus* (Roewer)
Troglostygnopsis inops (Goodnight & Goodnight)
 Cr.7 - Trichoniscidae: *Brackenridgia bridgesi* (Van Name)
 Di.4 - Rhachodesmidae: *Strongyloidesmus harrisoni* Causey
 5 - Cleidogonidae: *Cleidogona crystallina* Shear
Cleidogona pecki Shear
 8 - Cambalidae: *Mexicambala inopis* Causey
 In.1 - Entomobryidae: *Pseudosinella reddelli* Christiansen
 6 - Gryllidae: *Paracophus caecus* Hubbell.
 Raphidophoridae: *Exochodrilus forcipatus* Hubbell
 15 - Carabidae: *Mexaphaenops intermedius* Barr
Platynus (Mexisphodrus) profundus (Barr)
 Catopidae: *Ptomaphagus (Adelops) troglomexicanus* Peck
 Dytiscidae: *Hydroporus belfragei* Sharp
 Leiodidae: *Ptomaphagus troglomexicanus* Peck
 18 - Streblidae: *Trichobius corynorhini* Cockerell
 - Cueva de la Florida
 Ar.3 - Hubbardiidae: *Sotanostenochrus mitchelli* (Rowland)
 4 - Phrynidae: *Paraphrynus baeops* Mullinex
Paraphrynus pococki Mullinex
 6 - Clubionidae: *Corinna* sp.
 Ctenidae: *Ctenus* sp.
 Pholcidae: *Modisimus boneti* Gertsch
 Uloboridae: *Uloborus variegatus* Cambridge
 7 - Ricinoididae: *Cryptocellus osorioi* Bolívar
Cryptocellus pelaezi Coronado
 8 - Chernetidae: *Semeiochernes* sp. ?
 Chthoniidae: *Aphrastochthonius parvus* Muchmore
 9 - Cosmetidae: *Cynorta jamesoni* Goodnight & Goodnight
 Ac.2 - Argasidae: *Antricola coprophilus* (McIntosh)
Antricola mexicanus Hoffmann
- Cr.2 - Entocytheridae: *Sphaeromicola cirolana* Rioja
 7 - Cirolanidae: *Speocirolana pelaezi* (Bolívar)
 Di.4 - Pyrgodesmidae
 8 - Spirostreptidae: *Orthoporus lenonus* Chamberlin
 In.1 - Entomobryidae: *Pseudosinella pseudostrinatii* Christiansen
 6 - Gryllidae: *Paracophus apterus* Chopard
 15 - Carabidae: *Masoreine* sp.
Pachyteles urrutiai Bolívar
 Curculionidae: *Dioprophorus* sp.
 Dryopidae: *Pelonomus* sp.
 Elateridae: *Ischiodontus* sp.
 Leiodidae: *Ptomaphagus elabra* Peck
 Tenebrionidae: *Eleodes rugosa* Perbosc.
Liodea sp.ca. *kirschi* Bates
 - Cueva de La Llorona
 Ar.3 - Protoschizomidae: *Agastoschizomus patei* Cokendolpher
 & Reddell
 - Cueva de la Mina
 Ar.1 - Chactidae: *Typhlochactas rhodesi* Mitchell
 6 - Agelenidae: *Cicurina (Cicurusta) mina* Gertsch
Tegenaria selva Roth
 Barychelidae: *Zygopelma* sp.
 Ctenidae: *Ctenus mitchelli* Gertsch
 Dipluridae: *Euagrus cavernicola* Gertsch
 Erigonidae
 Leptonetidae: *Leptoneta capilla* Gertsch
 Nesticidae: *Eidmannella pallida* (Emerton)
 Pholcidae: *Modisimus mitchelli* Gertsch
 Theraphosidae: *Schizopelma* sp.
 8 - Chernetidae: *Hesperochernes* sp.
 Chthoniidae: *Tyrannochthonius troglobius* Muchmore
 9 - Cosmetidae: *Cynorta jamesoni* Goodnight & Goodnight
 Nemastomatidae: *Orhtolasma sbordonii* Silhavy
 Phalangodidae: *Troglostygnopsis inops* (Goodnight & Goodnight)
 Ac.1 - Heterozercidae: *Heterozercus* sp.?
 4 - Rosensteiniidae: *Nycteriglyphus* sp.
 Cr.7 - Cirolanidae: *Speocirolana pelaezi* (Bolívar)
 Microcerberidae: *Mexicerberus troglodytes* Schultz
 Trichoniscidae: *Brackenridgia bridgesi* (Van Name)
 Di.3 - Glomeridae: *Glomeroides promiscus* Causey
 4 - Rhachodesmidae: *Strongyloidesmus harrisoni* Causey
Unculabes causeyae Shear
 Sphaeriodesmidae: *Sphaeriodesmus* sp.
 Pyrgodesmidae: *Gibberdesmus egenus* Causey
 5 - Cleidogonidae: *Cleidogona pecki* Shear
 6 - Polyzoniidae: *Siphonotus* sp.
 Siphonophoridae: *Siphonophora* sp.
 8 - Cambalidae: *Mexicambala inopis* Causey
 Sy.1 - Scutigereidae: *Scutigereella acicularia* Scheller
 In.1 - Entomobryidae: *Pseudosinella reddelli* Christiansen
 2 - Campodeidae
 6 - Gryllidae: *Paracophus caecus* Hubbell.
 Raphidophoridae: *Exochodrilus forcipatus* Hubbell
 12 - Cixiida
 Kinnaridae: *Oecleidius* sp.
 15 - Carabidae: *Mexaphaenops intermedius* Barr
Platynus (Mexisphodrus) profundus (Barr)
 Leiodidae: *Dissochaetus aztecus* Szymczakowski
Ptomaphagus troglomexicanus Peck

Oedemeridae

Staphylinidae: *Philonthus* sp.*Stenopholea reddelli* HermanTenebrionidae: *Alphitobius laevigatus* (Fabricius)*Cryptoglossa mexicana mexicana* Champion*Eleodes rugosa* Perbosc*Liodema* sp. ca. *kirschi* (Bates)17 - Tineidae: *Amydria* sp.18 - Tipulidae: *Teucholabis* sp.

20 - Scelionidae

- Cueva de La Paloma

Ac.6 - Pholcidae: *Modisimus mckenziei* GertschDi.8 - Cambalidae: *Mexicambala blanda* CauseyIn.1 - Entomobryidae: *Pseudosinella petrustrinatii* Christiansen15 - Leiodidae: *Ptomaphagus (Adelops) elabra* Peck

18 - Muscidae

- Cueva de la Virgen de Guadalupe

Ar.3 - Hubbardiidae: *Stenochrus lukensi* (Rowland)*Stenochrus reddelli* (Rowland)6 - Nesticidae: *Eidmannella pallida* (Emerton)Pholcidae: *Anopsicus mitchelli* (Gertsch)8 - Chthoniidae: *Tyrannochthonius vampirorum* MuchmoreDi.3 - Glomeridae: *Glomeroides patei* ShearIn.6 - Gryllidae: *Paracophus sanctorum* Hubbell

- Cueva de Las Bandanas

Di.5 - Cleidogonidae: *Cleidogona yerbabuena* Shear

- Cueva de las Dos Boquillas

In.1 - Entomobryidae: *Pseudosinella reddelli* Christiansen

- Cueva de las Papitas

Ar.6 - Nesticidae: *Nesticus rainesi* GertschDi.3 - Glomeridae: *Glomeroides patei* ShearIn.1 - Oncopoduridae: *Oncopodura susanae* Christiansen & Reddell15 - Carabidae: *Mexaphaenops mackenziei* Barr

Cueva de las Peñitas

Di.8 - Cambalidae: *Mexicambala inopis* Causey

- Cueva de Las Perlas

Ar.1 - Vaejovidae: *Vaejovis* sp. ca. *granulatus* Pocock6 - Leptonectidae: *Archoleptoneta arganoi* (Brignoli)*Leptoneta rainesi* Gertsch

Linyphiidae: (Linyphiinae)

Di.4 - Rhachodesmidae: *Strongyloidesmus harrisoni* CauseyIn.15 - Carabidae: *Mexaphaenops intermedius* BarrLeiodidae: *Ptomaphagus troglomexicanus* Peck18 - Drosophilidae: *Drosophila* sp.Mycetophilidae: *Mycetophila* sp.

- Cueva de los Allarines

Ar.6 - Nesticidae: *Nesticus rainesi* GertschDi.4 - Sphaeriodesmidae: *Sphaeriodesmus sprousei* ShearIn.1 - Entomobryidae: *Pseudosinella reddelli* Christiansen15 - Carabidae: *Mexaphaenops mackenziei gracilis* Barr*Mexisphodrus purgatus* Barr

- Cueva de los Arcitos

Ar.6 - Nesticidae: *Nesticus rainesi* GertschIn.15 - Carabidae: *Mexisphodrus purgatus* Barr

- Cueva de Los Cuarteles

Ar.1 - Buthidae: *Centruroides gracilis* (Latreille)3 - Hubbardiidae: *Schizomus* sp.6 - Nesticidae: *Gaucelmus augustinus* KeyserlingPholcidae: *Anopsicus bolivari* (Gertsch)Ac.1 - Spinturnicidae: *Spinturnix americanus* (Banks)2 - Argasidae: *Antricola coprophilus* (McIntosh)Di.3 - Glomeridae: *Glomeroides patei* ShearSy.1 - Scutigerellidae: *Scutigerella mexicana* HirschbergerIn.1 - Entomobryidae: *Pseudosinella violenta* (Folsom)Hypogastruridae: *Acherontiella sabina* Bonet18 - Streblidae: *Nycterophilia coxata* Ferris*Speiseria ambigua* Kessel*Trichobius caecus* Edwards

- Cueva de Los Leones

Di. 8 - Cambalidae: *Mexicambala inopis* Causey

- Cueva de los Pájaros

Ar.6 - Filistatidae: *Filistata hibernalis* (Hentz)Theraphosidae: *Schizopelma* sp.Uloboridae: *Uloborus variegatus* CambridgeIn. 6 - Gryllidae: *Paracophus apterus* Chopard15 - Tenebrionidae: *Eleodes rugosa* Perbosc.18 - Streblidae: *Trichobius* sp. ca. *sparsus* KesselTherevidae: *Henicomysia hubbardi* Coquillett20 - Apidae: *Partamona cupira orizabensis* (Str.)

- Cueva de los Vampiros

Ar.3 - Hubbardiidae: *Stenochrus reddelli* (Rowland)4 - Phrynidae: *Paraphrynus pococki* Mullinex6 - Ctenidae: *Ctenus* sp.Leptonetidae: *Leptoneta rainesi* GertschMysmenidae: *Maymena chica* GertschOchyroceratidae: *Theotima pura* GertschPholcidae: *Metagonia* sp.8 - Chernetidae: *Hesperochernes* sp.Chthoniidae: *Tyrannochthonius vampirorum* Muchmore*Ideoblothrus vampirorum* MuchmoreSyrinidae: *Pachychitra similis* MuchmoreAc.2 - Argasidae: *Ornithodoros yumatensis* Cooley & KohlsIn.6 - Gryllidae: *Paracophus apterus* Chopard*Paracophus caecus* Hubbell.10 - Psyllipsocidae: *Psyllipsocia ramburi* Selys15 - Carabidae: *Pachyteles urrutiai* BolívarElateridae: *Cardiophorus* sp.Histeridae: *Troglobacanius reddelli* VomeroLeiodidae: *Ptomaphagus elabra* Peck

- Cueva de Revilla o de Rancho Revilla

Di.8 - Cambalidae: *Mexicambala russelli* CauseyIn.15 - Carabidae: *Mexaphaenops intermedius* Barr*Mexisphodrus purgatus* Barr

- Cueva de San Rafael de los Castro

Ar.1 - Vaejovidae: *Vaejovis* sp.3 - Hubbardiidae: *Schizomus* sp.4 - Phrynidae: *Paraphrynus pococki* Mullinex6 - Clubionidae: *Corinna* sp.Ctenidae: *Ctenus* sp.Loxoscelidae: *Loxosceles valdosa* GertschTetragnathidae: *Pseudometa* sp.8 - Chernetidae: *Semeiochernes* sp.Chthoniidae: *Tyrannochthonius intermedius* MuchmoreIn.1 - Entomobryidae: *Pseudosinella pseudostrinatii* ChristiansenHypogastruridae: *Acherontiella sabina* Bonet6 - Gryllidae: *Paracophus apterus* Chopard8 - Blaberidae: *Blaberus giganteus* (Linneo)Blattellidae: *Ischnoptera* sp.

- 11 - Cydnidae: *Pangaeus (Pangaeus)* sp.
 - Cueva de Tres Manantiales (= Cueva del Ojo de Agua de Manantiales)
 Ar.3 - Hubbardiidae: *Stenochrus reddelli* (Rowland)
 4 - Phrynidae: *Paraphrynus pococki* Mullinex
 6 - Nesticidae: *Nesticus pallidus* Emerton
 Pholcidae: *Metagonia lepida* Gertsch
 Salticidae: *Lyssomanes* sp.
 8 - Chthoniidae: *Tyrannochthonius troglobius* Muchmore
Tyrannochthonius vampirorum Muchmore
 9 - Phalangodidae: *Troglostygnopsis inops* (Goodnight & Goodnight)
 Cr.7 - Cirolanidae: *Speocirolana pelaezi* (Bolívar)
Speocirolana pubens Bowman
 Di.3 - Glomeridae: *Glomeroides promiscus* Causey
 4 - Rhachodesmidae: *Strongyloidesmus harrisoni* Causey
Tylogoneus minus Causey
 Xystodesmidae: *Cruzodesmus* sp.
 5 - Cleidogonidae: *Cleidogona* sp.
 8 - Cambalidae: *Mexicambala blanda* Causey
Mexicambala inopis Causey
 Sy.1 - Scutigereidae: *Scutigera aduncus* Scheller
 In.1 - Entomobryidae: *Pseudosinella reddelli* Christiansen
 6 - Gryllidae: *Paracophus apterus* Chopard
Paracophus caecus Hubbell
Paracophus placonotus Hubbell
 15 - Carabidae: *Tachys* sp.
 - Cueva del Abra
 Ar.6 - Clubionidae: *Strotarchus* sp.
 Leptonetidae: *Leptoneta rainesi* Gertsch
 Loxoscelidae: *Loxosceles valdosa* Gertsch
 Salticidae: *Corythalia* sp.
 Ac.1 - Spinturnicidae: *Periglischrus iheringi* Oudemans
 In.1 - Hypogastruridae: *Acherontiella sabina* Bonet
 6 - Gryllidae: *Paracophus apterus* Chopard
 15 - Carabidae: *Pachyteles urrutiai* Bolívar
 Hydrobiidae:
 Staphylinidae: *Belonuchus* sp.ca. *moquinus* Casey
 Tenebrionidae: *Eleodes* sp.
Liodema sp. ca *kirschi* Bates
 - Cueva del Agua
 Ar.3 - Hubbardiidae: *Syenchrus lukensi* (Rowland)
 Cr.2 - Entocytheridae: *Sphaeromicola cirolanae* Rioja
 7 - Cirolanidae: *Speocirolana pelaezi* (Bolívar)
 In.1 - Entomobryidae: *Pseudosinella violenta* (Folsom)
 - Cueva del Arado
 Ar.6 - Nesticidae: *Nesticus rainesi* Gertsch
 In.1 - Oncopoduridae: *Oncopodura susanae* Christiansen & Reddell
 - Cueva del Borrego
 Ar.3 - Protoschizomidae: *Protoschizomus treaceyae* Cokendolpher & Reddell
 6 - Nesticidae: *Nesticus rainesi* Gertsch
 Di.8 - Cambalidae: *Mexicambala russelli* Causey
 In.1 - Entomobryidae: *Pseudosinella reddelli* Christiansen
Pseudosinella violenta (Folsom)
 15 - Carabidae: *Mexisphodrus purgatus* Barr
 - Cueva del Brinco
 Ar.1 - Euscorpiidae: *Troglocormus willis* Francke
 6 - Nesticidae: *Nesticus rainesi* Gertsch
 8 - Ideoroncidae: *Typhloroncus attenuatus* Muchmore
 Ch.2 - Cryptopidae: *Newportia* sp.
 Di.3 - Glomeridae: *Glomeroides patei* Shear
 5 - Trichopetalidae: *Mexiterpes calenturas* Shear
 In.1 - Entomobryidae: *Lepidocyrtus finus* Christiansen & Bellinger
Neorchesella boneti Mari Mutt
 Oncopoduridae: *Oncopodura susanae* Christiansen & Reddell
 4 - Leptophlebiidae: *Thraulodes litotes* Allen
 15 - Carabidae: *Mexaphaenops mackenziei gracilis* Barr
Mexaphaenops sulcifrons Barr
Mexisphodrus purgatus Barr
 Leioididae: *Ptomaphagus (Adelops) mckenziei* Peck
 16 - Philopotamidae: *Wormaldia* sp.
 Polycentropidae: *Polycentropus* sp.
 - Cueva del Camino
 In.1 - Entomobryidae: *Pseudosinella reddelli* Christiansen
 15 - Carabidae: *Mexaphaenops mackenziei mackenziei* Barr
 - Cueva del Coral
 In.15 - Carabidae: *Mexaphaenops jamesoni* Barr
 Cueva del Diamante
 Ar.7 - Ricinoididae: *Pseudocellus osorioi* (Bolívar)
 Cueva del Encino
 In.1 - Entomobryidae: *Pseudosinella reddelli* Christiansen
 Cueva del Esqueleto
 Di.5 - Cleidogonidae: *Cleidogona yerbabuena* Shear
 - Cueva del Infiernillo
 Ar.6 - Agelenidae: *Tegenaria* sp.
 Nesticidae: *Gaucelmus augustinus* Keyserling
 Pholcidae: *Modisimus mitchelli* Gertsch
 Cr.7 - Stenasellidae: *Mexistenasellus colei* Bowman
 Di.4 - Rhachodesmidae: *Strongyloidesmus harrisoni* Causey
 In.1 - Entomobryidae: *Pseudosinella reddelli* Christiansen
 Oncopoduridae: *Oncopodura dura* Christiansen & Reddell
 Hypogastruridae: *Acherontiella sabina* Bonet
 6 - Gryllidae: *Paracophus caecus* Hubbell.
 15 - Carabidae: *Mexaphaenops mackenziei gracilis* Barr
 - Cueva del Moro
 Di.8 - Cambalidae: *Mexicambala russelli* Causey
 In.15 - Carabidae: *Mexisphodrus purgatus* Barr
 - Cueva del Nacimiento del Río Frío
 Ar.2 - Thelyphonidae: *Mastigoproctus giganteus* Lucas
 3 - Hubbardiidae: *Syenchrus mexicanus* (Rowland)
 6 - Clubionidae: *Syrisca affinis* (Banks)
 Ctenidae: *Ctenus* sp.
 Nesticidae: *Gaucelmus augustinus* Keyserling
 Pholcidae: *Coryssoenemis clarus* Gertsch
Metagonia secreta Gertsch
 Di.3 - Glomeridae: *Glomeroides* sp.
 4 - Pyrgodesmidae: *Myrmecodesmus gelidus* (Causey)
 8 - Cambalidae: *Mexicambala blanda* Causey.
 In.6 - Gryllidae: *Paracophus apterus* Chopard
Paracophus caecus Hubbell.
Paracophus reddelli Hubbell.
 11 - Pyrrhocoridae: *Dysdercus* sp.
 15 - Leioididae: *Ptomaphagus elabra* Peck
 Lycidae
 - Cueva del Ojo de Agua
 Ar.3 - Hubbardiidae: *Stenochrus reddelli* (Rowland)
 Di.8 - Cambalidae: *Mexicambala inopis* Causey
 In.1 - Entomobryidae: *Pseudosinella pseudostrinatii* Christiansen

