



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA
DE MÉXICO

FACULTAD DE CIENCIAS

Taxonomía del género *Ishania* en tres localidades
del noreste de México (Zodariidae, Araneomorphae)

T E S I S

QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE:

BIÓLOGO

P R E S E N T A:

RICARDO RAÑA MENDOZA



DIRECTOR DE TESIS:
DR. FERNANDO ÁLVAREZ PADILLA
CIUDAD UNIVERSITARIA, CDMX, 2019



Universidad Nacional
Autónoma de México

Dirección General de Bibliotecas de la UNAM

Biblioteca Central



UNAM – Dirección General de Bibliotecas
Tesis Digitales
Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS ©
PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

Todo el material contenido en esta tesis esta protegido por la Ley Federal del Derecho de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México).

El uso de imágenes, fragmentos de videos, y demás material que sea objeto de protección de los derechos de autor, será exclusivamente para fines educativos e informativos y deberá citar la fuente donde la obtuvo mencionando el autor o autores. Cualquier uso distinto como el lucro, reproducción, edición o modificación, será perseguido y sancionado por el respectivo titular de los Derechos de Autor.

1. Datos del alumno

Raña

Mendoza

Ricardo

5582223651

Universidad Nacional Autónoma de México

Facultad de Ciencias

Biología

31068616-9

2. Datos del tutor

Dr.

Fernando

Álvarez

Padilla

3. Datos del Sinodal 1

Dr.

Ignacio Mauro

Vázquez

Rojas

4. Datos del Sinodal 2

Dr.

Alejandro

Valdez

Mondragón

5. Datos del Sinodal 3

Dr.

Edmundo

González

Santillán

6. Datos del Sinodal 4

Dr.

Francisco Javier

Salgueiro

Sepúlveda

7. Datos del trabajo escrito

Taxonomía del género *Ishania* en tres localidades del noreste de México (Zodariidae, Araneomorphae)

62 p

2019

Agradecimientos

Quiero agradecer a todas las personas que permitieron hacer posible este trabajo. A mi familia, mis padres, mis tíos y Petra, por su amor y apoyo incondicionales, y a mi hermano y mi prima por ayudarme a calmar mis dudas y mis miedos.

A mis profesores, Fernando, Edmundo, Ofelia y Salgueiro, que me han dado todos sus conocimientos, sus habilidades y su amistad. Citando a Newton, “si he logrado ver más lejos, ha sido porque he subido a hombros de gigantes”.

A mis compañeros de laboratorio, Toño, Alí, Dulce y Andrés, por ayudarme en cada paso, en cada duda y en cada problema y por enseñarme a disfrutar la ciencia. Me han brindado un segundo hogar.

A mis amigos, Alice, Angee y Julio, que me han apoyado en las buenas y en las malas y que han actuado más allá de su deber para ayudarme. Los quiero como hermanos.

Finalmente, quiero agradecer a la UNAM por darme esta oportunidad, al Laboratorio Nacional de Biodiversidad del Instituto de Biología y al Dr. Alejandro Ocegüera por su apoyo en los análisis genéticos, y a los proyectos UNAM-DGAPA-PAPIIT IN213612 y IN214916 por su financiamiento.

Gracias por su paciencia, cariño y apoyo.

Índice

Resumen	8
1. Introducción	9
1.1 Taxonomía, sistemática y diversidad	9
1.2 Generalidades del Orden Araneae	11
1.3 Morfología	13
1.3.1 Prosoma	14
1.3.2 Opistosoma	17
1.3.3 Sistema reproductor	19
1.4 Antecedentes	21
1.4.1 Antecedentes taxonómicos de la familia Zodariidae	21
1.4.2 Generalidades de la familia Zodariidae	22
2. Justificación	24
3. Objetivos	25
3.1 Objetivos particulares	26
4. Materiales y métodos	26
4.1 Zonas de estudio	27
4.2 Trabajo de campo	29
4.3 Trabajo de laboratorio	29
4.3.1 Procesamiento de muestras	29
4.3.2 Imágenes digitales de alta resolución	30
4.3.3 Análisis genético	30
4.3.4 Edición de secuencias y alineamiento	31
4.3.5 Análisis de riqueza de especies	31
5. Resultados	32
5.1 Material Procesado	33
5.2 Análisis filogenético	33
5.3 Análisis de riqueza de especies	35
5.4 Análisis de similitud entre localidades	36
5.5 Descripción de especies	36
6. Discusión	51
7. Conclusiones	53
Referencias	54

Lista de Cuadros

Cuadro 1. Códigos de localidad y salida de donde se obtuvo el material estudiado	30
Cuadro 2. Listado de las especies encontradas, número de ejemplares por sexo, las colectas y años en las que se recolectaron.	33
Cuadro 3. Cuadro de valores de significancia (p) entre el índice de Shannon de todas las localidades estudiadas. *=sin diferencia significativa.	36

Índice de Figuras

Figura 1. Morfología externa de una araña. a) vista lateral; b) vista ventral; E: hendidura epigástrica. Tomado y modificado de Foelix (2011).	14
Figura 2. Organización y forma de los ojos de un Licósido, con la fila anterior recurvada (a), y un Tetragnátido (b) con ambas filas paralelas al plano corporal. Tomado y modificado de Foelix (2011).	15
Figura 3. Detalles del quelícero. Estructura interna (a) y aumento de la apertura de la uña (b). Tomado y modificado de Foelix (2011).	15
Figura 4. Artejos de las patas (a) y los pedipalpos (b). Tr: trocanter; Pt: patela. Tomado y modificado de Foelix (2011).	16
Figura 5. Estructura interna del prosoma. Se observa la posición de las glándulas de veneno y el endosternito (Endo), los ganglios cerebrales (SUPRA, SUB) y la forma del esófago. F: faringe. Tomado y modificado de Foelix (2011).	17
Figura 6. Estructura interna del opistosoma. Se observa la organización del corazón, el intestino medio, los tubos de Malpighi, los pulmones en libro, las gónadas y las glándulas sericígenas. Tomado y modificado de Foelix (2011).	19

Figura 7. Morfología de un pedipalpo de macho haplógino (a) y entelégino (b). En el entelégino vemos varios escleritos diferentes (subtegulo, tegulo, apófisis media, conductor, radix, estípite, apófisis terminal). Tomado y modificado de Foelix (2011). 20

Figura 8. Corte longitudinal de aparato copulador en araña haplógina (a) comparado con una araña entelégina (b). Bc= bursa copulatrix; Div= Divertículo; R= receptáculo seminal; Glánd.= glándula secretora; Df= ducto de fertilización; Dc= ducto copulatorio; AG1 y AG2= Aperturas genitales interna y externa; HE= Hendidura epigástrica. Tomado y modificado de Foelix (2011). 20

Figura 9. Diagrama del epigino de una hembra. Ut. ext.= útero externo; E= espermateca; F= conducto de fertilización; Cc= conducto de copulación, Ag= apertura genital; HE= hendidura epigástrica. Tomado y modificado de Foelix (2011). 21

Figura 10. Fotografía de microscopía electrónica de las uñas tarsal de *Lachesana blackwalli* (O. Pickard-Cambridge, 1872) (a) y *Madrela madrela* (Jocqué, 1991) (b) donde se observan los peines laterales en ambas uñas. 23

Figura 11. Fotografía de *Ishania aztek* (a, b) e *Ishania chichimek* (c). Se observa el chilum simple (Ch), esternito triangular (Es), epigino (Ep), apertura genital (AG), conducto copulador sinuoso (Cc), conducto de fertilización (F), espermateca (E), émbolo en forma de látigo (Em), tegulo (T), apófisis tegular distal (ATD), y la apófisis media (AM). 24