- 15 - Carabidae: *Mexaphaenops mackenziei dulcinominis* Barr
- Cueva del Oyamel
- Ar.1 - Vaejovidae: *Vaejovis rossmani* Sissom
- Ar.8 - Bochicidae: *Paravachonium delanoi* Muchmore
- Chthoniidae: *Aphrastochthonius patei* Muchmore
- Cueva del Remolino
- Ar.6 - Agelenidae: *Tegenaria* sp.
- 9 - Phalangodidae: *Hoplobunus boneti* Goodnight & Goodnight
- Di.4 - Rhachodesmidae: *Strongyloidesmus harrisoni* Causey
- Trichopolydesmidae: *Speodesmus* sp.
- Xystodesmidae: *Rhysodesmus* sp.
- 5 - Cleidogonidae: *Cleidogona* sp.
- 7 - Atopetholidae
- 8 - Cambalidae: *Mexicambala blanda* Causey
- In.1 - Entomobryidae: *Pseudosinella reddelli* Christiansen
- Cueva del Tecolote
- Ar.3 - Protoschizomidae: *Agastochizomus patei* Cokendolpher & Reddell
- 6 - Nesticidae: *Nesticus rainesi* Gertsch
- Cr.7 - Cirolanidae: *Speocirolana endeca* Bowman
- Di.5 - Cleidogonidae: *Cleidogona yerbabuena* Shear
- In.15 - Carabidae: *Mexaphaenops mackenziei gracilis* Barr
Mexisphodrus purgatus Barr
- Cueva del Vandalismo
- Ar.1 - Chactidae: *Typhlochactas cavicola* Francke
- Di.5 - Trichopetalidae: *Mexiterpes calenturas* Shear
- In.15 - Carabidae: *Mexaphaenops mackenzie mackenziei* Barr
- Cueva del Viento Bajo
- Ar.6 - Nesticidae: *Eidmannella pallida* (Emerton)
- In.1 - Entomobryidae: *Pseudosinella reddelli* Christiansen
Pseudosinella violenta (Folsom)
- Paronellidae: *Salina* sp.
- Cueva Grande del Arroyo Seco.
- Ar.6 - Pholcidae: *Metagonia tinaja* Gertsch
- 8 - Chernetidae: *Semeiochernes* sp.
- In. 6 - Gryllidae: *Paracophus apterus* Chopard
- 8 - Blattidae: *Periplaneta* sp.
- Cueva «Salamander Cave» (sic!)
- In.19 - Dolichopodidae: *Chrysotus* sp.
Cueva X
- Ar.3 - Protoschizomidae: *Protoschizomus purificación* Cok. & Reddell
- 6 - Nesticidae: *Nesticus rainesi* Gertsch
- Di.7 - Typhlobolellidae: *Ergene setosus* Chamberlin
- 8 - Cambalidae: *Mexicambala russelli* Causey
- In.1 - Entomobryidae: *Dicranorchesella fina* Mari Mutt
Pseudosinella reddelli Christiansen
- Isotomidae: *Folsomia candida* Willem
- Oncopoduridae: *Oncopodura susanae* Christiansen & Reddell
- 15 - Carabidae: *Mexaphaenops sulcifrons* Barr
Mexisphodrus purgatus Barr
Cueva (por debajo de la Carretera)
- In.15 - Carabidae: *Rhadine reddelli* Barr
Rhadine rotgeri Bolívar & Hendrichs
- Staphylinidae: *Stilicolina condei* Jarrige
- Cuevas en el Rancho del Cielo (1-7)
- Ar.6 - Agelenidae: *Tegenaria selva* Roth
- Pholcidae: *Modisimus mitchelli* Gertsch
- 8 - Syarinidae: *Ideoblothrus mexicanus* (Muchmore)
- Cr.7 - Spaeroniscidae: *Spherarmadillo cavernicola* Mulaik
- Di.3 - Glomeridae: *Glomeroides promiscus* Causey
- 4 - Rhachodesmidae: *Pararhachistes* sp.
Strongyloidesmus conspicuus Causey
Strongyloidesmus harrisoni Causey
- Sphaeriodesmidae: *Sphaeriodesmus* sp.
- 5 - Cleidogonidae: *Cleidogona crystallina* Shear
- In.2 - Campodeidae
- 6 - Gryllidae: *Paracophus apterus* Chopard
Paracophus caecus Hubbell
- Rhaphidophoridae: *Exochodrilus caelestis* Hubbell
- 15 - Anthicidae: *Anthicus* sp.
- Carabidae: *Platynus (Mexisphodrus) profundus* (Barr)
- Scarabaeidae: *Aphodius* sp.
- Staphylinidae: *Philonthus* sp.
Stilicolina condei Jarrige
- 17 - Tineidae: *Episcardia* sp.
- 18 - Dolichopodidae: *Chrysotus* sp.
- Muscidae: *Fannia canicularis* (Linneo)
Phaonia sp.
- Phoridae
- Spaeroceridae: *Leptocera* sp.
- Cueva de la Escuela
- In.6 - Gryllidae: *Amphiacusta* sp.
- Cueva del Cerro Partido
- Di.4 - Fuhrmannodesmidae: *Sumidero pecki* (Shear)
- 8 - Cambalidae: *Mexicambala inopis* Causey
- Grutas de El Puente
- Ar.4 - Phrynidae: *Paraphrynus baeops* Mullinex
- Ar.9 - Cosmetidae: *Cynorta jamesoni* Goodnight & Goodnight
- Di.8 - Cambalidae: *Mexicambala blanda* Causey
- In. 6 - Gryllidae: *Paracophus apterus* Chopard
- 15 - Histeridae: *Troglobacanius reddelli* Vomero
- Leiodontidae: *Ptomaphagus elabra* Peck
- Grutas de Quintero
- Ar.3 - Hubbardiidae: *Sotanostenochrus mitchelli* (Rowland)
- 4 - Phynidae: *Paraphrynus baeops* Mullinex
Paraphrynus pococki Mullinex
- 6 - Barychelidae: *Zygopelma* sp.
- Ctenidae: *Ctenus mitchelli* Gertsch
- Loxoscelidae: *Loxosceles valdosa* Gertsch
- Scytodidae: *Scytodes* sp.
- 7 - Ricinoididae: *Cryptocellus osorioi* Bolívar
- 8 - Chernetidae: *Hesperochernes* sp.
Semeiochernes sp.
- Vachoniidae: *Paravachonium bolivari* Beier
- 9 - Phalangodidae: *Karos parvus* Goodnight & Goodnight
- Ac.3 - Trombiculidae: *Hoffmanniella beltrani* (Hoffmann)
Microtrombicula boneti Hoffmann
- Cr.2 - Entocytheridae: *Sphaeromicola cirolanae* Rioja
- 6 - Lepidopsidae: *Spelaeomysis quinterensis* (Villalobos)
- 7 - Cirolanidae: *Speocirolana bolivari* (Rioja)
Speocirolana pelaezi (Bolívar)
- Trichoniscidae: *Brackenridgia bridgesi* (Van Name)
- Di.4 - Pyrgodesmidae
- In.3 - Nicoletiidae: *Texoreddellia texensis* (Ulrich)?
- 6 - Gryllidae: *Paracophus apterus* Chopard
- 11 - Cydnidae: *Pangaeus (Pangaeus) docilis* (Walker)
- 15 - Alleculidae: *Lystronychus* sp.
- Carabidae: *Pachyteles urrutiai* Bolívar

- Leiodidae: *Ptomaphagus elabra* Peck
Pselaphidae
Tenebrionidae: *Eleodes rugosa* Permosc.
Liodema sp. ca. *kirschi* Bates
- «Harrison Sinkhole» (sic!)
Ar.6 - Agelenidae: *Cicurina* (*Cicurusta*) *iviei* Gertsch
Dipluridae: *Euagrus cavernicola* Gertsch
Pholcidae: *Modisimus mitchelli* Gertsch
Theraphosidae: *Schizopelma* sp.
Di.4 - Rhachodesmidae: *Strongyloidesmus harrisoni* Causey
Sphaeriodesmidae: *Sphaeriodesmus* sp.
5 - Cleidogonidae: *Cleidogona* sp.
6 - Paraiulidae: *Paraiulus* sp.
8 - Cambalidae: *Mexicambala blanda* Causey
In.6 - Gryllidae: *Paracophus caecus* Hubbell.
11 - Enicocephalidae: *Systelloderes* sp.
Tingidae: *Ceratocombus* sp.
15 - Carabidae: *Platynus* (*Mexisphodrus*) *profundus* (Barr)
Leiodidae: *Aglyptinus* sp.
Scaphidiidae: *Scaphisoma* sp.
Staphylinidae: *Anotylus* sp.
Stilicolina condei Jarrige
Sciaridae: *Bradysia* sp.
- Hoya de Nubas
Cr.8 - Hyalellidae: *Hyaella azteca* (Saussure)
- Pozo de Juan Fuentes Pérez o Grieta de las Flores
In.15 - Carabidae: *Mexisphodrus purgatus* Barr
- Pozo de los Rudistas
Di.5 - Cleidogonidae: *Cleidogona yerbabuena* Shear
- Pozo de Tinajas Prietas
Ar.6 - Nesticidae: *Nesticus rainesi* Gertsch
- Pozo del Arrecife
Di.5 - Cleidogonidae: *Cleidogona coatlicue* Shear
- Pozo del Lagartijo
Ar.6 - Nesticidae: *Nesticus rainesi* Gertsch
Di.5 - Cleidogonidae: *Cleidogona yerbabuena* Shear
In.15 - Carabidae: *Mexaphaenops mackenziei* mackenziei Barr
- Pozo del Lodo Estratificado
Ar.6 - Nesticidae: *Nesticus rainesi* Gertsch
- Pozo del Peso
Di.5 - Cleidogonidae: *Cleidogona yerbabuena* Shear
In.1 - Entomobryidae: *Pseudosinella reddelli* Christiansen
- Pozo del Soyate
In.1 - Entomobryidae: *Pseudosinella reddelli* Christiansen
Pseudosinella vera Christiansen
- Resumidero de los Mangos
Ar.4 - Phrynidae: *Paraphrynus raptator* (Pocock)
Di.4 - Rhachodesmidae: *Strongyloidesmus harrisoni* Causey
In.15 - Carabidae: *Agonum* sp.
Tachys sp.
Staphylinidae: *Homaeotarsus* sp.
- Sótano de El Molino
Ar.4 - Phrynidae: *Paraphrynus raptator* (Pocock)
6 - Pholcidae: *Metagonia* sp.
Cr.2 - Entocytheridae: *Sphaeromicola cirolana* Rioja
7 - Cirolanidae: *Speocirolana pelaezi* (Bolívar)
Di.4 - Rhachodesmidae: *Strongyloidesmus harrisoni* Causey
8 - Cambalidae: *Mexicambala blanda* Causey
In.5 - Libellulidae: *Dythemis* sp. prob. *multipunctata* Kirby
6 - Gryllidae: *Paracophus caecus* Hubbell.
Stenopelmatidae: *Glaphyrosoma* sp.
11 - Belostomatidae: *Abedus signoreti* Mayr
15 - Helodidae: *Scirtes* sp.
Staphylinidae: *Homaeotarsus* (*Gastrolobium*) sp. ca. *luridum* Sharp
20 - Formicidae: *Neoponera villosa* (Fabr.)
Pachycondyla harpax montezumia F. Smith
- Sótano de El Porvenir
Ar.6 - Pholcidae: *Modisimus mitchelli* Gertsch
In.15 - Staphylinidae: (Aleocharinae)
19 - Sphaeroceridae: *Archiborborus mexicanus* Steyskal
Leptocera sp.
- Sótano de El Refugio
Ar.6 - Araneidae: *Chorizops* sp.
Ctenidae: *Ctenus* sp.
Pholcidae: *Modisimus mitchelli* Gertsch
Di.4 - Peridontodesmidae: *Hexodontia* sp.
Polydesmidae
Rhachodesmidae: *Strongyloidesmus conspicuus* Causey
- Sótano de El Venadito
Ar.4 - Phrynidae: *Paraphrynus pococki* Mullinex.
6 - Pholcidae: *Metagonia tinaja* Gertsch
7 - Ricinoididae: *Pseudocellus osorioi* (Bolívar)
9 - Phalangodidae: *Hoplobunus boneti* (Goodnight & Goodnight)
Cr.2 - Entocytheridae: *Sphaeromicola cirolanae* Rioja
7 - Cirolanidae: *Speocirolana pelaezi* (Bolívar)
Di.4 - Rhachodesmidae: *Strongyloidesmus conspicuus* Causey
In.3 - Nicoletiidae
6 - Gryllidae: *Paracophus apterus* Chopard
15 - Carabidae: *Colpodes* sp.
Tachys (s.str.) sp.
Staphylinidae: *Biocrypta* sp.
Tachyperus sp.
18 - Sciaridae: *Bradysia* sp.
- Sótano de Gomez Farías
Ar.4 - Phrynidae: *Paraphrynus pococki* Mullinex
6 - Ctenidae: *Ctenus* sp.
Lycosidae: *Lycosa* sp.
8 - Bochicidae: *Paravachonium superbum* Muchmore
Di.3 - Glomeridae: *Glomeroides promiscus* Causey
4 - Pyrgodesmidae: *Gibberdesmus gelidus* Causey
Rhachodesmidae: *Strongyloidesmus harrisoni* Causey
Sphaeriodesmidae: *Sphaeriodesmus* sp.
8 - Cambalidae: *Mexicambala blanda* Causey
In.3 - Machilidae
6 - Gryllidae: *Paracophus apterus* Chopard
Paracophus caecus Hubbell.
11 - Lygaeidae: «*Lethaeus*» sp.
15 - Histeridae: *Troglobacanius sbordonii* Vomero
Leiodidae: *Ptomaphagus elabra* Peck
Staphylinidae: (Aleocharinae)
20 - Formicidae: *Euponera stigma* (Fabr.)
- Sótano de Jesús
In.1 - Entomobryidae: *Pseudosinella reddelli* Christiansen
15 - Carabidae: *Mexaphaenops jamesoni* Barr
Mexaphaenops mackenziei Barr
Mexisphodrus purgatus Barr
- Sótano de La Cuchilla
In.15 - Carabidae: *Mexisphodrus purgatus* Barr

- Sótano de la Joya de Salas
Ar.6 - Linyphiidae: *Oedothorax* sp.
Pholcidae: *Metagonia joya* Gertsch
Modisimus mitchelli Gertsch
9 - Phalangodidae: *Troglostygnopsis inops* (Goodnight & Goodnight)
Di.4 - Rhachodesmidae: *Strongyloidesmus harrisoni* Causey
5 - Cleidogonidae: *Cleidogona* sp.
8 - Cambalidae: *Mexicambala inopis* Causey
In.2 - Campodeidae
6 - Gryllidae: *Gryllus* sp.
Paracophus caecus Hubbell.
8 - Blattellidae: *Pseudomops septentrionalis* Heb.
11 - Veliidae: *Rhagovelia* sp.
15 - Alleculidae: *Hymenorus* sp.
Cantharidae:
Carabidae: *Antroforceps bolivari* Barr
Bembidion sp. ca. *lacunarium* Zimm
Brachinus sp.
Bradycellus sp.
Clivina sp.
Mexaphaenops intermedius Barr
Platynus (*Mexisphodrus*) *profundus* (Barr)
Pterostichus (*Poecilus*) sp. ca. *mexicanus* Chaudoir
Stenomorphus sp.
Meloidae: *Epicauta* sp.
Ptilodactylidae: *Ptilodactyla* sp.
Scarabaeidae: *Atanius cognatus* Lec.
Onthophagus sp.
Silphidae: *Silpha cayennensis* Sturm.
Staphylinidae
18 - Chironomidae
Sciomyzidae: *Pherbellia humilis* (Loew)
20 - Formicidae: *Pachycondyla harpax montezumia* F. Smith
- Sótano de La Rama
In.1 - Entomobryidae: *Pseudosinella reddelli* Christiansen
- Sótano de la Torre
Di.5 - Cleidogonidae: *Cleidogona pochteca* Shear
- Sótano de las Calenturas
Ar.6 - Nesticidae: *Eidmannella pallida* (Emerton)
Nesticus rainesi Gertsch
Cr.7 - Cirolanidae: *Speocirolana endeca* Bowman
Di.3 - Glomeridae: *Glomeroides patei* Shear
4 - Sphaeriodesmidae: *Sphaeriodesmus sprousei* Shear
5 - Cleidogonidae: *Cleidogona totonaca* Shear
Cleidogona yerbabuena Shear
Trichopetalidae: *Mexiterpes calenturas* Shear
In.1 - Entomobryida: *Neorchesella mexicana* Mari
Orchesella sp. ca. *quinaria* Mai Mutt
Pseudosinella reddelli Christiansen
Isotomidae: *Folsomia candida* Willem
Oncopoduridae: *Oncopodura susanae* Christiansen & Reddell
Onychiuridae: *Onychiurus* sp.
15 - Carabidae: *Mexaphaenops febriculosus* Barr
Mexisphodrus purgatus Barr
- Sótano de las Guacamayas
Ar.6 - Ctenizidae: *Cyclosomia* (*Chorizops*) *loricata* (Koch)
- Sótano de las Piñas
Ar.6 - Nesticidae: *Eidmannella pallida* (Emerton)
In. 6 - Gryllidae: *Paracophus* sp.
15 - Staphylinidae: *Stilicolina condei* Jarrige
- Sótano de los Pinos
Ar.6 - Araneidae: *Azilia vagepicta* Simon
Nesticidae: *Nesticus pallidus* Emerton
Di.5 - Cleidogonidae: *Cleidogona* sp.
In.6 - Gryllidae: *Paracophus caecus* Hubbell.
11 - Lygaeidae
15 - Staphylinidae: *Stilicolina condei* Jarrige
Tenebrionidae: *Zopherus* sp. ca. *nodulosus* Solier
- Sótano de San Marcos
Ar.3 - Protoschizomidae: *Agastoschizomus patei* Cokendolpher & Reddell
- Sótano de Santa Elena
Ar.4 - Phrynidae: *Paraphrynus baeops* Mullinex
Ar.6 - Ctenidae: *Ctenus* sp.
Pholcidae: *Metagonia tinaja* Gertsch
Ac.3 - Trombiculidae: *Microtrombicula boneti* (Hoffmann)
Di.4 - Pyrgodesmidae
8 - Spirostreptidae: *Orthoporus* sp.
In.2 - Campodeidae
3 - Nicoletiidae
6 - Gryllidae: *Paracophus apterus* Chopard
15 - Histeridae: *Euspilotus* sp.
Leiiodidae: *Ptomaphagus elabra* Peck
- Sótano de Tres Cerritos
Di.4 - Rhachodesmidae: *Strongyloidesmus harrisoni* Causey
8 - Cambalidae: *Mexicambala blanda* Causey
- Sótano de Vásquez
Ar.4 - Phrynidae: *Paraphrynus baeops* Mullinex
6 - Linyphiidae: *Eperigone tlaxcalana* Gertsch & Davis
Loxoscelidae: *Loxosceles valdosa* Gertsch
Nesticidae: *Nesticus pallidus* Emerton
9 - Cosmetidae: *Cynorta jamesoni* Goodnight & Goodnight
Phalangodidae: *Troglostygnopsis inops* (Goodnight & Goodnight)
Cr.7 - Cirolanidae: *Speocirolana pelaezi* (Bolívar)
Di.4 - Rhachodesmidae: *Strongyloidesmus harrisoni* Causey
8 - Cambalidae: *Mexicambala blanda* Causey
Mexicambala inopis Causey
In.15 - Carabidae: *Tachys* sp.
Euglenidae: *Ariotus* sp.
- Sótano del Caballo Moro
Ar.6 - Araneidae: *Azilia vagepicta* Simon
Leucauge venusta (Walckenaer)
Theridiidae: *Anelosimus studiosus* (Hentz)
In.6 - Gryllidae: *Nemobius* sp.
15 - Staphylinidae: *Homaeotarsus* sp.
18 - Chironomidae
Psychodidae
Sciaridae: *Bradysia* sp.
Bradysia coprophila (Lintner)
Sciara sp.
Sphaeroceridae: *Leptocera* sp.
Tipulidae: *Teucholabis* sp.
- Sótano del León
Ar.6 - Pholcidae: *Modisimus mckenziei* Gertsch
Di.4 - Rhachodesmidae: *Strongyloidesmus harrisoni* Causey
8 - Cambalidae: *Mexicambala blanda* Causey
In.11 - Veliidae: *Microvelia* sp.
15 - Leiiodidae: *Ptomaphagus* (*Adelops*) *elabra* Peck

- Scydmaenidae: *Euconnus* sp.
 18 - Muscidae
 Phoridae: *Puliciphora* sp.
 - Sótano del Monumento
 In.1 - Entomobryidae: *Pseudosinella reddelli* Christiansen
 - Sótano del Naranjo
 Di.3 - Glomeridae: *Glomeroides promiscus* Causey
 - Sótano del Riachuelo
 Ar.3 - Protoschizomidae: *Protoschizomus gertschi* Cokend. & Reddell
 In.15 - Carabidae: *Miquihuana rhadiniformis* Barr
Paratrechus laticeps Barr
 - Sótanos de Rancho Nuevo (1-4)
 Ar.6 - Nesticidae: *Nesticus rainesi* Gertsch
 In.15 - Carabidae: *Mexaphaenops mackenziei mackenziei* Barr
Mexaphaenops jamesoni Barr
 - Sumidero de El Jineo
 Ar.2 - Telyphonidae: *Mastigoproctus giganteus* Lucas
 3 - Hubbardiidae: *Stenochrus mexicanus* (Rowland)
 6 - Nesticidae: *Eidmannella pallida* (Emerton)
 Pholcidae: *Metagonia suzanne* Gertsch
Modisimus sp.
 Theridiidae: *Stemmops* sp.
 Zodariidae: *Storena* sp.
 9 - Phalangodidae: *Troglostygnopsis inops* (Goodnight & Goodnight)
 Di.4 - Rhachodesmidae: *Strongyloidesmum harrisoni* Causey
 8 - Cambalidae: *Mexicambala blanda* Causey
 In.15 - Carabidae: *Tachys* sp.
 Pselaphidae
 Staphylinidae: *Homaotarsus* sp.
 18 - Phoridae: *Conicera dauci* Meigen
 - Sumidero del Oyamel
 Ar.1 - Vaejovidae: *Vaejovis rossmani* Sissom
 Ar.6 - Nesticidae: *Nesticus rainesi* Gertsch
 8 - Chthoniidae: *Aphrastochthonius patei* Muchmore
 Di.4 - Fuhmannodesmidae: *Tylogoneus oyamel* Shear
 5 - Trichopetalidae: *Mexiterpes calenturas* Shear
 In.1 - Neanuridae: *Americanura nova* Christiansen & Reddell
 Oncopoduridae: *Oncopodura susanae* Christiansen & Reddell
 15 - Carabidae: *Mexaphaenops mackenziei gracilis* Barr
Mexisphodrus purgatus Barr
 - Especies cavernícolas citadas de Tamaulipas sin más datos
 Ar.6 - Araneidae: *Azilia affinis* Cambridge
 Loxoscelidae: *Loxosceles devia* Gertsch & Mulaik
 Pholcidae: *Modisimus texanus* Banks
Modisimus rainesi Gertsch
 Tetrablemmidae: *Matta sbordonii* (Brignoli)
 Uloboridae: *Philoponella semiplumosa* (Simon)
 Ac.3 - Cheyletidae: *Cheyletus malaccensis* Oudemans
 Di.4 - Peridontodesmidae: *Hexodontia* sp.
Peridontodesmus sp.
 Pyrgodesmidae: *Myrmecodesmus errabundus* (Shear)
 In.11 - Cydnidae: *Pangaeus (P.) docilis* (Walker)
 15 - Cantharidae
 Histeridae: *Euspilotus* sp.
 Ptilodactylidae: *Ptilodactyla* sp.
 Scarabaeidae: *Onthophagus cuevensis* Howden
 17 - Tineidae: *Amydria* sp.
Episcardia sp.
 18 - Milichiidae: *Phleomyia* sp.
- 19 - Streblidae: *Trichobius caecus* Edwards
 20 - Formicidae: *Pachycondyla villosa* (F. Smith)
TLAXCALA
 - El Túnel en Tlaxco
 Ac.1 - Macronyssidae: *Macronyssus unidens* Radovsky
VERACRUZ
 - Cueva de la Cascada
 Ar.6 - Ctenidae: *Ctenus* sp.
 Dipluridae: *Euagrus* sp.
 Nesticidae: *Nesticus pallidus* Emerton
 Mysmenidae: *Maymena cascada* Gertsch
 9 - Phalangodidae: *Hoplobunus robustus* Goodnight & Goodnight
 Di.4 - Polydesmidae
 In.6 - Gryllidae: *Amphiacusta bolivari* Chopard
 15 - Carabidae: *Colpodes* sp.
Paratrechus cataractae Barr
Paratrechus mexicanus Putzeys
 Dytiscidae: *Agabus americanus* Aubl
 Staphylinidae: *Phylonthus* sp.
 - Cueva de la Charca
 In.1 - Entomobryidae: *Pseudosinella vera* Christiansen
 - Cueva de la Cucaracha
 Ac.3 - Myobiidae: *Eudusbabekia viguerasi* Dusbabek
 - Cueva de la Loma de la Raya Seca
 Ar.6 - Agelenidae: *Cicurina* sp.
 Dipluridae: *Euagrus* sp.
 Nesticidae: *Nesticus* sp.
 Pholcidae: *Modisimus* sp.
Physocyclus sp.
 Scytodidae: *Scytodes* sp.
 Theridiidae: *Pholcoma* sp.
 Zoridae
 9 - Phalangiidae: *Leiobunum* sp.
 Ac.2 - Argasidae: *Ornithodoros* sp.
 Ixodidae: *Amblyomma* sp.
 3 - Myobiidae: *Eudusbabekia micronysteridis* Dusbabek & Lukoschus
 Trombiculidae
 In.3 - Lepismatidae: *Lepisma saccharina* Linneo
 15 - Scarabaeidae: *Trox* xp.
 20 - Formicidae
 - Cueva de la Sala de Agua Grande
 Ar.3 - Hubbardiidae: *Schizomus* sp.
 4 - Phrynidae: *Paraphrynus azteca* (Pocock)
 Ar.6 - Nesticidae: *Nesticus pallidus* Emerton
 Oonopidae: *Triaeris patellaris* Bryant.
 Cr.7 - Anthuridae: *Cyathura sbordonii* Argano
 Di.4 - Oniscodesmidae: *Bonetesmus verus* Chamberlin
 Pyrgodesmidae: *Myrmecodesmus fuscus* (Causey)
 In.1 - Entomobryidae: *Pseudosinella vera* Christiansen
 8 - Blaberidae: *Panchlora* sp.
 14 - Carabidae: *Colpodes* sp.
Masoreus sp.
 Nitidulidae: *Stelidota* sp.
 - Cueva de las Arañas
 Ar.6 - Ctenidae: *Ctenus* sp.
 Pholcidae: *Physocyclus* sp.
 Ac.3 - Cheyletidae: *Cheletonella* sp.
Eucheyletia hardyi Baker
 Cr.7 - Trichoniscidae: *Brackenridgia villalobosi* (Rioja)

- In.6 - Gryllidae
 15 - Scydmaenidae: *Euconnus* sp.
 Staphylinidae: *Staphylinus* sp.
 18 - Mycetophilidae
 Tipulidae: *Limonia* sp.
 - Cueva de las Trozas (o Sótano)
 In.2 - Campodeidae
 15 - Carabidae: *Colpodes* sp.
 Oedemeridae: *Sisenes* sp.
 - Cueva de Los Martínez (en Municipio de Tequila)
 Ar.4 - Phrynidae: *Paraphrynus mexicanus* (Bilimek)
 6 - Dipluridae: *Euagrus* sp.
 Pholcidae: *Physocyclus* sp.
 9 - Phalangodidae: *Hoplobunus robustus* Goodnight & Goodnight
 Ac.3 - Cheyletidae: *Cheletonella* sp.
Eucheyletia hardyi Baker
 Cr.7 - Oniscidae: *Brackenridgia villalobosi* (Rioja)
 In.3 - Campodeidae: *Campodea* sp.
 6 - Gryllidae
 18 - Bibionidae: *Penthetria* sp.
 Milichiidae
 Phoridae
 Sciaridae: *Lycoriella* sp.
 Tipulidae: *Limnophila* sp.
Limonia sp.
Limonia (Geranomyia) sp.
 - Cueva de Opilionida (sic!)
 Ar.6 - Pholcidae: *Coryssoenemis placidus* Gertsch
 9 - Phalangodidae: *Hoplobunus robustus* Goodnight & Goodnight
 - Cueva de Orizaba
 Ar.3 - Hubbardiidae: *Stenochrus portoricencis* Chamberlin
 - Cueva de Sala Seca
 Ar 3 - Hubbardiidae: *Stenochrus portoricencis* Chamberlin
 Di.4 - Sphaeriodesmidae: *Bonetemus verus* Chamberlin
 - Cueva de Tzontecomostoc
 Ar.4 - Phrynidae: *Paraphrynus azteca* (Pocock)
 6 - Dipluridae: *Euagrus* sp.
 8 - Chernetidae
 9 - Gonyleptidae: *Prosontes phalathes* Goodnight & Goodnight
 Phalangiidae: *Hadrobunus* sp.
 Phalangodidae: *Hoplobunus robustus* Goodnight & Goodnight
Philura sp.
 Ac.1 - Macrochelidae: *Macrocheles* sp.
 Macronyssidae: *Parichoronyssus euthystrernum* Radovsky
 Spinturmicidae: *Periglischrus ojustii* Machado-Allison
 Uropodidae
 3 - Cheyletidae: *Eucheyletia hardyi* Baker
 Myobiidae: *Eudusbabekia lepidoseta* Jameson
 4 - Glycyphagidae
 Cr.7 - Trichoniscidae: *Brackenridgia villalobosi* (Rioja)
 In.1 - Hypogastruridae: *Acherontides* sp.
 2 - Campodeidae: *Campodea* sp.
 In.6 - Gryllidae: *Amphiacusta bolivari* Chopard
 15 - Anisotomidae
 Carabidae: *Geotropus* sp.
 Catopidae: *Dissochaetus* sp.
 Staphylinidae: *Stenus* sp.
 18 - Calliphoridae: *Eucalliphora* sp.
 Sciaridae
 Tipulidae: *Limnophila* sp.
 20 - Formicidae
 - Cueva de Ungurria
 Ar.3 - Hubbardiidae: *Schizomus* sp.
 Di.3 - Glomeridae: *Glomeroides addititius* Causey
 In.1 - Paronellidae: *Trogolaphysa variabilis* (Palacios-V., Ojeda & Christensen)
 - Cueva del Arroyo del Bellaco
 Ac.3 - Myobiidae: *Eudusbabekia ecuadorensis* Fain
 4 - Phrynidae: *Paraphrynus mexicanus* (Bilimek)
Phrynus longipes (Pocock)
 6 - Ctenidae
 Clubionidae
 Gnaphosidae: *Gnaphosa* sp.
 Pholcidae: *Modisimus* sp.
Physocyclus sp.
 Zoridae
 Ac.1 - Spinturnicidae: *Cameronieta* sp.
Cameronieta strandtmanni (Tibbetts)
Cameronieta thomasi Machado-Allison
 2 - Argasidae: *Antricola* sp.
 Ixodidae: *Amblyomma* sp.
 3 - Trombiculidae
 4 - Chirodiscidae: *Lawrenceocarpus* sp.
 Guanolichidae:
 Cr.5 - Palaemonidae: *Macrobrachium* sp.
 In.8 - Blattidae: *Blatta orientalis* Linneo
 15 - Endomychidae: *Holoparamesus* sp.
 Histeridae: *Hister* sp.
 Ptilidae: *Pteryx* sp.
 Tenebrionidae: *Zophobas* sp.
 18 - Streblidae: *Trichobius leionotus* Wenzel
 20 - Formicidae
 - Cueva del Brujo
 In.18 - Psychodidae: *Lutzomyia (Coromyia) beltrani* (Vargas y Díaz-N.)
 - Cueva del Carbón
 Cr.7 - Trichoniscidae: *Brackenridgia villalobosi* (Rioja)
 - Cueva del Corral de Piedra
 Ar.6 - Pholcidae: *Metagonia atoyacae* Gertsch
 Cr.5 - Cambaridae: *Procambarus (Austrocambarus) oaxacae oaxacae* Hobbs
 Di.1 - Cleidogonidae: *Cleidogona crucis* (Chamberlin)
 4 - Sphaeriodesmidae: *Bonetemus verus* Chamberlin
 - Cueva del Coyol
 Ar.4 - Phrynidae: *Paraphrynus williamsi* Mullinex
Phrynus sp.
 Ch.4 - Scutigerae
 In.8 - Blattidae: *Blatta* sp.
 11 - Reduviidae
 18 - Tachinidae
 - Cueva del Crucero
 Ar.6 - Pholcidae: *Physocyclus* sp.
 Scytodidae: *Scytodes* sp.
 9 - Cosmetidae: *Cynorta* sp.
 Phalangodidae: *Hoplobunus robustus* Goodnight & Goodnight
Shilora sp.
 Cr.7 - Trichoniscidae: *Brackenridgia villalobosi* (Rioja)
 In.1 - Entomobryidae: *Heteromurus* sp.

- 6 - Gryllidae
 15 - Carabidae: *Colpodes* sp.
Silpha sp.
 18 - Calliphoridae: *Aldrichina* sp.
 Ceratopogonidae: *Culicoides* sp.
 - Cueva del Diablo
 Ar 3 - Hubbardiidae: *Stenochrus lanceolatus* (Rowland)
 8 - Ideoroncidae: *Typhloroncus diabolus* Muchmore
 In.1 - Entomobryidae: *Pseudosinella finca* Christiansen
 - Cueva del Hoyo
 Ac.1 - Spinturnicidae: *Cameronieta thomasi* Machado-Allison
 - Cueva del Nacimiento del Río Atoyac
 Ar.4 - Phrynidae: *Paraphrynus azteca* (Pocock)
 - Cueva del Ojo de Agua de Tlilapan.
 Ar.1 - Chactidae: *Typhlochactas reddelli* Mitchell.
 4 - Phrynidae: *Paraphrynus mexicanus* (Bilimek)
 6 - Dipluridae: *Euagrus* sp.
 Nesticidae: *Gaucelmus calidus* Gertsch
Nesticus arganoi Brignoli
 Oonopidae: *Matta* sp.
 Pholcidae: *Coryssocnemis placidus* Gertsch
 Scytodidae: *Scytodes longipes* Lucas
 Mysmenidae: *Maymena mayana* (Chamberlin & Ivie)
 Tetrablemmidae: *Matta sbordonii* Brignoli
 Theridiidae: *Theridion cobanum* Levi
Tidarren sisyphoides (Walckenaer)
 8 - Bochicidae: *Mexobisium paradoxum* Muchmore
 9 - Phalangodidae: *Karos rugosus* Goodnight & Goodnight
 Ac.1 - Macronyssidae: *Chirotonyssus robustipes* (Ewing)
Macronyssus crosbyi (Ewing & Stover)
Parichoronyssus sclerus Radovsky
 Spinturnicidae: *Cameronieta strandmanni* (Tibbetts)
Cameronieta thomasi Machado-Allison
Periglischrus vargasi Hoffmann
 Ch.1 - Geophilidae: *Pachymerium ferrugineum* (Koch)
 Di.4 - Oniscodesmidae: *Bonetesmus ojo* Shear
 Rhachodesmidae: *Acutangulus alius* Causey
 In.1 - Entomobryidae: *Pseudosinella vera* Christiansen
 15 - Histeridae: *Paromalus luderti* Marseul
 Scydmaenidae: *Euconus (Drastophus)* sp.
 Staphylinidae: *Belonuchus* sp.
 Tenebrionidae: *Eleodes* sp.
 18 - Phyllomyzidae: *Pholeomyia* sp.
 - Cueva del Ojo de Agua Grande
 Ar.3 - Hubbardiidae: *Stenochrus sbordonii* (Brignoli)
Schizomus sp.
 4 - Phrynidae: *Paraphrynus azteca* (Pocock)
 6 - Agelenidae: *Melpomene singula* Gertsch & Ivie
 Nesticidae: *Gaucelmus calidus* Gertsch
Nesticus pallidus Emerton
 Pholcidae: *Metagonia atoyacae* Gertsch
 8 - Chernetidae
 9 - Phalangodidae: *Hoplobonus robustus* Goodnight & Goodnight
 Symphytognathidae: *Maymena chica* Gertsch
Maymena delicata Gertsch
 Uloboridae: *Uloborus vicinus* Cambridge
 Cr.5 - Cambaridae: *Procambarus (Austrocambarus) rodriguezi* Hobbs
 Pseudothelphusidae
 7 - Anthuridae: *Cyathura sbordonii* Argano
 Armadillidae: *Cubaris mirandai* Rioja
 Trichoniscidae: *Brackenridgia villalobosi* (Rioja)
Typhlotricholigioides aquaticus Rioja.
 Ch.1 - Geophilidae: *Pachymerium ferrugineum* (Koch)
 Di.1 - Cleidogonidae: *Cleidogona crucis* (Chamberlin)
 2 - Glomeridae: *Glomeroides pellucidus* Shear
 4 - Oniscodesmidae: *Bonetesmus verus* Chamberlin
 Rhachodesmidae: *Rhachodesmus viridis* (Saussure)
 In.2 - Campodeidae
 6 - Gryllidae: *Amphiacusta bolivari* Chopard
 15 - Scarabaeidae: *Onthophagus landolti* Harold
 Staphylinidae: (Aleocharinae)
Belonuchus sp.
 17 - Acrolophidae: *Acrolophus* sp.
 20 - Ichneumonidae: *Melanichneumon* sp.
 -Cueva del Panteón
 Ac.1 - Spinturnicidae: *Cameronieta* sp.
Cameronieta strandmanni (Tibbetts)
Cameronieta thomasi Machado-Allison
 - Cueva del Rancho Santa María
 Ar 3 - Hubbardiidae: *Schizomus* sp.
 - Cueva del Rey de Oros
 Ar.1 - Diplocentridae: *Diplocentrus* sp.
 6 - Clubionidae: *Abapeba luctuosa* (Cambridge)
 Filistatidae: *Filistata* sp.
Kukulkania sp.
 Gnaphosidae
 Loxoscelidae: *Loxosceles* sp.
 Pholcidae: *Pholcophora* sp.
Physocyclus sp.
Physocyclus globosus (Taczanowski)
 Plectreuridae: *Kibramoa* sp.
 Salticidae
 Scytodidae: *Scytodes* sp.
 Segestriidae: *Ariadna bicolor* (Hentz)
 Theridiidae: *Euryopsis* sp.
 Ac.1 - Macronyssidae: *Radfordiella desmodi* Radovsky
 Spinturnicidae: *Cameronieta thomasi* Machado-Allison
 3 - Myobiidae: *Eudusbabekia arganoi* (Vomero)
Eudusbabekia viguerasi Dusbabek
 Trombiculidae
 In.3 - Lepismatidae
 5 - Libellulidae
 6 - Gryllidae
 8 - Blattidae: *Blatta orientalis* Linneo
Periplaneta americana (Linneo)
 15 - Curculionidae
 Elateridae
 Lathridiidae
 Passalidae: *Popilius* sp.
 Scarabaeidae: *Phyllophaga* sp.
 Staphylinidae
 Tenebrionidae: *Tenebrio* sp.
 18 - Streblidae
 Tipulidae
 20 - Formicidae
 - Cueva del Volcancillo
 Ar.1 - Vaejovidae: *Vaejovis gracilis* Gertsch & Soleglad
 Ar.8 - Chthoniidae: *Tyrannochthonius volcancillo* Muchmore