Figura 12. Ubicación del área de estudio del Jardín Escultórico “Las Pozas” (Google Earth, 2019). 27

Figura 13. Ubicación de las áreas de estudio de Atotonilco (Google Earth, 2019). 28

Figura 14. Ubicación de las áreas de estudio de Xamaticpac (Google Earth, 2019). 28

Figura 15. Árbol filogenético basado en los segmentos de COI secuenciados. En rojo vemos la asociación entre *I. querci* y una de las morfoespecies no identificadas. En azul vemos la asociación de *I. simplex* con *I. xilitla*. 34

Figura 16. Curvas de riqueza de especies de James según estimadores de riqueza e incidencia. 35

Figura 17. Curvas de riqueza de especies de PicoC1 según estimadores de incidencia y abundancia. 35

Figura 18. Árbol de UPGMA describiendo la similitud entre localidades. 36

Figura 19. *Ishania sp. nov.* Macho. A) Hábitus dorsal, B) Hábitus lateral, C) Hábitus ventral, D) Prosoma anterior, E) Pedipalpo retrolateral, F) Pedipalpo ventral, G) Pedipalpo prolateral, H) Pedipalpo Dorsal. ATR= apófisis tibial retrolateral; APD= apófisis patelar dorsal; DS= ducto seminífero; ATD= apófisis tegular distal; Em= émbolo; AM= apófisis media; T= tegulo. 41

Figura 20. *Ishania querci*. Macho. A) Hábitus dorsal, B) Hábitus lateral, C) Hábitus ventral, D) Prosoma anterior, E) Pedipalpo retrolateral, F) Pedipalpo ventral, G) Pedipalpo prolateral, H) Pedipalpo dorsal. ATR= apófisis tibial retrolateral; ATD= apófisis tibial prolateral; ARL= apófisis retrolateral; Em= émbolo; T= tegulo. 42

Figura 21. *Ishania querci*. Hembra. A) Hábitus dorsal, B) Hábitus lateral, C) Hábitus ventral, D) Prosoma anterior, E) Acercamiento de epigino, F) Epigino dorsal, G) Epigino ventral. AG= apertura genital; Cc= conducto copulatorio; E= espermateca; F= conducto de fertilización. 43

Figura 22. *Ishania xilitla*. Macho. A) Hábitus dorsal, B) Hábitus lateral, C) Hábitus ventral, D) Prosoma anterior, E) Pedipalpo retrolateral, F) Pedipalpo ventral, G) Pedipalpo prolateral, H) Pedipalpo dorsal. ATR= apófisis tibial retrolateral; DS= ducto seminífero; ATD= apófisis tegular distal; Em= émbolo; AM= apófisis media; T= tegulo. 44

Figura 23. *Ishania xilitla*. Hembra. A) Hábitus dorsal, B) Hábitus lateral, C) Hábitus ventral, D) Prosoma anterior, E) Acercamiento de epigino, F) Epigino dorsal, G) Epigino ventral. AG= apertura genital; Cc= conducto copulatorio; E= espermateca; F= conducto de fertilización. 45

Figura 24. *Ishania aztek*. Macho. A) Hábitus dorsal, B) Hábitus lateral, C) Hábitus ventral, D) Prosoma anterior, E) Pedipalpo retrolateral, F) Pedipalpo ventral, G) Pedipalpo prolateral, H) Pedipalpo dorsal. ADT= apófisis dorsal de la tibia; DS= ducto seminífero; Em= émbolo; AM= apófisis media; T= tegulo; ATR= apófisis tibial retrolateral. 46

Figura 25. *Ishania aztek*. Hembra. A) Hábitus dorsal, B) Hábitus lateral, C) Hábitus ventral, D) Prosoma anterior, E) Acercamiento de epigino, F) Epigino dorsal, G) Epigino ventral. AG= apertura genital; Cc= conducto copulatorio; E= espermateca; F= conducto de fertilización. 47

Figura 26. *Ishania chichimek*. Macho. A) Hábitus dorsal, B) Hábitus lateral, C) Hábitus ventral, D) Prosoma anterior, E) Pedipalpo retrolateral, F) Pedipalpo ventral, G) Pedipalpo prolateral, H) Pedipalpo dorsal. ATR= apófisis tibial retrolateral; APD= apófisis patelar dorsal; AM= apófisis media; DS= ducto seminífero; ATD= apófisis tegular distal; Em= émbolo; T= tegulo. 48

Figura 27. *Ishania chichimek*. Hembra. A) Hábitus dorsal, B) Hábitus lateral, C) Hábitus ventral, D) Prosoma anterior, E) Acercamiento de epigino, F) Epigino dorsal, G) Epigino ventral. AG= apertura genital; Cc= conducto copulatorio; E= espermateca; F= conducto de fertilización. 49

Figura 28. *Ishania huastek*. Macho. A) Hábitus dorsal, B) Hábitus lateral, C) Hábitus ventral, D) Prosoma anterior, E) Pedipalpo retrolateral, F) Pedipalpo ventral, G) Pedipalpo prolateral, H) Pedipalpo dorsal. ATR= apófisis tibial retrolateral; ADT= apófisis dorsal de la tibia; APD= apófisis patelar dorsal; AM= apófisis media; DS= ducto seminífero; ATD= apófisis tegular distal; Em= émbolo; T= tegulo. 50

Resumen

Se estudió el material de la familia de arañas Zodariidae recolectado en dos fragmentos de encinares aledaños al Volcán Pico de Orizaba en el municipio de Calcahualco (Xamaticpac y Atotonilco, Veracruz) y un fragmento de Selva Tropical en el parque escultórico de Edward James “Las Pozas” en el Municipio de Xilitla (San Luis Potosí). Se realizaron doce salidas al campo en las que se recolectaron 428 adultos, 160 machos y 268 hembras. Estos especímenes fueron separados en ocho morfoespecies diferentes de las cuales dos son morfoespecies nuevas representadas únicamente por machos y seis ya estaban descritas: *Ishania aztek* (Jocqué y Baert, 2002), *Ishania chichimek* (Jocqué y Baert, 2002), *Ishania huastek* (Jocqué y Baert, 2002), *Ishania querci* (Jocqué y Baert, 2002), *Ishania simplex* (Jocqué y Baert, 2002) e *Ishania xilitla* (Jocqué y Baert, 2002). Se hizo un análisis de emparejamiento de sexos a través de métodos moleculares usando un fragmento del gen COI para revisar si machos y hembras de las especies ya descritas estaban correctamente pareados y para determinar si alguno de los machos no identificados pertenecía a una especie descrita solamente con una hembra. Se encontró que uno de los machos se emparejó con *I. querci*, otro correspondió a una especie completamente nueva y se encontró que *I. simplex* e *I. xilitla* son sinónimos. Se analizó la riqueza de especies de las localidades estudiadas para estimar cuántas especies podrían faltar por coleccionar. Los análisis revelan que aún podrían existir entre una y dos especies sin registrar en ambas localidades del Parque Nacional Pico de Orizaba y del parque escultórico “Las Pozas”. Finalmente, se obtuvo el índice de Shannon para determinar la diversidad en cada localidad y, mediante la prueba de T de Hutcheson (Hutcheson, 1970), se comparó la diversidad beta entre localidades. Los resultados muestran una similitud entre los cuadrantes de Xamaticpac y Atotonilco y una diferencia significativa entre los sitios de Veracruz con los de San Luis Potosí, lo cual puede ser debido a las diferencias en vegetación o producto de la falta de especies por coleccionar en el Pico de Orizaba.

1. Introducción

1.1 Taxonomía, sistemática y diversidad

La taxonomía es una disciplina que estudia la teoría y práctica de la clasificación, así como la nomenclatura de organismos (ICZN, 1999). Está íntimamente relacionada con la sistemática, que estudia la diversificación de las especies y las relaciones filogenéticas que mantienen entre ellas (Michener et al., 1970). La taxonomía se encarga de descubrir y describir la biodiversidad y su intersección con la sistemática permite proponer hipótesis de monofilia (Morrone, 2013) que se reflejan en la clasificación taxonómica (Hennig, 1965). Estas dos ramas de la biología son el primer acercamiento al estudio de la diversidad en el planeta, dando los elementos más básicos para estudios ecológicos, conductuales y moleculares. Sin embargo, aunque resultan ser herramientas esenciales para el estudio de la vida, se enfrentan a varios problemas tanto en la descripción y estudio de la biota como en las especies y grupos ya descritos, ambos requieren constante revisión y aplicación de nuevos métodos.

En la taxonomía, la descripción de nuevas especies, géneros o familias se da acompañada de la designación de un tipo. Para las especies se utiliza un espécimen, denominado holotipo, o en algunos casos grupos de especímenes (sintipos). Para grupos supra específicos, como géneros, familias, etc., se utilizan los actos nomenclaturales. Por ejemplo, el tipo para la familia de arañas *Zodariidae* es el género *Zodarion* Walckenaer 1826; que a su vez tiene a la especie *Zodarion nitidum* (Audouin, 1826) como tipo y finalmente esta especie esta referenciada a un espécimen, el holotipo. Los holotipos aportan una referencia estandarizada y objetiva ante la identificación y uso de un taxón y su nombre (ICZN, 1999). Sin embargo, hay ocasiones en la que se han registrado tipos no ideales, por ejemplo, ejemplares dañados e incompletos (St. Quentin, 1972), de un solo sexo (Jocqué y Baert, 2002), infectados y deformados por parásitos (Menozzi, 1925), juveniles (Badcock, 1932) e incluso parcialmente digeridos (Chamberlin, 1925) que han sido corregidos tras revisiones posteriores (Csösz, 2012; Bedjanič, 2009; Jocqué, 1991).

El objetivo principal de la taxonomía es que cada especie tenga solo un nombre y que cada nombre corresponda solo a una especie. Sin embargo, problemas de comunicación o de orden de publicación pueden generar sinonimias, donde dos holotipos son designados con nombre diferente, pero pertenecen a la misma especie, y homonimias, donde dos taxones biológicamente diferentes se nombran igual. En ambos casos, la Comisión Internacional para la Nomenclatura Zoológica (ICZN por sus siglas en inglés) menciona seguir el Principio de Prioridad (Art. 23, ICZN, 1999) en el que el nombre más antiguo se mantenga sobre el o los más nuevos.

En la sistemática filogenética las especies son los taxones menos incluyentes agrupados por la evidencia de su monofilia en forma de sinapomorfías, caracteres presentes en todos los miembros de un clado. Estas se presentan morfológica, genética, etológica o ecológicamente (Morrone, 2013). Sin embargo, existe un gran número de conceptos de especies que ponderan diferentes aspectos de su biología para delimitarse. Por ejemplo, el concepto de especie evolutivo las define como organismos que mantienen tendencias evolutivas propias (Wiley, 1978) y el fenético se basa en fenotipos que covarían estadísticamente (Crisci, 1981).

En aracnología, el concepto biológico de especie es el más utilizado, definiendo a una especie como la segregación de la variabilidad genética total en grupos discretos de individuos que son separados unos de otros por barreras reproductivas, las cuales previenen la producción de un número demasiado alto de combinaciones genéticas discordantes e incompatibles (Mayr, 1969). Esencialmente, una especie se define como una población o poblaciones que se puede reproducir exitosamente y pueden dejar descendencia fértil. Por esta razón, la revisión de las estructuras genitales permite diferenciar características reproductivas que se expresan fenotípicamente en los caracteres de la anatomía sexual de las especies.

En años más recientes, con la cada vez más fácil disposición de técnicas genéticas y genómicas, se ha propuesto el concepto de código de barras genético como un método molecular para la identificación (Hebert et al., 2003) y delimitación (Pons et al., 2006, Masters et al., 2011) de especies. En este método se utiliza una región corta del gen de citocromo c oxidasa subunidad I (COI) como un marcador genético debido a que presenta una tasa de mutación fija y conocida y una relativa facilidad de secuenciación (Folmer et al., 1994), el cual está presente en todos los eucariontes. Esta técnica también puede ser utilizada para emparejar sexos de individuos cuya relación no puede ser delimitada con caracteres morfológicos o conductuales (Miller et al. 2014). En arañas, se ha demostrado que COI funciona adecuadamente para identificar, delimitar e investigar relaciones filogenéticas entre especies (Barret et al., 2005, Robinson et al, 2009, Salgueiro-Sepúlveda y Alvarez-Padilla, 2018)

El problema más importante de la Taxonomía se ha denominado “la crisis de la biodiversidad”, en la que las especies y sus ecosistemas están desapareciendo más rápido de lo que se descubren y describen (Wilson, 1985). Esto genera una presión por procesar el mayor número de muestras biológicas y localidades lo más rápido posible, así como el comparar los especímenes de varias colecciones para consolidar la información obtenida. Estos problemas, de información recolectada y por recolectar, pueden ser abordados desde

la ciberdiversidad (Miller et al., 2014), en la que el registro virtual de las colecciones en forma de imagenología, geoposicionamiento y secuenciación genética de acceso público permiten un ágil intercambio de información. También se produce un respaldo electrónico para los tipos que, aunque no sea superior al tipo físico, evita la pérdida absoluta de información en caso de que se dañen, extravíen o se vuelvan inaccesibles.

1.2 Generalidades del Orden Araneae

El Orden Araneae está compuesto por 117 familias, 4,132 géneros y 48,126 especies (World Spider Catalog, 2019). Este Orden se divide en tres clados: Mesothelae, Mygalomorphae, y Araneomorphae. El suborden Mesothelae habita el este y sudeste de Asia y está representado sólo por la familia Liphistiidae. Se les considera el clado de arañas más antiguo dado su abdomen segmentado, sus dos pares de libros pulmonares y sus hileras ventrales, caracteres ausentes en los otros subórdenes. Los migalomorfos, comúnmente llamados tarántulas, se encuentran dentro del clado Opisthothelae junto con los araneomorfos. Estos primeros representan apenas un 7% de las arañas actuales con 2500 especies en 300 géneros, pero mantienen relaciones filogenéticas inciertas debido a los escasos caracteres que los unifican. Araneomorphae contiene al 90% de todas las arañas, unificadas por la fusión de las hileras anteriores mediales en forma de cribelo o un colulo vestigial.

Las arañas habitan exclusivamente ambientes terrestres, excepto por *Argyroneta aquatica* (Clerck, 1758) que construye un refugio subacuático (Seymour y Hetz, 2011), y se les encuentra distribuidas en todos los continentes excepto en el ártico y la Antártida, teniendo una mayor riqueza de especies en los climas tropicales. Ecológicamente, su importancia radica en sus hábitos depredadores, ya que consumen entre 400 a 800 millones de toneladas métricas de presas, los cuales incluyen, insectos, tanto adultos como larvas, y otras arañas (Nyfeller y Birkhofer, 2017) e incluso participan en el consumo de materia vegetal (Nyfeller et al., 2016), haciéndolos consumidores extremadamente importantes para los ecosistemas que habitan.