- Di.1 - Cleidogonidae: *Cleidogona jamesoni* Shear
 In.1 - Entomobryidae: *Pseudosinella vera* Christiansen
Pseudosinella volca Christiansen
 Hypogastruridae: *Schaefferia* (*Schaefferia*) sp.
 15 - Carabidae: *Paratrechus* (*Paratrechus*) sp.
Paratrechus reddelli Barr
 - Cueva en Fortín de las Flores
 Ar.6 - Nesticidae: *Gaucelmus calidus* Gertsch
 - Cueva Matzinga
 Ar.3 - Hubbardiidae: *Stenochrus pallidus* (Rowland)
 4 - Phrynidae: *Paraphrynus* sp.
 6 - Nesticidae: *Nesticus* sp.
 Pholcidae: *Physocyclus* sp.
 Plectreuridae: *Kibramoa* sp.
 Theridiidae
 8 - Chthoniidae: *Tyrannochthonius tlilapanensis* Muchmore
 9 - Phalangiidae: *Mesosoma* sp.
 Ac.1 - Macronyssidae: *Parichoronyssus crassipes* Radovsky
 Uropodidae
 3 - Cheyletidae
 Cr.7 - Trichoniscidae: *Brackenridgia villalobosi* (Rioja)
 Di.4 - Fuhrmannodesmidae: *Caramba enbecausius* Shear
 In.1 - Arrhopalitidae: *Arrhopalites* sp.
 Brachystomellidae: *Brachystomella* sp.
 Entomobryidae: *Pseudosinella* sp.
 Hypogastruridae: *Acherontides* sp.
 Isotomidae: *Folsomia candida* Willem
 2 - Campodeidae: *Campodea* sp.
 Japygidae
 12 - Kinnaridae: *Oecleidius* sp.
 15 - Carabidae: *Colpodes* sp.
 Staphylinidae: *Stenus* sp.
 18 - Chloropidae
 Psychodidae
 Sciaridae: *Chaetosciara* sp.
 - Cueva Pintada
 Ar.3 - Hubbardiidae: *Schizomus* sp.
 - Cuevas de Laguna Encantada
 Ac.2 - Argasidae: *Antricola coprophilus* (McIntosh)
 - Cueva 1 (Municipio Emiliano Zapata)
 Ar.6 - Clubionidae:
 Oecobiidae: *Oecobius juangarcía* Shear
 9 - Phalangiidae
 In.5 - Libellulidae
 11 - Reduviidae
 17 - Hesperidae
 20 - Apidae
 Formicidae
 Vespidae
 - Cueva 2 (Municipio Emiliano Zapata)
 Ar.6 - Clubionidae
 9 - Phalangiidae
 In.3 - Lepismatidae: *Lepisma saccharina* Linneo
 6 - Gryllidae
 11 - Reduviidae
 15 - Scaphidiidae
 17 - Hesperidae
 20 - Apidae
 Formicidae
 - Grutas de Atoyac
 Ar.1 - Chactidae: *Typhlochactas reddelli* (Mitchel)
 Vaejovidae: *Vaejovis gracilis* Gertsch & Soleglad
 3 - Hubbardiidae: *Stenochrus firstmani* (Rowland)
Stenochrus sbordonii (Brignoli)
 4 - Phrynidae: *Paraphrynus azteca* (Pocock)
Paraphrynus mexicanus (Bilimek).
 6 - Araneidae: *Eustola* sp.
 Caponiidae
 Ctenidae: *Ctenus* sp.
 Dipluridae: *Euagrus* sp.
 Linyphiidae: *Drapetisca* sp.
 Nesticidae: *Nesticus* sp.
 Pholcidae: *Anopsicus troglodyta* (Gertsch)
Metagonia atoyacae Gertsch
 Scytodidae: *Scytodes* sp.
 Mysmenidae: *Maymena mayana* (Chamberlin & Ivie)
 Tetragnathidae: *Meta* sp.
 Theridiidae
 8 - Chernetidae: *Tejachernes* sp.
 Ac.1 - Macrochelidae: *Macrocheles* sp.
 Macronyssidae: *Chiroptonyssus robustipes* (Ewing)
Macronyssus crosbyi (Ewing & Stover)
Parichoronyssus sclerus Radovsky
Radfordiella sp.
 Spelaeorhynchidae: *Spelaeorhynchus* sp.
 Spinturnicidae: *Cameronieta elongatus* Furman
Cameronieta strandtmanni (Tibbetts)
Periglischrus vargasi Hoffmann
Spinturnix americana Banks
 Uropodidae
 3 - Cheyletidae: *Eucheyletia hardyi* Baker
 Chirodiscidae: *Lawrenceocarpus* sp.
 Myobiidae: *Eudusbabekia arganoi* (Vomero)
Eudusbabekia ecuadorensis Fain
 Trombiculidae: *Hoffmanniella beltrani* (Hoffmann)
 Trombidiidae
 4 - Acaridae: *Caloglyphus paranomalus* Nesbitt
 5 - Ooppiidae: *Ameroppia* sp.
 Cr.7 - Armadillidae: *Venezillo* sp.
 Squamiferidae: *Trichorhina atoyacensis* Mulaik
 Trichoniscidae: *Brackenridgia villalobosi* (Rioja)
 Ch.3 - Watobiidae: *Cruzobius atoyacus* Chamberlin
 4 - Scutigerae: *Scutigera lincei* (Wood)
 Di.1 - Polyxenidae: *Lophoproctinus diversunguis* Silvestri
 4 - Oniscodesmidae: *Bonetemus verus* Chamberlin
 Pyrgodesmidae: *Myrmecodesmus fuscus* (Causey)
 Stylodesmidae: *Ceratesmus clarus* Chamberlin
 5 - Cleidogonidae: *Cleidogona crucis* (Chamberlin)
 In.1 - Entomobryidae: *Pseudosinella* sp.
Seira bipunctata (Packard)
Trogolaphysa sp.
 Hypogastruridae: *Acherontides atoyacense* Bonet
Acherontiella sabina Bonet
Ceratophysella sp.
 Isotomidae: *Folsomia onychiurina* Denis
Isotomiella minor (Schäffer)
 Neelidae: *Megalothorax minimus* Willem
 Oncopoduridae: *Oncopodura atoyacensis* Bonet

- Onychiuridae: *Mesaphorura yosii* Rusek
Paronellidae: *Trogolaphysa marimutti* (Palacios-V., Ojeda & Christensen)
2 - Campodeidae: *Litocampa atoyacensis* (Wygodzinsky)
6 - Gryllidae: *Amphiacusta bolivari* Chopard
10 - Liposcelidae: *Liposcelis* sp.
15 - Curculionidae: *Pandeleptius* sp.
Histeridae: *Paromalus* sp.
Psilaphidae: *Hamotus* sp.
Silphidae: *Silpha* sp.
Staphylinidae: (Aleocharinae)
Maseochara sp.
Philonthus sp.
Stenagria sp.
17 - Tineidae
18 - Cecidomyiidae
Drosophilidae
Milichiidae
Muscidae
Streblidae: *Tricobius* sp.
Tipulidae: *Teucholabis* sp.
20 - Formicidae
- Grutas de las Abejas
Ar.6 - Pholcidae: *Metagonia atoyacae* Gertsch
- Pozo (cerca de Paraje Nuevo)
Cr.5 - Cambaridae: *Procambarus (Austrocambarus) rodriguezi* Hobbs
7 - Stenasellidae: *Mexistenasellus magniezi* Argano
8 - Bogidiellidae: *Bogidiella arganoi* Ruffo & Vigna Taglianti
- Pozo (en el pueblo de San Juan)
Cr.7 - Asellidae: *Caecidotea pasquinii* (Argano)
- Resumidero de San Martín
In.13 - Corydalidae: *Corydalus* sp.
- Sótano de la Botella Chica
Ar.6 - Hahniidae: *Hahnia* sp.
Di.4 - Euryuridae: *Pseudamplinus* sp.
5 - Cleidogonidae: *Cleidogona* sp.
In.15 - Carabidae: *Colpodes* sp.
Passalidae: *Popilius tropicus* (Perch.)
Staphylinidae: (Aleocharinae)
Orus sp.
- Sótano de la Milpa
Ar.6 - Ctenidae: *Ctenus* sp.
In.6 - Gryllidae
15 - Carabidae: *Agonum* sp.
Euchros nitidipennis Putzeys
- Sótano de la Palma
In.1 - Entomobryidae: *Pseudosinella vera* Christiansen
Onychiuridae: *Protaphorura* sp.
- Sótano de la Y Griega
Di.4 - Euryuridae: *Pseudamplinus* sp.
- Sótano de Las Golondrinas
Ar.1 - Vaejovidae: *Vaejovis gracilis* Gertsch & Soleglad
- Sótano de Oztatatlilalao (u Oztatlicholao)
Ar.6 - Nesticidae: *Nesticus pallidus* Emerton
Pholcidae: *Coryssocnemis placidus* Gertsch
In.2 - Campodeidae
15 - Carabidae: *Colpodes* sp.
- Sótano de Poncho
Ar.1 - Chactidae: *Typhlochactas granulatus* Sissom & Cokendolpher
- Sótano de Sphodrini
Ar.6 - Ctenidae: *Ctenus* sp.
Nesticidae: *Gaucelmus calidus* Gertsch
Pholcidae: *Coryssocnemis placidus* Gertsch
9 - Phalangodidae: *Hoplobunus robustus* Goodnight & Goodnight
In.15 - Carabidae: *Platynus (Mexisphodrus) veraecrucis* (Barr)
- Sótano de Teanacan
In.15 - Carabidae: *Mexisphodrus veraecrucis* Barr
- Sótano del Arco
Di.5 - Cleidogonidae: *Cleidogona arco* Shear
- Sótano del Hoyo (Municipio Emiliano Zapata)
Ar.4 - Phrynidae: *Paraphrynus mexicanus* (Bilimek)
Paraphrynus williamsi Mullinex
6 - Araneidae
Ctenidae: *Leptoctenus* sp.
Homalonychidae: *Homalonychus* sp.
Lycosidae: *Sossipus* sp.
Mycryphantidae:
Theraphosidae: *Hapalopus pentaloris* (Simon)
Theridiidae: *Theridion* sp.
9 - Cosmetidae: *Vonones* sp.
Phalangiidae
In.3 - Meinertellidae
Nicoletiidae
5 - Libellulidae
6 - Acrididae
Gryllidae
11 - Reduviidae: *Zelus spinidoris* (Gray)
15 - Carabidae
Cerambycidae
Histeridae
20 - Formicidae
Vespidae
- Sótano del Humo
Ar.9 - Phalangodidae: *Hoplobunus robustus* Goodnight & Goodnight
In.6 - Gryllidae: *Amphiacusta bolivari* Chopard
Stenopelmatidae: *Anabropsis* sp.
15 - Carabidae: *Pelmatellus* sp.
- Sótano del Profesor
Ar.6 - Ctenidae: *Ctenus* sp.
In.6 - Acrididae: *Necaxacris* sp. ca. *micans* (Hebard)
Gryllidae: *Amphiacusta bolivari* Chopard
Stenopelmatidae: *Glaphyrosoma* sp.
15 - Carabidae: *Platynus (Mexisphodrus) veraecrucis* (Barr)
Selenophorus sp.
20 - Formicidae: *Camponotus* sp.
Formica sp.
- Sótano del Relicario
Ar.9 - Phalangodidae: *Hoplobunus robustus* Goodnight & Goodnight
Di.4 - Rhachodesmidae: *Rhachidomorpha adunca* (Saussure & Humbert)
5 - Cleidogonidae: *Cleidogona* sp.
In.15 - Scarabaeidae: *Macroductylus lineatocollis* Bates
18 - Tipulidae
- Sótano Itamo
In.15 - Carabidae: *Platynus (Mexisphodrus) veraecrucis* (Barr)
- Sumidero de Cotzalostoc
Di.4 - Sphaeriodesmidae: *Sphaeriodesmus robertsoni* Shear
Sphaeriodesmus cotzalostoc Shear

- Especies cavernícolas citadas de Veracruz sin más datos

Ac.3 - Cheyletidae: *Cheyletus malaccensis* Oudemans

Sy.1 - Scutigereidae

In.10 - Epipsocidae: *Epipsocus*

Psyllipsocidae: *Psyllipsocus ramburii* Selys

11 - Cydnidae: *Pangaeus (P.) aethiops* (Fabricius)

Pangaeus (P.) docilis (Walker)

Reduviidae: *Ploiaria* sp.

12 - Cixiidae

13 - Corydalidae: *Corydalus* sp.

15 - Cantharidae

Leiodidae: *Dissochaetus hetschkoii* Reitter

Ptilodactylidae: *Ptilodactyla* sp.

Scydmaenida: *Scydmaenus* sp.

17 - Tineidae: *Amydria* sp.

18 - Milichiidae: *Pholeomyia* sp.

Psychodidae: *Lutzomyia (Coromyia) beltrani* (Vargas & Díaz-N.)

YUCATÁN

- Actún Chac

Cr.5 - Atyidae: *Typhlatyia pearsei* Creaser

Palaemonidae: *Creaseria morleyi* (Creaser)

6 - Mysidae: *Antromysis (Antromysis) cenotensis* (Creaser)

7 - Cirolanidae: *Creaseriella anops* (Creaser)

- Actún Chacaljas

Ar.3 - Hubbardiidae: *Stenochrus portoricencis* Chamberlin

- Actún Chukum

Ar.1 - Diplocentridae: *Diplocentrus anophthalmus* Francke

4 - Phrynidae: *Paraphrynus chacmool* (Rowland)

Paraphrynus raptator (Pocock)

8 - Bochicidae: *Vachonium chukum* Muchmore

Vachonium robustum Muchmore

Di.7 - Spirostreptidae: *Orthoporus zizicolens* (Chamberlin)

In.20 - Pompilidae: *Auplopus* sp.

- Actún Chunup

Ar.3 - Hubbardiidae: *Stenochrus portoricencis* Chamberlin

- Actún Kiuck

Ar.3 - Hubbardiidae: *Stenochrus portoricencis* Chamberlin

6 - Pholcidae: *Anopsicus speophila* (Chamberlin & Ivie)

- Actún Okobichén

Cr.5 - Atyidae: *Typhlatyia pearsei* Creaser

7 - Cirolanidae: *Creaseriella anops* (Creaser)

- Actún Tucil

Ar.1 - Buthidae: *Centruroides ochraceus* (Pocock)

3 - Hubbardiidae: *Stenochrus portoricencis* Chamberlin

6 - Agelenidae: *Cicurina (Cicurella) maya* Gertsch

Oonopidae: *Oonops reddelli* Gertsch

In.10 - Pachyrotidae: *Pachyrotus* sp.

- Cenote Aka Chen

Ar.4 - Phrynidae: *Paraphrynus chacmool* (Rowland)

Paraphrynus raptator (Pocock)

Cr.5 - Atyidae: *Typhlatyia mitchelli* Hobbs & Hobbs

6 - Mysidae: *Antromysis (Antromysis) cenotensis* (Creaser)

In.6 - Gryllidae: *Tohila atelomma* Hubbell

11 - Gerridae: *Trepobates* sp.

- Cenote Calchuhum

Cr.5 - Atyidae: *Typhlatyia mitchelli* Hobbs & Hobbs

Palaemonidae: *Creaseria morleyi* (Creaser)

6 - Mysidae: *Antromysis (Antromysis) cenotensis* (Creaser)

7 - Cirolanidae: *Creaseriella anops* (Creaser)

- Cenote Calchum

Ar.4 - Phrynidae: *Paraphrynus chacmool* (Rowland)

Paraphrynus raptator (Pocock)

Cr.5 - Atyidae: *Typhlatyia pearsei* Creaser

6 - Mysidae: *Antromysis (Antromysis) cenotensis* (Creaser)

In.6 - Gryllidae: *Tohila atelomma* Hubbell

- Cenote Chac Si Kin

Ar.7 - Ricinoididae: *Pseudocellus pearsei* (Chamberlin & Ivie)

- Cenote Chapultepec

In.5 - Agrionidae: *Argia (Chalcargia) gaumeri* (Calvert)

11 - Gerridae: *Trepobates* sp.

18 - Chironomidae: *Chironomus viridicollis* Van der Wolp

- Cenote Chen Mul

Ar.4 - Phrynidae: *Paraphrynus chacmool* (Rowland)

Paraphrynus raptator (Pocock)

6 - Pholcidae: *Metagonia chiquita* Gertsch

7 - Ricinoididae: *Pseudocellus pearsei* (Chamberlin & Ivie)

Cr.5 - Atyidae: *Typhlatyia mitchelli* Hobbs & Hobbs

6 - Mysidae: *Antromysis (Antromysis) cenotensis* (Creaser)

- Cenote Chico de Xanab

Cr.3 - Cyclopidae: *Mesocyclops leuckarti* (Claus)

Mesocyclops tenuis (Marsh)

Diaptomidae: *Diaptomus novamexicanus* Herrick

4 - Argulidae: *Argulus chromidis* Kroyer

In.11 - Gerridae: *Trepobates* sp.