Dado que son organismos venenosos, excepto por la familia Uloboridae, tienen importancia médica y veterinaria. La gran mayoría de las arañas no tienen quelíceros suficientemente grandes para penetrar la piel humana ni venenos peligrosos para los humanos, pero algunos grupos sí los presentan. El grupo más peligroso es el género *Atrax* (O.P.-Cambridge, 1877) que habita el este de Australia y Nueva Zelanda debido a su veneno altamente tóxico para primates (Mylecharane et al., 1989). Sin embargo, no se han registrado muertes en humanos desde la invención de su antiveneno en 1980 (Sutherland,

1980). En Norteamérica, los géneros *Latrodectus* (Walckenaer, 1805) (*L. mactans* (Fabricius, 1775), *L. variolus* (Walckenaer, 1837), *L. bishopi* (Butler, 1877) y *L. hesperus* (Chamberlin y Ivie, 1935)) y *Loxosceles* (Heineken y Lowe, 1832) presentan envenenamientos de importancia médica, latrodectismo neurotóxico y loxoscelismo necrotóxico respectivamente. Otras especies de importancia incluye a varios géneros de la familia Theraphosidae, que producen sedas urticantes sobre el dorso del opistosoma que pueden generar irritación al contacto con la piel y problemas respiratorios si se inhalan (Lane y Crosskey, 2012).

Una de las adaptaciones más importantes del Orden es la producción de seda y la construcción de telarañas. La seda es una sustancia conformada por proteínas llamadas espidroinas, ricas en glicina y alanina y capaces de polimerizarse rápidamente (Beckwitt et al., 1994). La seda se forma en varias glándulas sericígenas en el opistosoma, cuyo número y propiedades varían según el grupo. Las glándulas secretan seda líquida hacia conductos que remueven el agua de esta sustancia y llevan a fúsculas en las hileras que desembocan al exterior. Al exponerse al exterior, esta se polimeriza y endurece formando un hilo. En varias familias encontramos el cribelo, el cual es una estructura en forma de placa con varias fúsculas a lo largo de esta. Produce varios hilos extremadamente finos que son ordenados para formar una malla sobre varios hilos axiales. Esta es la que se conoce como “seda pegajosa”. Aunque su uso más evidente y conocido es la construcción de telarañas, las arañas utilizan la seda de varias maneras, como para la preservación de presas, líneas de seguridad, desplazamiento cuando son juveniles (ballooning) y construcción de madrigueras (como en Zodariidae), trampas (como en Liphistiidae), espermatecas y ootecas, entre otras funciones (Foelix, 2011).

El registro fósil más antiguo de arañas las sitúa en el Carbonífero tardío (Pensilvánico temprano) hace aproximadamente 315 mda, y pertenece al género *Arthrolycosa* (Selden et al., 2014). Tienen como grupo hermano al Orden extinto Uraraneida, el cual tiene todas las características de una araña excepto por presentar un telson flageliforme con fúsculas productoras de seda (Selden et al., 2008). En Garwood et al. (2016) se describe un organismo (*Idmonarachne brasieri*) que carece del telson de Uraraneida y las hileras de Araneae y en Wang et al. (2018) se describe a *Chimerarachne yingi* que ya posee palpos modificados para la transferencia de esperma. Estos dos proponen puntos medios entre Uraraneae y Araneae y grupos hermanos cercanos a las arañas. Huang et al. (2018) generaron una matriz de datos utilizando fósiles de Uraraneida extremadamente bien preservados y datos de arañas extintas y actuales, concluyendo que Uraraneida es el grupo hermano Araneae y a su vez *Idmonarachne* es hermano a estos

dos. En cuanto a la familia Zodariidae, se encuentra representada en el registro fósil por once especies diferentes en nueve géneros pertenecientes al Paleógeno y el Neógeno (Dunlop et al., 2017)

1.3 Morfología

Entre los artrópodos, se encuentran los quelicerados, los cuales presentan la aparición de los quelíceros y pedipalpos, estructuras postorales con diversas modificaciones y especializaciones. Poseen un cuerpo separado en dos tagmas, prosoma y opistosoma. El prosoma se compone de seis somitas, cubiertos por un escudo dorsal o caparazón, y el opistosoma de hasta doce somitas con un telson terminal. Dentro de los quelicerados tenemos a los arácnidos, los cuales cuentan con cuatro pares de patas, en su gran mayoría de hábitat terrestre y con respiración por pulmones en libro, tráqueas y/o por cutícula (Foelix, 2011).

El cuerpo de las arañas está dividido en dos tagmas, prosoma y opistosoma, los cuales están unidos por un pedicelo, a diferencia de los otros arácnidos que presentan el opistosoma dividido en meso y metasoma (Fig. 1). La excepción a esto es el infraorden Mesothelae que presenta 12 terguitos en la parte dorsal de su opistosoma (Foelix, 2011). Las arañas poseen quelíceros que terminan en uñas con forma de colmillos con los que inyectan veneno a sus presas y agresores, glándulas sericígenas que producen seda, refugios y/o líneas guía, y ocho ojos (Ubick et al., 2005).

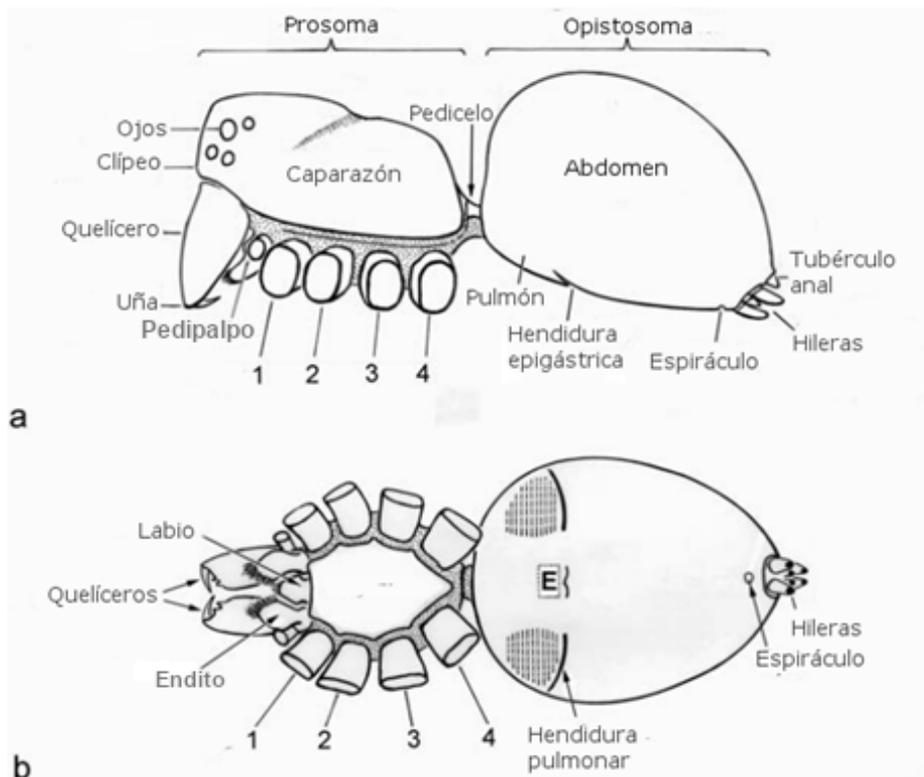


Figura 1. Morfología externa de una araña. a) vista lateral; b) vista ventral; E: hendidura epigástrica. Tomado y modificado de Foelix (2011).

1.3.1 Prosoma

El prosoma de las arañas se conforma externamente por la fusión de cinco terguitos en una placa queratinizada dorsal llamada caparazón, una placa ventral llamada esternón, los cuatro pares de patas, los ojos, si están presentes, los quelíceros, los pedipalpos y el aparato bucal. El caparazón puede tener un surco con forma de “Y” llamado apodema, donde se insertan músculos estomacales (Fig. 1) (Foelix, 2011).

Los ojos se encuentran en la porción anterior del caparazón. La mayoría de las arañas presentan ocho ojos simples distribuidos en dos filas, anterior y posterior, y agrupados en laterales y mediales. Esta agrupación es en ocasiones no perfectamente paralela al plano corporal, presentando una organización de tipo procurvada, alineación de los ojos curvada hacia el clípeo, o recurvada, alineación hacia la porción posterior (Fig. 2). También existe variación en cuanto al número de ojos, desde ausencia total hasta ocho siempre en pares, tamaño, forma, agrupación e incluso presencia de tubérculos oculares sobre los que se encuentran montados. Todas estas combinaciones de caracteres se utilizan para diagnosticar varias familias (Ubick et al., 2005).

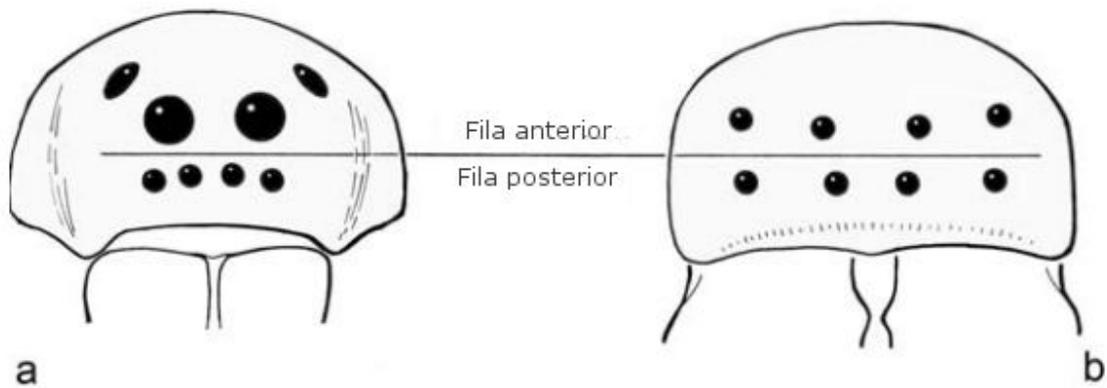


Figura 2. Organización y forma de los ojos de un Licósido, con la fila anterior recurvada (a), y un Tetragnátido (b) con ambas filas paralelas al plano corporal. Tomado y modificado de Foelix (2011).

El primer par de apéndices en el prosoma son los quelíceros, los cuales definen a las arañas como quelicerados (Fig. 3). La porción apical de la base puede encontrarse aserrada, al igual que la uña, variando en cuanto a agudeza y número de dientes, según el grupo. Su función es inyectar veneno, inmovilizar y manipular a sus presas, aunque también presentan órganos estriduladores en algunos grupos (Linyphiidae, Hahniidae, Lycosidae, entre otros) (Uetz y Stratton, 1982). Entre los ojos y los quelíceros se encuentra el borde del caparazón llamado clípeo, el cual tiene importancia taxonómica (Foelix, 2011).

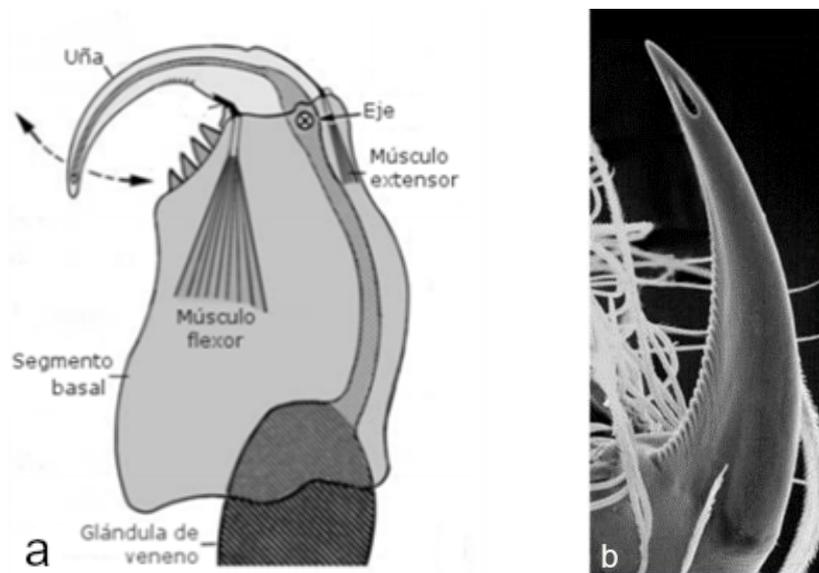


Figura 3. Detalles del quelicero. a) Estructura interna; b) aumento de la apertura de la uña. Tomado y modificado de Foelix (2011).

El segundo par de apéndices, son los pedipalpos, que se encuentran en posición lateral a los quelíceros. Estos están formados por seis artejos: coxa, trocánter, fémur, patela, tibia y tarso. La coxa se encuentra modificada en enditos y el tarso modificado en machos en un órgano copulador. Los enditos tienen una forma aplanada dorsoventralmente cuya función es proteger la boca y triturar el alimento con su borde serrado llamado serrula (Figura 4b) (Foelix, 2011).

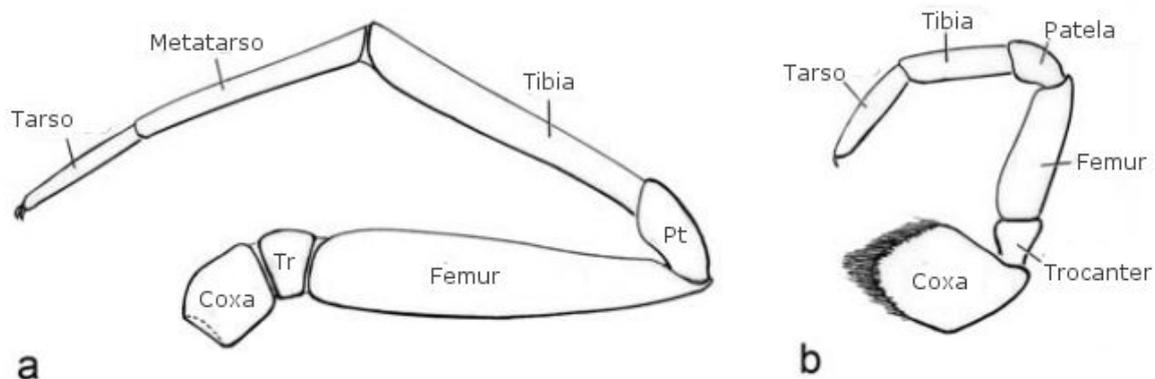


Figura 4. Artejos de las patas (a) y los pedipalpos (b). Tr: trocánter; Pt: patela. Tomado y modificado de Foelix (2011).