- Cenote Chotch

Ac.3 - Hydrachnidae: *Hydrachna* sp.

Cr.3 - Cyclopidae: *Eucyclops (Tropocyclops) prasinus* (Fischer)

Diaptomidae: *Diaptomus novamexicanus* Herrick

In.5 - Agrionidae: *Argia (Chalcargia) gaumeri* (Calvert)

Libellulidae: *Micrathyria hagenii* Kirby

Orthemis ferruginea (Fabricius)

11 - Belostomatidae: *Belostoma subspinosum cupreomicans* (Stål)

Gerridae: *Trepobates* sp.

18 - Culicidae: *Aedes angustivittatus* D. & K.

- Cenote Chun Kapoc

Cr.5 - Atyidae: *Typhlatyia mitchelli* Hobbs & Hobbs

- Cenote Ciruak

Cr.3 - Canthocamptidae: *Nitocra simplex* Schmeil

Cyclopidae: *Mesocyclops leuckarti* (Claus)

Mesocyclops tenuis (Marsh)

Paracyclops fimbriatus (Fischer)

Diaptomidae: *Diaptomus albuquerquensis* Herrick

Diaptomus novamexicanus Herrick

In.5 - Agrionidae: *Argia (Chalcargia) gaumeri* (Calvert)

11 - Gerridae: *Trepobates* sp.

18 - Culicidae: *Aedes angustivittatus* D. & K.

- Cenote Conchita

Cr.2 - Cypridae: *Stenocypris malcolmsoni* (Brady)

3 - Cyclopidae: *Macrocyclus* sp.

In.5 - Libellulidae: *Dythemis sterilis* Hagen

- Cenote de Acanceh

Ar.3 - Hubbardiidae: *Stenochrus portoricencis* Chamberlin

- Cenote de Catzin

Ar.4 - Phrynidae: *Paraphrynus chacmool* (Rowland)

Paraphrynus raptator (Pocock)

Di.7 - Spirostreptidae: *Orthoporus spelaeus* Causey

- Cenote de Kankirixch

Cr.6 - Mysidae: *Antromysis (Antromysis) cenotensis* (Creaser)

- 7 - Cirolanidae: *Creaseriella anops* (Creaser)
 - Cenote de la Culebra
 Ar.3 - Hubbardiidae: *Stenochrus portoricencis* Chamberlin
 Cr.5 - Atyidae: *Typhlatyia mitchelli* Hobbs & Hobbs
 Palaemonidae: *Creaseria morleyi* (Creaser)
 6 - Mysidae: *Antromysis (Antromysis) cenotensis* (Creaser)
 7 - Cirolanidae: *Creaseriella anops* (Creaser)
 - Cenote de la Escuela Carlos Morales
 Ac.3 - Limnesiidae: *Limnesia paucispina* Wolcott
 Cr.3 - Cyclopidae: *Mesocyclops leuckarti* (Claus)
Mesocyclops tenuis (Marsh)
 Daphnidae: *Simocephalus serrulatus* (Koch)
 In.11 - Gerridae: *Trepobates* sp.
 18 - Chironomidae: *Chironomus viridis* ? Macquart
 - Cenote de La Paca
 Ar.3 - Hubbardiidae: *Stenochrus portoricencis* Chamberlin
 Cr.5 - Atyidae: *Typhlatyia mitchelli* Hobbs & Hobbs
 Palaemonidae: *Creaseria morleyi* (Creaser)
 - Cenote de Las Abejas
 Cr.5 - Atyidae: *Typhlatyia pearsei* Creaser
 Palaemonidae: *Creaseria morleyi* (Creaser)
 6 - Mysidae: *Antromysis (Antromysis) cenotensis* (Creaser)
 7 - Cirolanidae: *Creaseriella anops* (Creaser)
 - Cenote de Orizaba
 Ar.3 - Hubbardiidae: *Stenochrus portoricencis* Chamberlin
 Cr.5 - Atyidae: *Typhlatyia mitchelli* Hobbs & Hobbs
 6 - Mysidae: *Antromysis (Antromysis) cenotensis* (Creaser)
 Pholcidae: *Metagonia torete* Gertsch
 8 - Hadziidae: *Mayaweckelia cenotocola* Holsinger
 - Cenote de Sambuláh
 Ar.3 - Hubbardiidae: *Stenochrus portoricencis* Chamberlin
 7 - Ricinoididae: *Pseudocellus pearsei* (Chamberlin & Ivie)
 Ac.1 - Uropodidae: *Uropoda pearsei* Wharton
 5 - Galumnidae: *Galumna jacoti* Wharton
 Oribatellidae: *Oribatella monospicus* Wharton
 Cr.5 - Palaemonidae: *Creaseria morleyi* (Creaser)
 6 - Mysidae: *Antromysis (Antromysis) cenotensis* (Creaser)
 7 - Cirolanidae: *Creaseriella anops* (Creaser)
 Squamiferidae: *Trichorhina pearsei* (Creaser)
 Trichoniscidae: *Cylindroniscus maya* Rioja
 Di.7 - Rhinocricidae: *Rhinocricus motulensis* Chamberlin
 In.1 - Entomobryidae: *Cyphoderus innominatus* Mills
Lepidocyrtus pearsei Mills
 Hypogastruridae: *Xenylla yucatanica* Mills
 6 - Gryllidae: *Tohila atelomma* Hubbell
 15 - Dytiscidae: *Thermonectes* sp.
 17 - Tineidae: *Decardarchis* sp.
 20 - Formicidae: *Erebomyrma urichi* (Wheeler)
 - Cenote de San Diego
 Ar.3 - Hubbardiidae: *Stenochrus portoricencis* Chamberlin
 Cr.6 - Mysidae: *Antromysis (Antromysis) cenotensis* (Creaser)
 - Cenote de San José
 Ar.3 - Hubbardiidae: *Stenochrus portoricencis* Chamberlin
 7 - Ricinoididae: *Pseudocellus pearsei* (Chamberlin & Ivie)
 Cr.6 - Mysidae: *Antromysis (Antromysis) cenotensis* (Creaser)
 - Cenote de Sihunchen
 Ar.3 - Hubbardiidae: *Stenochrus portoricencis* Chamberlin
 4 - Phrynidae: *Paraphrynus chacmool* (Rowland)
Paraphrynus raptator (Pocock)
 Cr.6 - Mysidae: *Antromysis (Antromysis) cenotensis* (Creaser)
 - Cenote de Thompson
 Cr.3 - Cyclopidae: *Eucyclops (Tropocyclops) prasinus* (Fischer)
 In. 6 - Gryllidae: *Amphiacusta yucatanica* Hubbell
 11 - Belostomatida: *Lethocerus delpontei* De Carlos
 Notonectidae: *Buenoa pallens* (Champ.)
 Veliidae: *Microvelia albonotata* Champion
 - Cenote de Yaxcab
 Ar.3 - Hubbardiidae: *Stenochrus portoricencis* Chamberlin
 - Cenote del Country Club
 Ac.3 - Unionicolidae: *Neumania cenotea* Marshall
 Cr.3 - Cyclopidae: *Eucyclops (Tropocyclops) prasinus* (Fischer)
Macrocyclops albidus (Jurine)
Mesocyclops leuckarti (Claus)
 In.5 - Libellulidae: *Dythemis sterilis* Hagen
 18 - Chironomidae: *Tanytus* sp.
 - Cenote del Pochote
 Cr.5 - Atyidae: *Typhlatyia mitchelli* Hobbs & Hobbs
 Palaemonidae: *Creaseria morleyi* (Creaser)
 6 - Mysidae: *Antromysis (Antromysis) cenotensis* (Creaser)
 7 - Cirolanidae: *Creaseriella anops* (Creaser)
 - Cenote Dzadz
 In.5 - Libellulidae: *Libellula gaigei* Gloyd
 15 - Dytiscidae: *Cybister flavocinctus* Aub
 - Cenote «G» (en Ruinas de Aké)
 Ar.7 - Ricinoididae: *Pseudocellus pearsei* (Chamberlin & Ivie)
 Cr.6 - Mysidae: *Antromysis (Antromysis) cenotensis* (Creaser)
 - Cenote Geiser
 Ac.3 - Limnesiidae: *Limnesia paucispina* Wolcott
 Cr.3 - Cyclopidae: *Eucyclops (Tropocyclops) prasinus* (Fischer)
Mesocyclops leuckarti (Claus)
Paracyclops fimbriatus (Fischer)
 In.5 - Libellulidae: *Orthemis ferruginea* (Fabricius)
 11 - Gerridae: *Trepobates* sp.
 - Cenote Grande de Xanabá
 Ac.3 - Arrenuridae: *Arrenurus* sp.
 Pionidae: *Piona pearsei* Marshall
 Unionicokidae: *Neumania cenotea* Marshall
 Cr.1 - Daphnidae: *Daphnia galeata* Leydig
Daphnia hyalina Leydig
Daphnia longispina (Mueller)
 2 - Cypridae: *Physocypria xanabanica* Furtos
 3 - Cyclopidae: *Eucyclops (Tropocyclops) prasinus* (Fischer)
Macrocyclops albidus (Jurine)
Mesocyclops leuckarti (Claus)
Mesocyclops tenuis (Marsh)
 Diaptomidae: *Diaptomus novamexicanus* Herrick
 8 - Hyalellidae: *Hyalella azteca* (Saussure)
 In.5 - Agrionidae: *Acanthagrion gracile* Rambur
 Libellulidae: *Cannaphila funerea* Carpenter
 11 - Belostomatidae: *Lethocerus delpontei* De Carlos
 Gerridae: *Limnogonus guerini* L. & S.
 Notonectidae: *Buenoa pallipes* (Fabricius)
 Ochteridae: *Ochterus aeneifrons* (Champ.)
 15 - Dytiscidae: *Cybister flavocinctus* Aub
Megadytes gigantea Laporte
Megadytes laevigata (Olivier)
Thermonectes circumscripta (Latreille)
 Hydrophilidae: *Tropisternus (Cyphostethus) chalybeus* Laporte

- Cenote Halal
Ar.6 - Nesticidae: *Nesticus pallidus* Emerton
Cr.3 - Cyclopidae: *Mesocyclops leuckarti* (Claus)
In.18 - Culicidae: *Aedes taeniorhynchus* (Wd.)
- Cenote Hoctun
Ar.3 - Hubbaridiidae: *Stenochrus portoricencis* Chamberlin
4 - Phrynidae: *Paraphrynus chacmool* (Rowland)
Paraphrynus raptator (Pocock)
Cr.3 - Cyclopidae: *Mesocyclops* sp
5 - Atyidae: *Typhlatya pearsei* Creaser
Palaemonidae: *Creaseria morleyi* (Creaser)
6 - Mysidae: *Antromysis (Antromysis) cenotensis* (Creaser)
7 - Cirolanidae: *Creaseriella anops* (Creaser)
Oniscidae: *Hoctunus vespertilio* Mulaik
In.1 - Neelidae: *Megalothorax minimus* Willem
5 - Coenagrionidae: *Telebasis salva* (Hagen)
- Cenote Hunto Chac (Cueva del Pozo)
Ar.3 - Hubbaridiidae: *Stenochrus portoricencis* Chamberlin
Sy.1 - Scutigereididae: *Hanseniella appendicofera* Scheller
- Cenote Huntun
Cr.2 - Cypridae: *Cypridopsis yucatanensis* Furtos
3 - Cyclopidae: *Eucyclops (Tropocyclops) prasinus* (Fischer)
Diaptomidae: *Diaptomus novamexicanus* Herrick
In.5 - Agrionidae: *Argia (Chalcargia) gaumeri* (Calvert)
Libellulidae: *Erythemis simplicicollis* (Say)
11 - Gerridae: *Trepobates* sp.
- Cenote Ixil
Cr.2 - Cypridae: *Cypridopsis yucatanensis* Furtos
3 - Canthocamptidae: *Nitocra spinipes* Boeck
Cyclopidae: *Macrocyclops albidus* (Jurine)
Mesocyclops leuckarti (Claus)
Diaptomidae: *Diaptomus novamexicanus* Herrick
7 - Porcellionidae: *Porcellio laevis* Latreille
8 - Hyallellidae: *Hyallella azteca* (Saussure)
In.5 - Agrionidae: *Argia (Chalcargia) gaumeri* (Calvert)
11 - Hydrometridae: *Hydrometra exilia* Bueno
Nepidae: *Ranatra annulipes* Stål
Notonectidae: *Buenoa pallens* (Champ.)
- Cenote Kabahchen
Ar.3 - Hubbaridiidae: *Stenochrus portoricencis* Chamberlin
Cr.5 - Atyidae: *Typhlatya mitchelli* Hobbs & Hobbs
Typhlatya pearsei Creaser
Palaemonidae: *Creaseria morleyi* (Creaser)
- Cenote Manzanilla
Ac.3 - Limnesiidae: *Limnesia paucispina* Wolcott
5 - Galumnidae: *Galumna* sp.
Cr.3 - Cyclopidae: *Mesocyclops* sp.
In.5 - Libellulidae: *Perithemis domitia* (Drury)
- Cenote Mukuyche
Ac.2 - Ixodidae: *Amblyomma dissimile* (Koch)
Cr.3 - Cyclopidae: *Eucyclops (Tropocyclops) prasinus* (Fischer)
In.11 - Gerridae: *Trepobates* sp.
18 - Chironomidae: *Tanytus* sp.
- Cenote Niagra
Ac.3 - Limnesiidae: *Limnesia paucispina* Wolcott
Cr.2 - Cypridae: *Cypridopsis niagranensis* Furtos.
3 - Cyclopidae: *Mesocyclops* sp.
In.11 - Gerridae: *Rheumatobates creaseri* Hungerford
Rheumatobates minutus Hungerford
- 18 - Chironomidae: *Chironomus viridicollis* Van der Wulp
- Cenote Nohchén
Ar.3 - Hubbaridiidae: *Stenochrus portoricencis* Chamberlin
Cr.6 - Mysidae: *Antromysis (Antromysis) cenotensis* (Creaser)
8 - Hadziidae: *Mayaweckelia cenoticola* Holsinger
- Cenote Olivut
Ac.3 - Limnesiidae: *Limnesia paucispina* Wolcott
- Cenote Pisté
Ac.3 - Mideopsidae: *Mideopsis orbicularis* (Mueller)
Cr.3 - Canthocamptidae: *Nitocra typica* Boeck
Cyclopidae: *Mesocyclops* sp.
In.5 - Libellulidae: *Orthemis ferruginea* (Fabricius)
10 - Menoponidae: *Myrsidea* sp.
Phlopteridae: *Phlyopterus excisus* Nitzsch
- Cenote Poxil
In.11 - Gerridae: *Trepobates pictus* (Herrich-Schaeffer)
- Cenote Santa Ana
Ac.3 - Pionidae: *Piona pearsei* Marshall
Unionicolidae: *Neumania cenotea* Marshall
Cr.3 - Cyclopidae: *Diaptomus novamexicanus* Herrick
Mesocyclops leuckarti (Claus)
8 - Hyallellidae: *Hyallella azteca* (Saussure)
In.5 - Coenagrionidae: *Telebasis filiola* (Perty)
Libellulidae: *Dythemis sterilis* Hagen
11 - Hydrometridae: *Hydrometra exilia* Bueno
Mesoveliidae: *Mesovelia mulsanti* White
Naucoridae: *Pelocoris femoratus* (Palisot-Bauevois)
Notonectidae: *Plea harnedi* Drake
15 - Hydrophilidae: *Helochares (Hydrobaticus) bipunctata* Sharp
- Cenote Scan Yui
Ac.3 - Arrenuridae: *Arrenurus* sp.
Unionicolidae: *Koenikea indistincta* Marshall
5 - Galumnidae: *Galumna* sp.
Cr.1 - Daphnidae: *Daphnia pulex* DeGeer
3 - Cyclopidae: *Diaptomus novamexicanus* Herrick
Mesocyclops sp.
4 - Argulidae: *Argulus rhamdiae* Wilson
In.5 - Agrionidae: *Argia (Chalcargia) gaumeri* (Calvert)
11 - Gerridae: *Trepobates* sp.
Notonectidae: *Buenoa pallipes* (Fabricius)
15 - Dytiscidae: *Megadytes laevigata* (Olivier)
- Cenote Seco
Ar.3 - Hubbaridiidae: *Stenochrus portoricencis* Chamberlin
6 - Loxoscelidae: *Loxosceles yucatanana* Chamberlin & Ivie
Theridiidae: *Tydarren fordum* (Keyserling)
- Cenote Sisal
Cr.3 - Cyclopidae: *Diaptomus novamexicanus* Herrick
Mesocyclops leuckarti (Claus)
- Cenote Sucil
In.20 - Apidae: *Trigona testacea cupira* Smith
- Cenote Sucopo
Ar.3 - Hubbaridiidae: *Stenochrus portoricencis* Chamberlin
- Cenote Uki
Cr.2 - Cypridae: *Cypridopsis viduella* Sars.
3 - Cyclopidae: *Eucyclops (Tropocyclops) prasinus* (Fischer)
Mesocyclops leuckarti (Claus)
In.5 - Libellulidae: *Dythemis sterilis* Hagen
Orthemis ferruginea (Fabricius)
11 - Belostomatidae: *Belostoma* sp.