En la parte ventral se insertan los cuatro pares de patas rodeando al esternito. Cada pata se compone de siete artejos: coxa, trocánter, fémur, patela, tibia, metatarso y tarso (Fig 4a). La coxa conecta la pata directamente con el cuerpo, el trocánter es corto y da un ángulo a la pata para levantarla, el fémur es largo y contiene la mayoría de las inserciones musculares de la pata, la patela tiene una apariencia de rodilla y da un ángulo descendente, la tibia y el metatarso son alargados y tienen varias sedas modificadas dependiendo de la especie, y finalmente el tarso. Este último tiene dos o tres uñas terminales pectiniformes, las cuales ayudan en la manipulación y agarre de la seda. También cuentan con grupos densos de sedas en posición ventral llamados escópulas. Estas sedas tienen microestructuras que permiten la singular adherencia de las arañas a la superficie en la que se encuentren. En migalomorfos, las escópulas pueden abarcar desde el metatarso hasta el tarso, pero hay grupos en que se restringen a cubrir las uñas tarsales. Las sedas que las componen pueden ser flageliformes o lameliformes, entre otros, lo cual aporta información de importancia taxonómica. A lo largo de las patas, se pueden encontrar varias estructuras sensoriales, como espinas, sedas mecanosensibles y tricobotrias, que detectan vibraciones y tienen asociados alveolos que son quimiorreceptores (Foelix, 2011).

Internamente, el prosoma contiene la porción anterior del sistema digestivo, el sistema nervioso central (SNC), parte del sistema circulatorio y las glándulas de veneno. El sistema digestivo se compone de la boca, la faringe, el esófago, el estómago succionador, el inicio del intestino y varios ciegos digestivos. La faringe se encuentra sostenida por un músculo elevador y otro depresor, y el estómago por músculos que se conectan a un endosternito ventral y al apodema del caparazón. Todos estos músculos asisten en la ingesta de alimentos al dilatar la faringe y las bolsas del estómago para causar succión. El esófago es delgado y se separa en dos ramas para reunirse posteriormente, rodeando al SNC. Los ciegos digestivos nacen después del estómago sobre el intestino bilateralmente, rodeando los órganos centrales y con ramificaciones que llegan hasta las coxas. El SNC se encuentra dividido por el esófago en dos ganglios, uno supra esofágico, que se conecta con los ojos y los quelíceros, y uno sub esofágico que conecta con los pedipalpos, las patas y el resto del cuerpo. Finalmente, las glándulas de veneno se encuentran en la porción anterior del prosoma, con un conducto que termina en la apertura de las uñas quelicerales (Fig. 5) (Ubick et al., 2005).

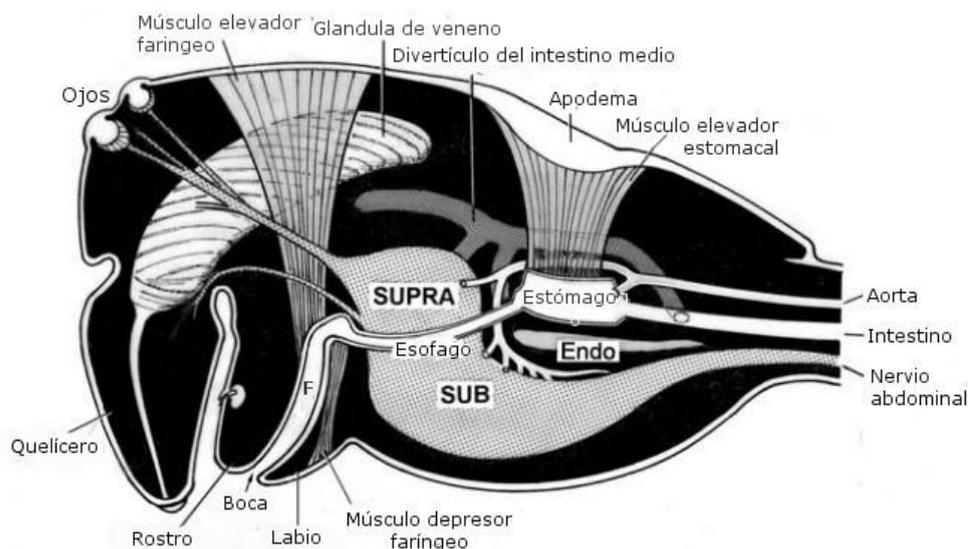


Figura 5. Estructura interna del prosoma. Se observa la posición de las glándulas de veneno y el endosternito (Endo), los ganglios cerebrales (SUPRA, SUB) y la forma del esófago. F: faringe. Tomado y modificado de Foelix (2011).

1.3.2 Opistosoma

En el tagma posterior, se encuentran internamente las gónadas, el corazón, el intestino posterior, los tubos de Malpighi, los libros pulmonares, las tráqueas y las glándulas

sericígenas. Estos dos últimos abren al exterior por espiráculos e hileras respectivamente. En posición anterior, encontramos la hendidura epigástrica o genital por la que se liberan el semen del macho y los huevos de la hembra. A ambos lados de la hendidura epigástrica se ubican los libros pulmonares (Fig. 6) (Foelix, 2011).

En posición posterior, se ubica el segundo par de espiráculo que tiende a estar pegado a las hileras, justo anteriores a ellas, con excepción de la familia Anyphaenidae donde se encuentran justo en medio del opistosoma, entre la hendidura epigástrica y las hileras. Finalmente, las hileras se encuentran, generalmente en la porción más anterior del opistosoma, aunque hay grupos que las presentan más centrales como algunos miembros de la familia Araneidae. Se encuentran desde dos a cuatro pares de hileras, cada uno conectado a un par de glándulas sericígenas que producen diferentes tipos de sedas (Fig. 1, 6) (Ubick et al., 2005).

En el sistema digestivo posterior se ubica el intestino medio, que se ramifica en varios divertículos que asisten en la digestión y absorción de nutrientes. Luego, se encuentra la unión de los tubos de Malpighi, que absorben material de desecho de la hemolinfa hacia el intestino posterior, donde está la bolsa cloacal que retiene el excremento y lo libera esporádicamente por el ano, el cual es protegido por un tubérculo anal (Foelix, 2011).

En posición dorsal se ubica el corazón, ocupando casi todo el espacio dorsal, divergiendo en algunos vasos periféricos. En posición anteroventral, se encuentran los pulmones en libro con sus aberturas pulmonares, los cuales aportan la mayor parte de la oxigenación del organismo. Estos son ayudados por las tráqueas que surgen de los espiráculos, pequeñas aberturas ventrales de posición variable (Fig. 6) (Foelix, 2011).

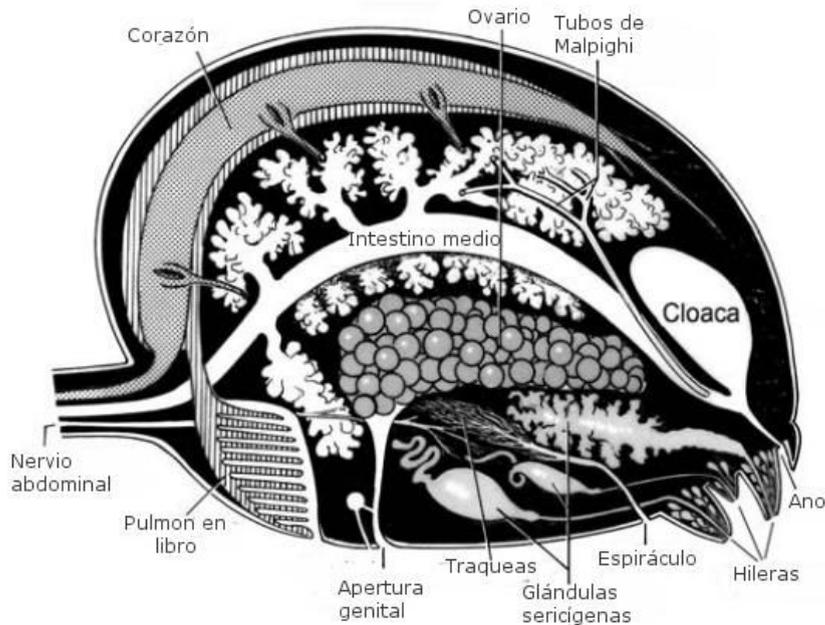


Figura 6. Estructura interna del opistosoma. Se observa la organización del corazón, el intestino medio, los tubos de Malpighi, los pulmones en libro, las gónadas y las glándulas sericígenas. Tomado y modificado de Foelix (2011).

1.3.3 Sistema reproductor

En este Orden, existe una ausencia de pene o edeago, por lo que la fecundación se da por un órgano copulador en los pedipalpos de los machos. Este órgano tiene como base un cimbio, que es el tarso aplanado, sobre el cual se encuentra el bulbo. En este se guardan los espermatozoides, que termina en un émbolo flageliforme, que es la parte intromitente del órgano. Los pedipalpos de los machos se pueden separar en dos morfologías: haplóginos, cuyo cimbio no cubre al bulbo, y enteléginos, donde el cimbio cubre al bulbo. Ambos pedipalpos pueden presentar varias protusiones, llamadas apófisis, que asisten durante la inseminación. Sin embargo, los pedipalpos enteléginos tienden a ser más complejos debido a que el bulbo se conforma de partes sólidas y queratinizadas, llamadas escleritos, y de partes suaves e hidráulicas, llamadas hematodocas (Fig. 7b). En el caso de los haplóginos, estos solo tienen un bulbo sólido periforme (Fig. 7a). Dada la gran variabilidad que estos pueden tener, son la fuente principal de diferenciación de especies en las arañas, junto con los genitales de las hembras (Foelix, 2011).

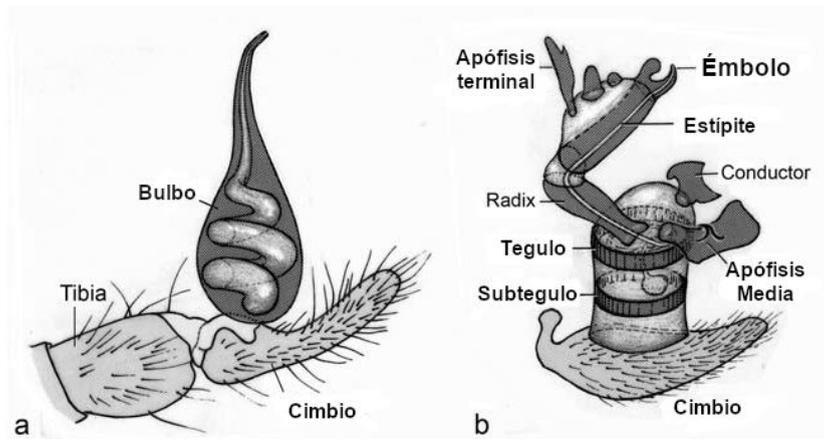


Figura 7. Morfología de un pedipalpo de macho haplógino (a) y entelégino (b). En el entelégino vemos varios escleritos diferentes (subtegulo, tegulo, apófisis media, conductor, radix, estípite, apófisis terminal). Tomado y modificado de Foelix (2011).

En el caso de las hembras, también existen caracteres que las definen como haplóginas o enteléginas. Lo más evidente es la presencia de un epigino sobre la hendidura epigástrica. En arañas haplóginas, el epigino tiende a ser pequeño y discreto, en muchos casos difícil de distinguir. En las enteléginas, es una estructura muy evidente, extremadamente queratinizada en la que incluso estructuras internas se pueden observar. También se diferencian en que, en hembras haplóginas, el conducto de copulación por el que entra el émbolo del macho es el mismo que el de fertilización (Fig. 8a), mientras que en las enteléginas son dos conductos diferentes (Fig. 8b) (Ubick et al., 2005).

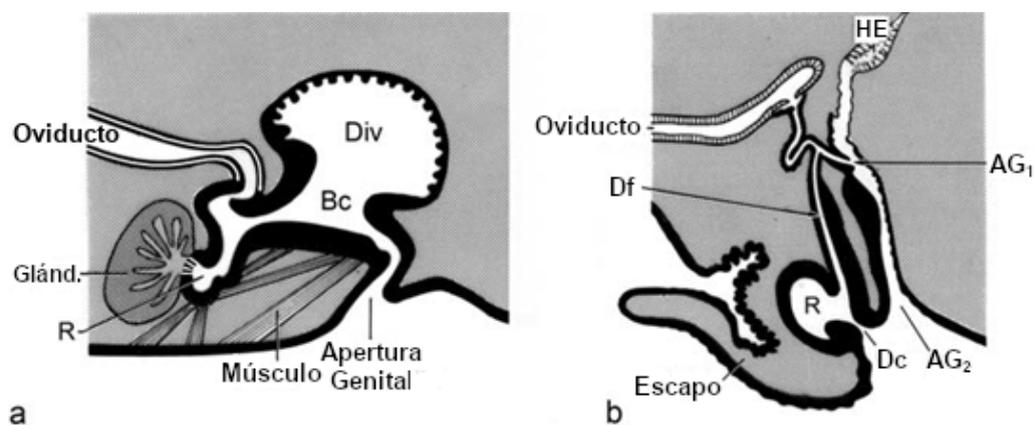


Figura 8. Corte longitudinal de aparato copulador en araña haplógina (a) comparado con una araña entelégina (b). Bc= bursa copulatrix; Div= Divertículo; R= receptáculo seminal; Glánd.= glándula secretora; Df= ducto de fertilización; Dc= ducto copulatorio; AG₁ y AG₂= Aperturas genitales interna y externa; HE= Hendidura epigástrica. Tomado y modificado de Foelix (2011).

El epigino funge como una barrera precigótica, ya que requiere que el pedipalpo del macho tenga una forma complementaria para poder insertarse en la abertura genital. Esto le permitirá al macho entrar al conducto de copulación y llegar a la espermateca, donde deposita su espermia (Fig. 9). Esto demuestra una función muy similar a una cerradura y una llave (Barrantes et al., 2013). Este puede verse afectado por un tapón nupcial, el cual puede ser una secreción especial del macho o parte de un palpo. Su función radica en la competencia espermática al bloquear la entrada al espermia de cualquier otro macho que intente fecundar a la misma hembra, asegurando así su paternidad (Uhl et al., 2010).

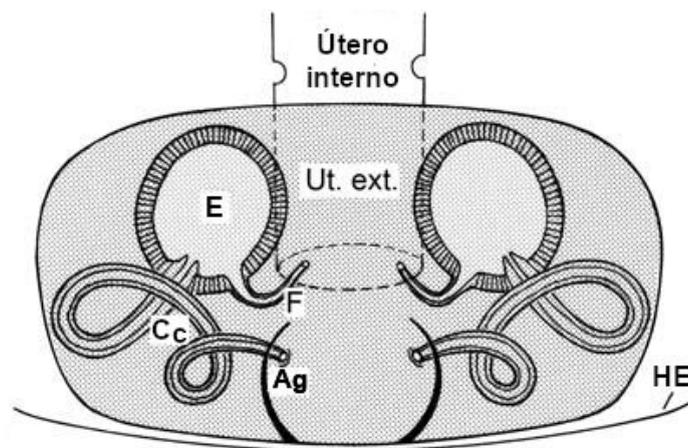


Figura 9. Diagrama de epigino de una hembra. Ut. ext.= útero externo; E= espermateca; F= conducto de fertilización; Cc= conducto de copulación, Ag= apertura genital; HE= hendidura epigástrica. Tomado y modificado de Foelix (2011).