- Gerridae: *Trepobates* sp.
 Notonectidae: *Buenoa pallipes* (Fabricius)
 Veliidae: *Microvelia pulchella* Westw.
 - Cenote X-ebiz
 Cr.5 - Palaemonidae: *Creaseria morleyi* (Creaser)
 - Cenote Xix
 Cr.1 - Daphnidae: *Daphnia hyalina* Leydig
 2 - Cypridae: *Cypridopsis yucatanensis* Furtos
Eucypris serrato-marginata Furtos.
 3 - Cyclopidae: *Mesocyclops leuckarti* (Claus)
 - Cenote Xkekén
 Cr.5 - Atyidae: *Typhlatyia mitchelli* Hobbs & Hobbs
 6 - Mysidae: *Antromysis (Antromysis) cenotensis* (Creaser)
 - Cenote Xlaka
 Cr.2 - Cypridae: *Metacypris americana* Furtos
 Darwinulidae: *Darwinula stevensoni* (Brady & Robertson)
 3 - Cyclopidae: *Mesocyclops tenuis* (Marsh)
 In.5 - Coenagrionidae: *Acanthagrion gracile* Rambur
Argia (Chalcargia) gaumeri (Calvert)
Protoneura corculum Calvert
Telebasis salva (Hagen)
 Libellulidae: *Cannaphila funerea* Carpenter
Dythemis sterilis Hagen
Erythemis plebeja Burmeister
Erythemis simplicicollis (Say)
Erythrodiplax connata (Burmeister)
Micrathyria debilis (Hagen)
Perithemis domitia (Drury)
 15 - Hydrophilidae: *Enochrus (Lumetus) sp. ca. aequalis* Sharp
 - Cenote Xtacabihá
 Ar.1 - Buthidae: *Centruroides ochraceus* (Pocock)
 4 - Phrynidae: *Paraphrynus chacmool* (Rowland)
Paraphrynus raptator (Pocock)
 Cr.5 - Atyidae: *Typhlatyia mitchelli* Hobbs & Hobbs
Typhlatyia pearsei Creaser
 6 - Mysidae: *Antromysis (Antromysis) cenotensis* (Creaser)
 Pholcidae: *Metagonia torete* Gertsch
 8 - Hadziidae: *Mayaweckelia cenicicola* Holsinger
 - Cenote Xtolok (y Cueva)
 Ar.3 - Hubbardiidae: *Stenochrus portoricencis* Chamberlin
 4 - Phrynidae: *Paraphrynus raptator* (Pocock)
 6 - Araneidae: *Wendilgarda mexicana* Keyserling
 Loxoscelidae: *Loxosceles yucatanana* Chamberlin & Ivie
 Pholcidae: *Metagonia maya* Chamberlin & Ivie
 Scytodidae: *Scytodes itzana* Chamberlin & Ivie
 8 - Chthoniidae: *Pseudochthonius troglobius* Muchmore
 Ac.2 - Argasidae: *Ornithodoros (Alectorobius) talaje* (Guérin-Méneville)
 Ixodidae: *Amblyomma cajennense* (Fabricius)
 3 - Hydrodomidae: *Hydrodroma despiciens* (Müller)
 Cr.1 - Daphnidae: *Daphnia hyalina* Leydig
Moina affinis Birge
 3 - Cyclopidae: *Eucyclops (Tropocyclops) prasinus* (Fischer)
Macrocylops albidus (Jurine)
Mesocyclops leuckarti (Claus)
Mesocyclops tenuis (Marsh)
 In.1 - Paronellidae: *Trogolaphysa xtolokensis* Palacios-V., Ojeda & Christensen
 5 - Coenagrionidae: *Acanthagrion gracile* Rambur
Argia (Chalcargia) gaumeri (Calvert)
Argia (Chalcargia) translata (Selys)
Telebasis salva (Hagen)
 Libellulidae: *Brachymesia furcata* (Hagen)
Cannaphila funerea Carpenter
Dythemis sterilis Hagen
Orthemis levis Calvert
Perithemis domitia (Drury)
 6 - Gryllidae: *Amphiacusta yucatanana* Hubbell
Tohila atelomma Hubbell
 8 - Polyphagidae: *Holocompsa zapoteca* Saussure
 10 - Psyllipsocidae: *Psyllipsocus yucatan* Gurney
 11 - Belostomatidae: *Belostoma confusum* Lauck
Lethocerus delpontei De Carlos
 Gerridae: *Limnogonus guerini* L. & S.
Rheumatobates creaseri Hungerford
 Nepidae: *Ranatra annulipes* Stål
Ranatra quadridentata Stål
 Notonectidae: *Buenoa pallipes* (Fabricius)
 14 - Myrmeleontidae: *Eremoleon longior* Banks
 15 - Dytiscidae: *Cybister flavocinctus* Aubé
Hydaticus rimosus Aubé
Megadytes laevigata (Olivier)
 Gyrinidae: *Dineutes solitarius* Aubé
 Melyridae
 18 - Culicidae: *Aedes* sp.
Aedes taeniorhynchus (Wd.)
Isostomyia sp.
Psorophora sp.
 Lonchaeidae: *Carpolonchaea pendula* Bez.
 Metopiidae:
 Streblidae: *Euctenodes mirabilis* Waterhouse
Euctenodes tonatae Kessel
Trichobius parasiticus Gervais
 - Cenote Yacman, Tecoh
 Ac.1 - Spinturnicidae: *Periglischrus herrerae* Machado-Allison
Periglischrus paracutisternus Mach.-A. & Antequera
 - Cenote Yuncu
 Ac.2 - Argasidae: *Ornithodoros (Alectorobius) talaje* (Guérin-Méneville)
 3 - Mideopsidae: *Mideopsis orbicularis* (Mueller)
 Cr.1 - Daphnidae: *Ceriodaphnia cornuta* Sars.
 2 - Cypridae: *Cypridopsis yucatanensis* Furtos
 3 - Cyclopidae: *Eucyclops* sp.
 In.18 - Chironomidae: *Chironomus viridicollis* Van der Wolp
 - Cenote Zaci
 Cr.5 - Atyidae: *Typhlatyia mitchelli* Hobbs & Hobbs
 6 - Mysidae: *Antromysis (Antromysis) cenotensis* (Creaser)
 - Cenotes (sin nombre ni localidad)
 Ar.6 - Pisauridae: *Tinus nigrinus* F.
 In.11 - Belostomatidae: *Belostoma* sp.
Lethocerus sp.
 - Ciénega (cerca de Progreso)
 Cr.3 - Canthocamptidae: *Moraria cristata* Chappuis
 - Cueva Amil
 Cr.5 - Palaemonidae: *Creaseria morleyi* (Creaser)
 7 - Cirolanidae: *Creaseriella anops* (Creaser)
 In.19 - Pulicidae: *Pulex porcinus* Jordan & Rothschild
 - Cueva Balaam Canche o Balankanché (= Cueva Bolonchen)
 Ar.3 - Hubbardiidae: *Stenochrus portoricencis* Chamberlin
 4 - Phrynidae: *Paraphrynus chacmool* (Rowland)

- Paraphrynus raptator* (Pocock)
 6 - Ochyroceratidae: *Ochyrocera* sp.
 Oonopidae: *Oonops coecus* (Chamberlin & Ivie)
 Mysmenidae: *Maymena mayana* (Chamberlin & Ivie)
 Theraphosidae: *Eurypelma* sp.
 7 - Ricinoididae: *Pseudocellus pearsei* (Chamberlin & Ivie).
 8 - Bochicidae: *Vachonium maya* Chamberlin
 Ac.1 - Laelapidae: *Androlaelaps (Haemolaelaps) glasgowi* (Ewing)
 2 - Argasidae: *Ornithodoros (Alectorobius) talaje* (Guérin-Méneville)
 Ixodidae: *Amblyomma dissimile* Koch
 3 - Hydrodomidae: *Hydrodroma despiciens* (Müller)
 Limnesiidae: *Limnesia paucispina* Wolcott
 Trombiculidae: *Loomisia desmodus* (Brennan & Dalmat)
Perates anophthalma Hoffmann
Perissopalla lipoglana (Brennan & Jones)
Trombicula camilla Wharton
Whartonia (Whartonia) nudosetosa (Wharton)
 Cr.2 - Cypridae: *Cypridopsis yucatanensis* Furtos
 3 - Canthocamptidae: *Nitocrella subterranea* (Chappuis)
 Cyclopidae: *Macrocyclops albidus* (Jurine)
Mesocyclops leuckarti (Claus)
 5 - Atyidae: *Typhlatya pearsei* Creaser
 Palaemonidae: *Creaseria morleyi* (Creaser)
 6 - Mysidae: *Antromysis (Antromysis) cenotensis* (Creaser)
 7 - Asellidae: *Asellus* sp.
 Squamiferidae: *Trichorhina pearsei* (Creaser)
 Trichoniscidae: *Cylindroniscus maya* Rioja
 In.1 - Entomobryidae: *Trogolaphysa maya* (Mills)
 6 - Gryllidae: *Amphiacusta yucatanana* Hubbell
Tohila atelomma Hubbell
 11 - Hebridae
 15 - Histeridae: *Plegaderus* sp.
 Platypodidae: *Platypus rugulosus* Chapuis
 Tenebrionidae: *Blapstinus* sp.
 17 - Phalaenidae
 Tineidae
 18 - Chironomidae
 Culicidae: *Aedes taeniorhynchus* (Wd.)
Haemagogus sp.
 Metopiidae: *Lucilia serricata* Mg.
 Muscidae: *Synthesiomyia nudiseta* Van der Wolp
 Phoridae: *Megaselia scalaris* Lw.
 Phyllomyzidae: *Desmometopa* sp.
Milichia sp.
 Streblidae: *Nycterophilia coxata* Ferris
Trichobius caecus Edwards
 Tachinidae: *Exorista* sp.
 19 - Pulicidae: *Xenopsylla cheopis* (Rothschild)
 20 - Formicidae: *Brachymyrmex cavernicola* Wheeler
Neoponera latreillei Forel
Paratrechina (Nylanderia) pearsei (Wheeler)
 - Cueva Calcehtok
 Ar.6 - Pholcidae
 Ac.1 - Ascidae: *Artroseius* sp.
Iphidozercon sp
 Laelapidae: *Alloparasitus* sp.
Androlaelaps sp.
Cosmolaelaps sp.
Geolaelaps sp.
Holostaspis sp.
 Macrochelidae: *Macrocheles austroamericanus* Evabs & Hyatt
 Macronyssidae
 Phytoseiidae: *Propioseius macrosetes* (Muma)
 Uropodidae: *Metagynella* sp.
Nenteria sp.
 2 - Argasidae: *Antricola* sp.
 3 - Cunaxidae: *Cunaxa* sp.
 Rhagidiidae
 Teneriffidae
 Trombidiidae
 5 - Damaeidae
 Lohmanniidae: *Lohmannia* sp.
 Opiidae
 Sphaerochthoniidae: *Sphaerochthonius* sp.
 In.1 - Entomobryidae: *Lepidocyrtus* sp.
Pseudosinella sp.
Seira sp.
Sinella sp.
 Isotomidae: *Folsomina onychiurina* Denis
 15 - Carabidae
 - Cueva Chac Mol
 Ar.3 - Hubbardiidae: *Stenochrus portoricencis* Chamberlin
 4 - Phrynidae: *Paraphrynus raptator* (Pocock)
 6 - Pholcidae: *Metagonia maya* Chamberlin & Ivie
Pholcophora speophila (Chamberlin & Ivie)
Spermophora speophila Chamberlin & Ivie
 Ac.2 - Ixodidae: *Amblyomma cajennense* (Fabricius)
 Cr.5 - Palaemonidae: *Creaseria morleyi* (Creaser)
 6 - Mysidae: *Antromysis (Antromysis) cenotensis* Creaser
 7 - Cirolanidae: *Creaseriella anops* (Creaser)
 Porcellionidae: *Porcellionides* sp.
 In.6 - Gryllidae: *Amphiacusta yucatanana* Hubbell
Tohila atelomma Hubbell
 15 - Elateridae: *Orthosethus* sp.
 Silvanidae: *Cathartus quadricollis* Guer.
 18 - Ceratopogonidae: *Forcipomyia* sp.
 Chloropidae: *Hippelates pusio* Lw.
 Culicidae: *Psorophora* sp.
 Empididae: *Drapetis* sp.
 Sphaeroceridae: *Leptocera* sp.
 Tabanidae: *Tabanus haemagogus* Will.
 Therevidae: *Psilocephala* sp.
 20 - Formicidae: *Paratrechina (Nylanderia) pearsei* (Wheeler)
 - Cueva Chakxix
 Ar.6 - Pholcidae: *Metagonia maya* Chamberlin & Ivie
 Ac.3 - Trombiculidae: *Trombicula myops* Vitzhum
Whartonia (Whartonia) nudosetosa (Wharton)
 6 - Gryllidae: *Amphiacusta yucatanana* Hubbell
 In.14 - Myrmeleontidae: *Eremoleon longior* Banks
 17 - Phalaenidae: *Latebraria amphipyroides* Guen
 18 - Chloropidae: *Oscinella* sp.
 Streblidae: *Megistopoda araneae* Coquillett
 - Cueva Chocantes
 Ar.4 - Phrynidae: *Paraphrynus raptator* (Pocock)
 6 - Loxoscelidae: *Loxosceles* sp.
 Nesticidae: *Nesticus reddelli* Gertsch
 Theraphosidae: *Aphonopelma* sp.
 Theriidae

- 9 - Phalangiidae: *Parageaya* sp.
 Ac.1 - Macronyssidae
 In.15 - Carabidae
 Lampyridae
 Nitidulidae
 Oxytelidae
 - Cueva Cinco de Mayo
 Ar.6 - Loxoscelidae: *Loxosceles yucatanana* Chamberlin & Ivie
 Ac.3 - Trombidiidae: *Monunguis streblida* Wharton
 In.6 - Gryllidae: *Amphiacusta yucatanana* Hubbell
 8 - Blaberidae: *Blaberus craniifer* Burmeister
 8 - Polyphagidae: *Holocompsa zapoteca* Saussure
 11 - Reduviidae: (*Stenopodinae*)
 15 - Histeridae: *Platysoma* sp.
 Staphylinidae: *Belonuchus* sp. cs. *moquinus* Casey
 Ischnopoda (*Atheta*) sp.
 17 - Phalaenidae: *Latebraria amphipyroides* Guen
 18 - Metopiidae
 Streblidae: *Megistopoda araneae* Coquillett
Trichobius dugesii Townsend
 Therevidae: *Psilocephala* sp.
 20 - Figitidae: *Eucolia* sp.
 Formicidae: *Neoponera latreillei* Forel
Neoponera villosa inversa Smith
 Sphecidae: *Chorion (Ammobia) caliginosum* (Erichson)
 - Cueva de Carroza
 In.2 - Japygidae: *Parajapyx mexicanus* Silvestri
 11 - Reduviidae: *Triatoma* sp.
 - Cueva de Caxcuy
 In.11 - Reduviidae: *Triatoma* sp.
 - Cueva de Gorgosa
 Cr.7 - Squamiferidae: *Trichorhina pearsei* (Creaser)
 - Cueva de Hochtun
 Ar.3 - Hubbardiidae: *Stenochrus portoricencis* Chamberlin
 4 - Phrynidae: *Paraphrynus raptator* (Pocock)
 6 - Mysmenidae: *Maymena mayana* (Chamberlin & Ivie)
 Ac.2 - Argasidae: *Antricola coprophilus* (McIntosh)
 Cr.3 - Cyclopidae: *Eucyclops serrulatus* (Fischer)
Mesocyclops leuckartii (Claus)
 5 - Atyidae: *Typhlatya pearsei* Creaser
 Palaemonidae: *Creaseria morleyi* (Creaser)
 6 - Mysidae: *Antromysis (Antromysis) cenotensis* (Creaser)
 7 - Oniscidae: *Hochtunus vespertilio* Mulaik
 Porcellionidae: *Porcellionides* sp.
 Trichoniscidae: *Trichoniscus huctoni* Mulaik
 Di.4 - Rhachodesmidae: *Aceratophallus hochtunanus* Chamberlin
 Pyrgodesmidae: *Calymmodesmus alienus* Chamberlin
Yucodesmus hochtunanus Causey
 8 - Spirostreptidae: *Orthoporus* sp.
Orthoporus hochtunicolens Chamberlin
Orthoporus solicolens Chamberlin
 In.1 - Neelidae: *Megalothorax minimus* Willem
 6 - Gryllidae: *Amphiacusta yucatanana* Hubbell
 15 - Histeridae: *Gnathoncus* sp.
Oxarthrus sp. ca. *hematicallis* Sharp
Saprinus sp.
 17 - Tineidae:
 18 - Drosophilidae: *Drosophila* sp.
 Ochthophilidae: *Leucopsis* sp.
- Phyllomyzidae: *Milichia* sp.
 Streblidae: *Trichobius caecus* Edwards
Trichobius dugesii Townsend
 - Cueva de Kaua
 Ar.1 - Buthidae: *Centruroides ochraceus* (Pocock)
 3 - Hubbardiidae: *Stenochrus portoricencis* Chamberlin
 4 - Phrynidae: *Paraphrynus chacmool* (Rowland)
Paraphrynus raptator (Pocock)
 6 - Loxoscelidae: *Loxosceles yucatanana* Chamberlin & Ivie
 Pholcidae: *Pholcophora pearsei* (Chamberlin & Ivie)
 7 - Ricinoididae: *Pseudocellus pearsei* (Chamberlin & Ivie)
 8 - Bochicidae: *Vachonium kauae* Muchmore
 Chernetidae: *Paraazona cavicola* Chamberlin
 Ac.1 - Spelaeorhynchidae: *Spelaeorhynchus praecursor* Neumann
 2 - Ixodidae: *Amblyomma dissimile* Koch
 Cr.5 - Atyidae: *Typhlatya mitchelli* Hobbs & Hobbs
Typhlatya pearsei Creaser
 6 - Mysidae: *Antromysis (Antromysis) cenotensis* (Creaser)
 7 - Cirolanidae: *Creaseriella anops* (Creaser)
 Di.4 - Sphaeriodesmidae: *Cylius kahuanus* Chamberlin
 In.6 - Gryllidae: *Amphiacusta yucatanana* Hubbell
 8 - Blaberidae: *Blaberus craniifer* Burmeister
 11 - Reduviidae: (*Stenopodinae*)
 15 - Carabidae: *Aephnidius* sp.
Laemosthenes sp.
 Elateridae: *Orthosethus* sp.
 Tenebrionidae: *Rhinandrus elongatus* Horn
 17 - Tineidae: *Tinea* sp.
 18 - Culicidae: *Aedes* sp.
Aedes taeniorhynchus (Wd.)
 Therevidae: *Psilocephala* sp.
 20 - Bethylidae: *Apanesia* sp.
Rhabdepyris sp.
 Pompilidae: *Pepsis* sp.
 Vespidae: *Polybia diguetana* Buysson
 - Cueva de Loltún
 Ar.1 - Buthidae: *Centruroides ochraceum* Pocock
 Diplocentridae: *Cazierius* sp.
 3 - Hubbardiidae: *Stenochrus portoricencis* Chamberlin
 4 - Phrynidae: *Paraphrynus reddelli* Mullinex
 6 - Araneidae: *Leucauge loltuna* Chamberlin & Ivie
 Loxoscelidae: *Loxosceles yucatanana* Chamberlin & Ivie
 Pholcidae: *Anopsicus wileyae* Gertsch
Metagonia yucatanana Chamberlin & Ivie
 Scytodidae: *Scytodes fusca* Walckenaer
 Uloboridae: *Uloborus signatum* Cambridge
 8 - Bochicidae: *Vachonium loltun* Muchmore
 Ac.2 - Ixodidae: *Amblyomma cajennense* (Fabricius)
 Ch.2 - Scolopendridae: *Scolopendra sumichrasti* Saussure.
 Di.4 - Sphaeriodesmidae: *Sphaeriodesmus tortus* Shear
 7 - Spirostreptidae: *Orthoporus zizicolens* (Chamberlin)
 In. 6 - Gryllidae: *Amphiacusta yucatanana* Hubbell
 18 - Culicidae: *Aedes* sp.
Aedes taeniorhynchus (Wd.)
Culex sp.
 Milichiidae: *Milichia* sp.
 Therevidae: *Psilocephala* sp.
 20 - Sphecidae: *Notogonidea* sp.
 - Cueva de Luchil

- Ar.3 - Hubbardiidae: *Stenochrus portoricencis* Chamberlin
 6 - Pholcidae: *Metagonia maya* Chamberlin & Ivie
 Ac.5 - Oribatulidae: *Scheloribates luchili* Wharton
 Cr.3 - Canthocamptidae: *Attheyella pilosa* Chappuis
 Cyclopidae: *Eucyclops serrulatus* (Fischer)
Eucyclops (Tropocyclops) prasinus (Fischer)
Mesocyclops leuckarti (Claus)
Mesocyclops tenuis (Marsh)
Paracyclops fimbriatus (Fischer)
 6 - Mysidae: *Antromysis (Antromysis) cenotensis* (Creaser)
 Di.4 - Pyrgodesmidae: *Calymmodesmus viabilis* Chamberlin
 6 - Siphonophoridae: *Siphonophora sabachana* Chamberlin
 8 - Spirostreptidae: *Orthoporus* sp.
Orthoporus luchilicolens Chamberlin
 In.6 - Gryllidae: *Tohila atelomma* Hubbell
 17 - Tineidae
 18 - Culicidae: *Aedes taeniorhynchus* (Wd.)
 Drosophilidae: *Drosophila* sp.
 Phoridae
 Milichiidae: *Milichia* sp.
 Stratiomyidae: *Cyphomyia* sp.
 20 - Formicidae: *Acromyrmex octospinosus ekchuah* Wheeler
 - Cueva de Mayapán
 Ac.1 - Spelaeorhynchidae: *Spelaeorhynchus chilonycteris* Fain,
 Anastos, Camin & Johnston
 Spinturnicidae: *Cameronieta thomasi* Machado-Allison
Periglischrus iheringi Oudemans
 - Cueva de Sabacá
 Ar.3 - Hubbardiidae: *Stenochrus portoricencis* Chamberlin
 Ar.4 - Phrynidae: *Paraphrynus chacmool* (Rowland)
Paraphrynus raptator (Pocock)
 6 - Gnaphosidae: *Zelotes mayanus* Chamberlin & Ivie
 Loxoscelidae: *Loxosceles yucatanana* Chamberlin & Ivie
 Pholcidae: *Anopsicus speophila* (Chamberlin & Ivie)
 7 - Ricinoididae: *Pseudocellus pearsei* (Chamberlin & Ivie)
 8 - Bochicidae: *Vachonium boneti* Chamberlin
 9 - Cosmetidae: *Vonones compressus* (Cambridge)
 Ac.1 - Ascidae: *Asca* sp.
Lasioseius sp.
Zercoeseius sp.
 Laelapidae: *Androlaelaps* sp.
Cosmolaelaps sp.
Geolaelaps sp.
 Uropodidae: *Clausiadinychus* sp.
Nenteria sp.
Phaulodinychus sp.
 Zerconidae:
 2 - Argasidae: *Ornithodoros (Alectorobius) talaje* (Guérin-Méneville)
 3 - Bdellidae: *Cyta latirostris* (Hermann)
 Cunaxidae
 Erythraeidae
 Trombidiidae
 4 - Acaridae: *Histiogaster* sp.
 5 - Carabodidae
 Charassobatidae: *Charassobates* sp.
 Ctenacaridae: *Ctenacarus araneola* (Grandjean)
 Hermanniellidae: *Sacculobates* sp.
 Hypochthoniidae: *Eohypochthonius* sp.
 Liodidae: *Teleioliodes* sp.
 Oppiidae: *Oxyoppia* sp.
 Parhypochthoniidae: *Parhypochthonius* sp.
 Phthiracaridae: *Hoplophorella* sp.
 Di.4 - Chelodesmidae: *Chondrodesmus sabachanus* Chamberlin
 Rhachodesmidae: *Aceratophallus* sp.
 6 - Siphonophoridae: *Siphonophora sabachana* Chamberlin
 7 - Spirostreptidae: *Orthoporus zizicolens* (Chamberlin)
 In.1 - Entomobryidae: *Pseudosinella* sp.
Seira sp.
Sinella sp.
 Hypogastruridae: *Microgastrura* sp.
Xenylla sp.
Xenylla humicola (Fabricius)
 Isotomidae: *Folsomina onychiurina* Denis
Isotomiella minor (Schaeffer)
 Neanuridae: *Neanura* sp. ca. *persimilis* Mills
Paranura sp.
Pseudachorutes sp.
 Neelidae: *Megalothorax* sp.
Neelus sp. cf. *murinus* Folsom
 6 - Gryllidae: *Amphiacusta yucatanana* Hubbell
 7 - Mantidae
 15 - Catopidae: *Ptomaphagus* sp.
 Carabidae
 Cetaphidae
 Cuayidae
 Histeridae: *Saprinus* sp.
 Lampyridae
 Nitidulidae
 Oxytelidae
 Ptillidae:
 Scolytidae
 Staphylinidae: *Belonuchus* sp. cs. *moquinus* Casey
 18 - Phoridae: *Megaselia* sp
 Sciaridae: *Sciara* sp.
 19 - Pulicidae: *Pulex irritans* Linneo
 - Cueva de Sambulha (Mérida)
 Ar.3 - Hubbardiidae: *Stenochrus portoricencis* Chamberlin
 4 - Phrynidae: *Paraphrynus mexicanus* (Bilimek)
 6 - Loxoscelidae: *Loxosceles yucatanana* Chamberlin & Ivie
 Nesticidae: *Nesticus pallidus* Emerton
 Pholcidae: *Physocyclus globosus* (Taczanowski)
 Scytodidae: *Scytodes meridana* Chamberlin & Ivie
 Cr.3 - Cyclopidae: *Eucyclops serrulatus* (Fischer)
Mesocyclops leuckarti (Claus)
 Di.8 - Spirostreptidae: *Orthoporus* sp.
 In.14 - Myrmeleontidae: *Eremoleon longior* Banks
 15 - Endomychidae: *Rhymbus* sp
 20 - Formicidae: *Acromyrmex octospinosus ekchuah* Wheeler
Pheidole sp.
 Sphecidae: *Crabro* sp.
Podium brevicolle Kohl
 - Cueva de Sambulha (Motul)
 Ar.4 - Phrynidae: *Paraphrynus raptator* (Pocock)
 6 - Clubionidae: *Anachemmis* sp.
 8 - Chernetidae: *Parazaona cavicola* Chamberlin
 Ac.1 - Laelapidae: *Cosmolaelaps* sp.
 Pachylaelapidae: *Pachyseius* sp.
 Phytoseiidae:

- Uropodidae: *Metagynella* sp.
Nenteria sp.
Urobovella sp.
Uropolyaspis sp.
2 - Ixodidae: *Amblyomma dissimile* (Koch)
3 - Bdellidae: *Spinibdella bifurcata* Atyeo
Cunaxidae
Rhagidiidae
Trombidiidae
4 - Acaridae: *Acotyledon* sp.
Lacherbaueria sp.
Anoetidae: *Histiostoma* sp.
5 - Basilobelbidae: *Basilobelba insularis* Mahunka
Galumnidae: *Galumna jacoti* Wharton
Haplozetidae: *Xylobates* sp.
Oppiidae: *Oxyoppia* sp.
Oribatellidae: *Oribatella monospicus* Wharton
Sphaerochthoniidae: *Sphaerochthonius* sp.
Cr.3 - Canthocamptidae: *Nitocra pusilla* Sars.
Cyclopidae: *Eucyclops serrulatus* (Fischer)
Macrocylops albidus (Jurine)
Mesocyclops leuckarti (Clau)
5 - Palaemonidae: *Creaseria morleyi* (Creaser)
6 - Mysidae: *Antromysis (Antromysis) cenotensis* (Creaser)
7 - Cirolanidae: *Creaseriella anops* (Creaser)
Oniscidae
Porcellionidae: *Porcellionides* sp.
Squamiferidae: *Trichorhina pearsei* (Creaser)
Trichoniscidae: *Cylindroniscus maya*
Di.7 - Rhinocricidae: *Rhinocricus motulensis* Chamberlin
8 - Spirostreptidae: *Orthoporus* sp.
In.1 - Arrhopalitidae: *Arrhopalites* sp.
Cyphoderidae: *Cyphoderus innominatus* Mills
Entomobryidae: *Lepidocyrtus pearsei* Mills
Metasinella falcifera (Mills)
Pseudosinella sp.
Hypogastruridae: *Xenylla yucatanana* Mills
Isotomidae: *Folsomina onychiuruna* Denis
Isotoma sp.
Isotomiella sp.
Neelidae: *Neelus murinus* Folsom
5 - Libellulidae: *Dythemis sterilis* Hagen
6 - Gryllidae: *Amphiacusta yucatanana* Hubbell
15 - Alleculidae
Histeridae: *Saprinus* sp.
18 - Sciaridae: *Sciara* sp.
Stratiomyidae: *Cyphomyia* sp.
Strebliidae: *Trichobius parasiticus* Gervais
Therevidae: *Psilocephala* sp.
20 - Braconidae: *Apanteles* sp.
Formicidae: *Erebomyrma urichi* (Wheeler)
Pheidole punctatissima Mayr
Ponera ergatandria Forel
Ponera opaciceps Mayr
- Cueva de Tecoh
Ar.3 - Hubbardiidae: *Stenochrus portoricencis* Chamberlin
4 - Phrynidae: *Paraphrynus chacmool* (Rowland)
Paraphrynus raptator (Pocock)
7 - Ricinoididae: *Pseudocellus pearsei* (Chamberlin & Ivie)
- Cueva de Xmahit
Ar.3 - Phrynidae: *Paraphrynus raptator* (Pocock)
6 - Dipluridae: *Euagrus* sp.
Loxoscelidae: *Loxosceles* sp.
Pholcidae: *Modisimus inornatus* Cambridge
8 - Chernetidae
Ac.1 - Laelapidae: *Androlaelaps* sp.
Uropodidae
2 - Argasidae: *Antricola* sp.
3 - Rhagidiidae
Teneriffidae
5 - Damaeidae
Dampfeliidae: *Beckiella* sp.
Microzetidae
Oppiidae
Sphaerochthoniidae: *Sphaerochthonus* sp.
Di.4 - Rhachodesmidae: *Aceratophallus oxcutzcabus* Chamberlin
In.1 - Cyphoderidae: *Cyphoderus innominatus* Mills
Entomobryidae: *Pseudosinella* sp.
Seira sp.
6 - Gryllidae: *Amphiacusta yucatanana* Hubbell
8 - Blaberidae: *Blaberus atropos* (Stoll)
15 - Carabidae
18 - Strebliidae: *Euctenodes mirabilis* Waterhouse
Trichobius dugesii Townsend
- Cueva de Yakman
Ac.3 - Myobiidae: *Eudusbabekia glossophaga* Dusbábek & Lukoschus
- Cueva del Aguacate
Ar.3 - Hubbardiidae: *Stenochrus portoricencis* Chamberlin
6 - Pholcidae: *Anopsicus speophila* (Chamberlin & Ivie)
In.20 - Pompilidae: *Pepsis* sp.
- Cueva del Camino a San Roque, Oxcutzcab, No.1
Ar.4 - Phrynidae: *Paraphrynus* sp.
6 - Araneidae: *Micrathena sagittata* (Walckenaer)
8 - Syarinidae: *Pachychitra maya* Chamberlin
Ac.2 - Ixodidae
Cr.7 - Squamiferidae: *Trichorhina pearsei* (Creaser)
In. 6 - Gryllidae: *Amphiacusta yucatanana* Hubbell
8 - Polyphagidae: *Holocompsa zapoteca* Saussure
11 - Reduviidae: *Ploiaria* sp.
15 - Tenebrionidae: *Rhinandrus elongatus* Horn
- Cueva del Camino a San Roque, Oxcutzcab, No.2
Ac.1 - Spinturnicidae: *Periglischrus iheringi* Oudemans
2 - Ixodidae: *Amblyomma cajennense* (Fabr.)
Amblyomma dissimile (Koch)
3 - Trombiculidae: *Whartonia (Whartonia) nudosetosa* (Wharton)
In.1 - Cyphoderidae: *Cyphoderus innominatus* Mills
Entomobryidae: *Lepidocyrtus pearsei* Mills
14 - Myrmeleontidae: *Eremoleon longior* Banks
15 - Elateridae
Scarabaeidae
Tenebrionidae: *Rhinandrus elongatus* Horn
18 - Muscidae: *Coenosia* sp.
Phoridae: *Megaselia scallaris* Lowe
Psychodidae: *Nemopalpus* sp.
Stratiomyidae: *Hermetia* sp.
Tachinidae: *Archytas* sp.
Therevidae: *Psilocephala* sp.
20 - Formicidae: *Neoponera latreillei* Forel

- Odontomachus haematoda* (Linneo)
- Cueva del Pochote
Cr.5 - Atyidae: *Typhlatyia pearsei* Creaser
Palaemonidae: *Creaseria morleyi* (Creaser)
- Cueva del Ponte
Cr.5 - Atyidae: *Typhlatyia pearsei* Creaser
- Cueva Ebizt
Ar.4 - Phrynidae: *Paraphrynus raptator* (Pocock)
8 - Loxoscelidae: *Loxosceles yucatanana* Chamberlin & Ivie
In. 6 - Gryllidae: *Amphiacusta yucatanana* Hubbell
8 - Polyphagidae: *Holocompsa zapoteca* Saussure
14 - Myrmeleontidae: *Eremoleon longior* Banks
15 - Tenebrionidae: *Rhinandrus elongatus* Horn
17 - Phalaenidae
18 - Ochthophilidae: *Leucopsis* sp.
Strebliidae: *Megistopoda araneae* (Coquillett)
Trichobius dugesii Townsend
- Cueva Escondida
Ar.4 - Phrynidae: *Paraphrynus chacmool* (Rowland)
Paraphrynus raptator (Pocock)
Ar.6 - Oonopidae: *Oonops coecus* (Chamberlin & Ivie)
Pholcidae: *Pholcophora pearsei* (Chamberlin & Ivie)
- Cueva Etún (Izamal)
Ac.1 - Macronyssidae: *Macronyssus crosbyi* (Ewing & Stover)
- Cueva Góngora
Ar.3 - Hubbardiidae: *Stenochrus portoricencis* Chamberlin
4 - Phrynidae: *Paraphrynus raptator* (Pocock)
6 - Pholcidae: *Metagonia maya* Chamberlin & Ivie
Pholcophora speophila (Chamberlin & Ivie)
Spermophora speophila Chamberlin & Ivie
Theraphosidae: *Eurypelma* sp.
8 - Chernetidae: *Lustrochernes minor* Chamberlin
Cr.5 - Palaemonidae: *Creaseria morleyi* (Creaser)
7 - Cirolanidae: *Creaseriella anops* (Creaser)
Squamiferidae: *Trichorhina pearsei* (Creaser)
Di.4 - Rhachodesmidae: *Aceratophallus oxcutzcabus* Chamberlin
Pyrgodesmidae: *Calymnodesmus viabilis* (Chamberlin)
8 - Spirostreptidae: *Orthoporus* sp.
In.1 - Cyphoderidae: *Cyphoderus innominatus* Mills
Entomobryidae: *Lepidocyrtus pearsei* Mills
6 - Gryllidae: *Amphiacusta yucatanana* Hubbell
12 - Cixiidae: *Cixia* sp.
15 - Alleculidae
17 - Phalaenidae: *Latebraria amphipyroides* Guen.
18 - Ceratopogonidae: *Dasyhelea* sp.
Phoridae: *Megaselia scalaris* Lw.
Milichiidae: *Milichia* sp.
Stratiomyidae: *Cyphomyia* sp.
Therevidae: *Psilocephala* sp.
20 - Formicidae: *Acromyrmex octospinosus ekchuah* Wheeler
Pachycondyla harpax montezumia Smith
Solenopsis germinata (Fabr.)
- Cueva Jih
In.18 - Strebliidae: *Euctenodes mirabilis* Waterhouse
Trichobius parasiticus Gervais
- Cueva Lara
In.18 - Strebliidae: *Trichobius hirsutululus* Bequaert
- Cueva Muruztun
Ar.4 - Phrynidae: *Paraphrynus raptator* (Pocock)
6 - Amaurobiidae: *Goeldia tizamina* Chamberlin & Ivie
Dyctinidae: *Titanoeca tizamina* Chamberlin & Ivie
Pholcidae: *Metagonia maya* Chamberlin & Ivie
Di.4 - Pyrgodesmidae: *Calymnodesmus muruztunicus* (Chamberlin)
8 - Spirostreptidae: *Orthoporus tizamensis* Chamberlin
In.1 - Cyphoderidae: *Cyphoderus innominatus* Mills
Entomobryidae: *Lepidocyrtus pearsei* Mills
6 - Gryllidae: *Amphiacusta yucatanana* Hubbell
15 - Scarabaeidae: *Coelosis biloba* Linneo
18 - Culicidae: *Aedes taeniorhynchus* (Wd.)
Milichiidae: *Milichia* sp.
20 - Formicidae: *Atta cephalotes opaca* Forel
Paratrechina (Nylanderia) pearsei (Wheeler)
- Cueva Oxolodt
Ar.4 - Phrynidae: *Paraphrynus raptator* (Pocock)
6 - Pholcidae: *Pholcophora pearsei* (Chamberlin & Ivie)
Mysmenidae: *Maymena mayana* (Chamberlin & Ivie)
7 - Ricinoididae: *Pseudocellus pearsei* (Chamberlin & Ivie)
Ac.3 - Trombiculidae: *Trombicula camilla* Wharton
Cr.6 - Mysidae: *Antromysis (Antromysis) cenotensis* (Creaser)
Di.4 - Pyrgodesmidae: *Calymnodesmus muruztunicus* (Chamberlin)
In.6 - Gryllidae: *Amphiacusta yucatanana* Hubbell
Tohila atelomma Hubbell
17 - Phalaenidae
Tineidae
18 - Phoridae: *Megaselia* sp.
Megaselia scalaris Lw.
Milichiidae: *Desmometopa* sp.
Strebliidae: *Euctenodes mirabilis* Waterhouse
- Cueva Puz
Ar.4 - Phrynidae: *Paraphrynus raptator* (Pocock)
6 - Loxoscelidae: *Loxosceles yucatanana* Chamberlin & Ivie
Pholcidae: *Metagonia viabilis* Chamberlin & Ivie
Ac.2 - Ixodidae: *Amblyomma cajennense* (Fabricius)
Cr.7 - Squamiferidae: *Trichorhina pearsei* (Creaser)
Di.4 - Rhachodesmidae: *Aceratophallus oxcutzcabus* Chamberlin
In.6 - Gryllidae: *Amphiacusta yucatanana* Hubbell
8 - Blaberidae: *Blaberus craniifer* Burmeister
Polyphagidae: *Holocompsa zapoteca* Saussure
14 - Myrmeleontidae: *Eremoleon longior* Banks
17 - Phalaenidae: *Latebraria amphipyroides* Guen.
18 - Culicidae: *Aedes taeniorhynchus* (Wd.)
Strebliidae: *Megistopoda araneae* Coquillett
Trichobius dugesii Townsend
Therevidae: *Psilocephala* sp.
20 - Chalcididae: *Brachymeria* sp.
Formicidae: *Acromyrmex octospinosus ekchuah* Wheeler
Neoponera latreillei Forel
Solenopsis germinata (Fabr.)
Pompilidae: (Psammocharinae)
- Cueva San Isidro
Ar.3 - Hubbardiidae: *Stenochrus portoricencis* Chamberlin
4 - Phrynidae: *Phrynus raptator* (Pocock)
5 - Barychelidae: *Zygopelma meridana* Chamberlin & Ivie
Ac.3 - Erythraeidae: *Erythraeus bisetosa* Wharton
Trombiculidae: *Trombicula camilla* Wharton
Cr.3 - Cyclopidae: *Eucyclops serrulatus* (Fischer)
Eucyclops (Tropocyclops) prasinus (Fischer)
Mesocyclops leuckarti (Claus)

- Mesocyclops tenuis* (Marsh)
 5 - Atyidae: *Typhlatyia pearsei* Creaser
 Palaemonidae: *Creaseria morleyi* (Creaser)
 6 - Mysidae: *Antromysis (Antromysis) cenotensis* (Creaser)
 7 - Cirolanidae: *Creaseriella anops* (Creaser)
 Di.4 - Pyrgodesmidae: *Calymmodesmus isidricus* (Chamberlin)
Calymmodesmus viabilis Chamberlin
 Rhachodesmidae: *Aceratophallus* sp.
 8 - Spirostreptidae: *Orthoporus* sp.
 In.1 - Neelidae: *Neelus murinus bolivari* Bonet
 6 - Gryllidae: *Amphiacusta yucatanana* Hubbell
Tohila atelomma Hubbell
 12 - Fulgoridae: *Aethus compactus* Uhl
 20 - Chalcididae: *Stomatoceras* sp.
 Formicidae: *Forelius maccooki* Forel
Solenopsis germinata (Fabr.)
Ponera opaciceps Mayr
 - Cueva Santa Elena
 Ac.3 - Limnesiidae: *Limnesia paucispina* Wolcott
 Cr.1 - Daphnidae: *Daphnia hyalina* Leydig
 2 - Cypridae: *Cypridopsis inaudita* Furtos
Cypridopsis mexicana Furtos
 3 - Cyclopidae: *Eucyclops (Tropocyclops) prasinus* (Fischer)
 5 - Atyidae: *Typhlatyia pearsei* Creaser
 Palaemonidae: *Creaseria morleyi* (Creaser)
 7 - Cirolanidae: *Creaseriella anops* (Creaser)
 In.1 - Neelidae: *Megalothorax minimus* Willem
Neelus murinus bolivari Bonet
 18 - Culicidae: *Aedes taeniorhynchus* (Wd.)
Mochlonyx sp.
 - Cueva Sazich
 Ar.3 - Hubbardiidae: *Stenochrus portoricencis* Chamberlin
 Ac.3 - Trombidiidae: *Platyseta yucatanicus* Wharton
 Cr.7 - Squamiferidae: *Trichorhina pearsei* (Creaser)
 Di.4 - Rhachodesmidae: *Aceratophallus calcehtokanus* Chamberlin
 Pyrgodesmidae: *Calymmodesmus viabilis* (Chamberlin)
 In.1 - Entomobryidae: *Metasinella (Sulcuncus) falciferus* Mills
 6 - Gryllidae: *Amphiacusta yucatanana* Hubbell
 15 - Carabidae: *Aephnidius* sp. ?
Laemosthenes sp.
 17 - Phalaenidae: *Latebraria amphipyroides* Guen.
 18 - Chironomidae: *Pseudochironomus* sp.
 Culicidae: *Aedes* sp.
Aedes angustivittatus D. & K.
Aedes euplocamus Dyar
Aedes taeniorhynchus (Wd.)
 Drosophilidae: *Drosophila* sp.
 Metopiidae
 Therevidae: *Psilocephala* sp.
 20 - Halictidae: *Pseudaugochloropsis sordiscutis* (Vachal)
 - Cueva Siete Aguas
 Ar.3 - Hubbardiidae: *Stenochrus portoricencis* Chamberlin
 Ar.4 - Phrynidae: *Paraphrynus raptator* (Pocock)
 7 - Ricinoididae: *Pseudocellus pearsei* (Chamberlin & Ivie) Ac.1
 Ascidae
 Laelapidae: *Geolaelaps* sp.
 Pachylaelapidae: *Zygoseius* sp. Phytoseiidae: *Amblyseius* sp.
 Polyaspididae: *Trachytes* sp.
 Uropodidae: *Metagynella* sp.
Uroobovella sp.
 2 - Ixodidae: *Amblyomma dissimile* (Koch)
 3 - Bdellidae: *Bdella longistriata* Autor
 Caeculidae
 Cheyletidae
 Cunaxidae: *Cunaxa* sp.
 Johnstonianidae
 Raphignathidae
 Rhagidiidae: *Robustocheles mucronata* (Willmann)
 4 - Acaridae: *Acotyledon* sp.
Suidasia sp.
Thyreophagus sp.
 Anoetidae: *Histiostoma* sp.
 Rosensteiniidae
 5 - Damaeidae
 Galumnidae: *Pergalumna* sp.
 Haplozetidae: *Tuxenia* sp.
Xylobates sp.
 Microzetidae:
 Oppiidae: *Oxyoppia* sp.
 Cr.7 - Oniscidae
 Cn.1 - Cyphoderidae: *Cyphoderus innominatus* Mills
 Entomobryidae: *Lepidocyrtus* sp.
Pseudosinella sp.
 Hypogastruridae: *Schoettella* sp.
Xenylla yucatanana Mills
 Isotomidae: *Isotomiella* sp.
Isotomurus sp.
 Paronellidae: *Trogolaphysa* sp.
 15 - Staphylinidae
 20 - Formicidae
 - Cueva Sodzil
 Ar.3 - Hubbardiidae: *Stenochrus portoricencis* Chamberlin
 6 - Ochyroceratidae: *Theotima martha* Gertsch
 Pholcidae: *Metagonia torete* Gertsch
 Cr.5 - Atyidae: *Typhlatyia mitchelli* Hobbs & Hobbs
 6 - Mysidae: *Antromysis (Antromysis) cenotensis* (Creaser)
 Cueva Toh
 Ar.3 - Hubbardiidae: *Stenochrus portoricencis* Chamberlin
 4 - Phrynidae: *Paraphrynus raptator* (Pocock)
 6 - Nesticidae: *Nesticus* sp.
 Loxoscelidae: *Loxosceles* sp.
 Theraphosidae
 Theridiidae
 7 - Ricinoididae: *Pseudocellus pearsei* (Chamberlin & Ivie).
 9 - Phalangiidae: *Parageaya* sp.
 Ac.1 - Uropodidae: *Urodiaspis* sp.
Uroobovella sp.
Uroseius sp.
 2 - Argasidae: *Nothoaspis reddelli* Keirans & Clifford
 3 - Cheyletidae
 Cunaxidae
 Rhagidiidae
 Trombidiidae
 4 - Acaridae: *Suidasia* sp.
 Anoetidae: *Histiostoma* sp.
 5 - Haplozetidae: *Xylobates* sp.
 Oppiidae: *Oxyoppia* sp.
 Cn.1 - Arrhopalitidae: *Arrhopalites* sp.

- Cyphoderidae: *Cyphoderus innominatus* Mills
Entomobryidae: *Lepidocyrtus* sp.
Pseudosinella sp.
Sinella sp.
Hypogastruridae: *Mesachorutes* sp.
Schoettella sp.
Paronellidae: *Trogolaphysa* sp.
15 - Staphylinidae
20 - Formicidae: *Acromyrmex octospinosus* Forel
Atta sp.
Solenopsis sp.
- Cueva Valladolid
In.11 - Cimicidae: *Primicimex cavernis* Barber
- Cueva «X»
Ar.6 - Amaurobiidae
Loxoscelidae: *Loxosceles* sp.
Pholcidae
Scytodidae
- Cueva Xconsacab
Ar.4 - Phrynidae: *Paraphrynus chacmool* (Rowland)
Cr.3 - Cyclopidae: *Eucyclops serrulatus* (Fischer)
Mesocyclops leuckarti (Claus)
5 - Palaemonidae: *Creaseria morleyi* (Creaser)
6 - Mysidae: *Antromysis (Antromysis) cenotensis* (Creaser)
7 - Cirolanidae: *Creaseriella anops* (Creaser)
In. 6 - Gryllidae: *Amphiacusta yucatanana* Hubbell
15 - Histeridae: *Saprinus* sp.
17 - Phalaenidae: *Latebraria amphipyroides* Guen.
18 - Culicidae: *Aedes taeniorhynchus* (Wd.)
Drosophilidae: *Drosophila* sp.
Drosophila repleta Wollaston
Streblidae: *Euctenodes mirabilis* Waterhouse
Euctenodes tonatae Kessel
20 - Formicidae: *Dolichoderus (Monacis) bispinosus* (Olivier)
- Cueva Xkyc
Ar.3 - Hubbardiidae: *Stenochrus portoricencis* Chamberlin
4 - Phrynidae: *Paraphrynus chacmool* (Rowland)
6 - Clubionidae: *Anachemmis* sp.
Trachelas sp.
Loxoscelidae: *Loxosceles yucatanana* Chamberlin & Ivie
Pholcidae: *Metagonia viabilis* Chamberlin & Ivie
8 - Chernetidae: *Lustrochernes minor* Chamberlin
Vachoniidae: *Vachonium cryptum* Muchmore
Ac.3 - Trombiculidae: *Trombicula camilla* Wharton
Di.4 - Rhachodesmidae: *Aceratophallus calcehtokanus* Chamberlin
7 - Spirostreptidae: *Orthoporus zizicolens* (Chamberlin)
In.1 - Entomobryidae: *Trogolaphysa maya* (Mills)
6 - Gryllidae: *Amphiacusta yucatanana* Hubbell
11 - Cydnidae: *Pangaeus (Pangaeus) piceatus* Stål
15 - Alleculidae
Scarabaeidae: *Cotinis viridicyanea* Perbosc.
Tenebrionidae: *Rhinandrus elongatus* Horn
18 - Agriomyzidae
Therevidae: *Psilocephala* sp.
20 - Bethyridae: *Holepyris* sp.
Formicidae: *Acromyrmex octospinosus ekchuah* Wheeler
- Cueva Xpukil
Ar.1 - Buthidae: *Centruroides ochraceus* (Pocock)
Diplocentridae: *Diplocentrus reddelli* Francke
3 - Hubbardiidae: *Stenochrus portoricencis* Chamberlin
4 - Phrynidae: *Paraphrynus chacmool* (Rowland)
Paraphrynus raptator (Pocock)
6 - Oonopidae: *Oonops reddelli* Gertsch
Pholcidae: *Pholcophora maria* Gertsch
Theridiidae: *Thymoites spukilum* (Chamberlin & Ivie)
8 - Bochicidae: *Vachonium* sp.
Ac.1 - Laelapidae: *Androlaelaps (Haemolaelaps) glasgowi* (Ewing)
2 - Argasidae: *Nothoaspis reddelli* Keirans & Clifford
Cr.5 - Palaemonidae: *Creaseria morleyi* (Creaser)
7 - Cirolanidae: *Creaseriella anops* (Creaser)
Philosciidae: *Troglophiloscia laevis* Schultz
Squamiferidae: *Trichorhina pearsei* (Creaser)
Di.4 - Rhachodesmidae: *Aceratophallus calcehtokanus* Chamberlin
Pyrgodesmidae: *Calymmodesmus viabilis* (Chamberlin)
7 - Rhinocricidae: *Yucatabolus spukilensis* Chamberlin
Spirostreptidae: *Orthoporus zizicolens* (Chamberlin)
In.1 - Entomobryidae: *Pseudosinella yuca* Christiansen
2 - Japygidae: *Japyx* sp.
6 - Gryllidae: *Amphiacusta yucatanana* Hubbell
Tohila atelomma Hubbell
8 - Polyphagidae: *Holocompsa zapoteca* Saussure
11 - Cydnidae: *Galgupha mayana* McA. & M.
15 - Catopidae: *Ptomaphagus* sp.
Tenebrionidae: *Anaedus* sp.
17 - Tineidae
18 - Ceratopogonidae: *Forcipomyia* sp.
Phoridae: *Megaselia* sp.
Milichiidae: *Milichia* sp.
Sciaridae: *Sciara* sp.
Streblidae: *Trichobius dugesii* Townsend
20 - Apidae: *Trigona atrolutea* Moure
Formicidae: *Pheidole punctatissima* Mayr
- Cueva Xul
Ar.4 - Phrynidae: *Paraphrynus raptator* (Pocock)
6 - Nesticidae: *Nesticus* sp.
Pholcidae
Theraphosidae: *Aphonopelma* sp.
- Cueva Yunchen
Ac.2 - Ixodidae: *Amblyomma dissimile* (Koch)
Cr.3 - Cyclopidae: *Eucyclops serrulatus* (Fischer)
Mesocyclops leuckarti (Claus)
5 - Palaemonidae: *Creaseria morleyi* (Creaser)
6 - Mysidae: *Antromysis (Antromysis) cenotensis* (Creaser)
In.1 - Isotomidae: *Isotomurus* sp.
Proisotoma centralis Denis
15 - Hydrophilidae: *Tropisternus apicipalpis* Chevrolat
18 - Chloropidae: *Hippelates pusio* Lw.
Culicidae: *Aedes* sp.
Aedes taeniorhynchus (Wd.)
- Cueva Ziz
Ar.3 - Hubbardiidae: *Stenochrus portoricencis* Chamberlin
Ar.4 - Phrynidae: *Paraphrynus chacmool* (Rowland)
Paraphrynus raptator (Pocock)
6 - Loxoscelidae: *Loxosceles yucatanana* Chamberlin & Ivie
Pholcidae: *Metagonia viabilis* Chamberlin & Ivie
Metagonia yucatanana Gertsch
Di.8 - Spirostreptidae: *Orthoporus zizicolens* (Chamberlin)
In.6 - Gryllidae: *Amphiacusta yucatanana* Hubbell

- 15 - Colydiidae: *Nematidium* sp.
Tenebrionidae: *Rhinandrus elongatus* Horn
17 - Phalaenidae: *Latebraria amphipyroides* Guen.
18 - Chironomidae: *Chironomus* sp.
20 - Formicidae: *Acromyrmex octospinosus ekchuah* Wheeler
Cr.3 - Canthocamptidae
- Cueva (en Oxxutzcab)
Ar.8 - Chernetidae: *Lustrochernes minor* Chamberlin
Syrarinidae: *Ideoblothrus maya* (Chamberlin)
- Cueva (en Ticul)
In.11 - Reduviidae: *Triatoma dimidiata maculipennis* (Stål)
- Grutas de Tzab Nah
Ar.3 - Hubbardiidae: *Stenochrus portoricencis* Chamberlin
4 - Phrynidae: *Paraphrynus chacmool* (Rowland)
Paraphrynus raptator (Pocock)
6 - Pholcidae: *Metagonia torete* Gertsch
Pholcophora speophila (Chamberlin & Ivie)
8 - Chernetidae
Ac.1 - Dithinozerconidae
Laelapidae: *Cosmolaelaps* sp.
Geolaelaps sp.
Spinturnicidae: *Cameronieta strandtmanni* (Tibbetts)
Cameronieta s thomasi Machado-Allison
Uropodidae: *Metagynella* sp.
Prodinychus sp.
2 - Argasidae: *Antricola* sp.
3 - Trombidiidae
4 - Acaridae
Saproglyphidae
5 - Oppiidae: *Striatoppia* sp.
Cr.3 - Cyclopidae: *Macrocyclops albidus* (Jurine)
Mesocyclops sp.
Mesocyclops longisetus Thibaud
Mesocyclops reidae Petkovski
Thermocyclops inversus (Kiefer)
5 - Atyidae: *Typhlatyia mitchelli* Hobbs & Hobbs
Typhlatyia pearsei Creaser
Palaemonidae: *Creaseria morleyi* (Creaser)
6 - Mysidae: *Antromysis (Antromysis) cenotensis* (Creaser)
7 - Cirolanidae: *Creaseriella anops* (Creaser)
8 - Hadziidae: *Mayaweckelia cenotocola* Holsinger
In.1 - Cyphoderidae: *Cyphoderus innominatus* Mills
Entomobryidae: *Lepidocyrtus* sp.
Pseudosinella sp.
Seira sp.
Sinella sp.
Paronellidae: *Trogolaphysa maya* (Mills)
6 - Gryllidae: *Tohila atelomma* Hubbell
15 - Carabidae
Curculionidae
Histeridae
Nitidulidae
Staphylinidae: *Belonuchus rufipennis* Fabricius
- Pozo de Santa Elena
Cr.5 - Palaemonidae: *Creaseria morleyi* (Creaser)
6 - Mysidae: *Antromysis (Antromysis) cenotensis* (Creaser)
7 - Cirolanidae: *Creaseriella anops* (Creaser)
- Pozo Dzoyaxché
Ar.6 - Loxoscelidae: *Loxosceles* sp.
Theraphosidae: *Aphonopelma* sp.
- Pozo Santa María
Ar.3 - Hubbardiidae: *Stenochrus portoricencis* Chamberlin
4 - Phrynidae: *Paraphrynus raptator* (Pocock)
6 - Dictynidae: *Dictyna* sp.
Theraphosidae: *Aphonopelma* sp.
Theridiidae
- Pozo (en Hacienda Cakcehtok)
Cr.6 - Mysidae: *Antromysis (Antromysis) cenotensis* (Creaser)
- Pozo (en Oxxutzcab)
Cr.6 - Mysidae: *Antromysis (Antromysis) cenotensis* (Creaser)
- Tixhualactún (cavidad)
Ar.3 - Hubbardiidae: *Stenochrus portoricencis* Chamberlin
6 - Amaurobiidae
Dictynidae: *Dictyna* sp.
Nesticidae: *Nesticus arganoi* Brignoli
- Especies cavernícolas citadas de Yucatán sin más datos
Sy.1 - Scutigrellidae
In.11 - Cimicidae: *Cimex hemipterus* Fabricius
Cydidae: *Amnestus pusio* (Stål)
Pangaeus (P.) docilis (Walker)
Tominotus unisetosus Froeschner
Reduviidae: *Opisthacidius mexicanus* (Peláez)
Ploiaria maya Wygodzinsky
12 - Cicadellidae: *Balclutha* sp.
Empoasca sp.
Hortensia similis (Walker)
Planicephalus flavicosta (Stål)
Xestocephalus sp.
15 - Histeridae: *Euspilotus (Neosaprinus)* sp.
Phelister sp.
Leiodidae: *Dissochaetus hetschkoi* Reitter
Ptomaphagus (Adelops) tabascensis Sbordoni
18 - Culicidae: *Culex* sp.
Haemagogus sp.
Isostomyia sp.
Mochlonyx sp.
Psorophora sp.
Streblidae: *Trichobius intermedius* Peterson & Hurka
20 - Apidae: *Apis mellifera* Linneo
Formicidae: *Hypoconera punctatissima* (Roger)
Labidus coecus (Latreille)
Labidus praedator (F. Smith)
Leptogenys sp.
Pachycondyla apicalis (Latreille)
Pachycondyla villosa (F. Smith)
De cuevas de México, sin mencionar nombre, estado, localidad, se han citado, además, las siguientes especies de Diptera:
Fam. Phoridae: *Conicera* sp., *Dohrniphora* sp. y *Puliciphora* sp.
Fam. Tipulidae: *Epiphragma* sp., *Helius* sp., *Limnophila* sp. y *Teucholabis* sp.