1.4 Antecedentes

1.4.1 Antecedentes taxonómicos de la familia Zodariidae

Desde su inicio, la taxonomía de la familia Zodariidae (Thorell, 1881) ha sido muy problemática, empezando por la descripción del género *Storena* (Walckenaer, 1805) basada en un ejemplar juvenil proveniente de Australia, del cual nunca se designó un tipo. Éste se designó como el único integrante del que denomina “grupo XXIII” de su clasificación (Walckenaer, 1805). Este problema se agravó al ser agregados tres géneros, *Clotho* (Walckenaer, 1837), *Enyo* (Savigny and Audouin, 1825), y *Zodarion* (Walckenaer, 1825), los cuales fueron utilizados para designar a la familia Zodariidae en tres ocasiones diferentes (*Clotheiens* Walckenaer, 1837; *Enydes* Gervais, 1840 y *Zodarions* Lucas, 1840) aunque actualmente sabemos que todos son sinónimos de *Zodarion*. Simón, en 1864, finalmente

designa al grupo como Clotheiens, pero incluye *Uroctea* (Dufour, 1820), *Oecobius* (Lucas, 1846) y algunos Prodidomidae.

Simon (1870) es el primero en describir dos caracteres diagnósticos que actualmente aún se usan: hileras anteriores largas y quelíceros con uñas cortas. Posteriormente, Thorell (1881) es el primero en utilizar el nombre de Zodariidae y Simon, publicó "Histoire naturelle des Araignees" (1893) donde se da una descripción morfológica completa de este grupo incluyendo la posición de los dientes de las uñas tarsales, que se enfrentan en el borde de las uñas pareadas, y una revisión taxonómica que define cinco subfamilias, tres de las cuales, Storenomorphinae, Cydrelineae y Zodariinae, aún existen. Aún con esta revisión, aparecen varias sinonimias producto de utilizar varios caracteres no informativos para varios grupos, como la posición de los ojos de Cydrelineae.

No hay más revisiones hasta Mello-Leitao (1940) que designa siete subfamilias y hace una clave taxonómica, pero la clasificación resulta menos acertada que la de Simon y la clave es escasamente utilizada. Existen pocas revisiones posteriores de esta familia después de la de Mello-Leitao (*Lutica* [Gertsch, 1961], *Mallinella* [Bosmans y Van Hove, 1986a, 1986b; van Hove y Bosmans, 1984] y *Cyrioctea* [Platnick, 1986; Platnick and Griffin, 1988]) y varios autores mencionan lo obsoleta que era la sistemática de esta familia (Machado, 1945; Lehtinen, 1967; Brignoli, 1982).

Joqué (1991) publica una revisión taxonómica completa de la familia, útil hasta el momento, dando una descripción morfológica completa, una lista de sinonimias, un análisis cladístico y una clave taxonómica de los géneros, junto a una descripción de cada uno. Se distinguen seis subfamilias, Cryocteinae, Lachesaninae, Storeninae, Storenomorphinae, Cydrelineae y Zodariinae, de las cuales Cryocteninae y Lacesaninae fueron nuevas y también se describieron trece géneros nuevos.

Posteriormente, Joqué y Henrard (2015) definen una sinapomorfía presente en todos los miembros de esta familia: una extensión redondeada con forma de labio en el margen distal dorsolateral de la tibia, el cual embona en una cavidad pequeña en el margen proximal dorsal del metatarso. Esto está presente en todas las patas en ambos sexos. Finalmente, Wheeler et al. (2017) describen a la familia Penestomidae (Simon, 1902) como grupo hermano de la familia Zodariidae.

1.4.2 Generalidades de la familia Zodariidae

La familia Zodariidae cuenta con 86 géneros, compuestos por 1,163 especies. (World Spider Catalog, 2019). Se caracteriza por carecer de serrula, tienen dientes laterales en las dos uñas tarsales (Fig. 10), sus hileras anteriores son largas y las uñas de los

quelíceros son cortas. Viven en climas tropicales y subtropicales principalmente, aunque habitan también en climas áridos y semidesérticos (*Psammoduon* Jocqué, 1991, *Selamia* Simon, 1873, *Zodarion* Walckenaer, 1826).

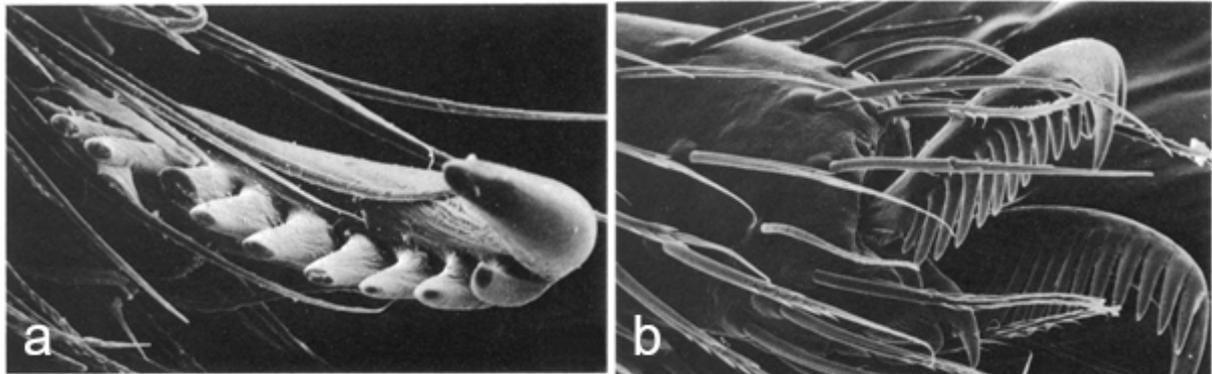


Figura 10. Fotografía de microscopía electrónica de las uñas tarsal de *Lachesana blackwalli* (O. Pickard-Cambridge, 1872) (a) y *Madrela madrela* (Jocqué, 1991) (b) donde se observan los peines laterales en ambas uñas.

Tienen hábitos de construcción de refugios y madrigueras. De sus características más particulares es que son arañas altamente especializadas en cazar hormigas (Jocqué, 1991). La conducta depredadora de los zodáridos se divide en una fase de ataque y otra de manipulación. En la primera, la araña embosca rápidamente a una hormiga por detrás, envenenadola por la pata más extendida que alcance. Después de este ataque, la araña se retira a una distancia segura, donde espera a que se incapacite su presa. (Pékar, 2004). En la fase de manipulación, la araña carga el cadáver de su presa para alimentarse en un lugar seguro, lejos del territorio de las hormigas. Al toparse con otra hormiga, la araña toca la antena de esta con su pata delantera, imitando la señal táctil de reconocimiento entre hormigas. Luego, presenta al cadáver de su presa, el cual es anteneado por la hormiga. Esto permite el reconocimiento de la señal olfatoria propia de su colonia, evitando que se levante una alerta y permitiendo a la araña escapar con su presa (Pékar y Křál, 2002).

En México sólo se tiene reportada la subfamilia Storeninae con dos géneros, *Ishania* Chamberlin, 1925 y *Colima* Jocqué y Baert, 2005, dentro de los cuales hay 37 especies. La subfamilia Storeninae, descrita por Simon en 1893, se caracteriza por tener grupos de cerdas cuneiformes huecas en posición ventral en los metatarsos, cerdas articuladas escasas y dorsales, esternito triangular y un chilum bien delimitado (Fig. 11a). Su género tipo es *Storena* Walckenaer, 1805, que es el primer género de zodáridos descrito (Jocqué, 1991).

El género *Ishania*, se distribuye en México y Centroamérica y en el país se encuentra desde Tamaulipas hasta Chiapas, contando 35 especies. Su especie tipo es *Ishania tentativa* Chamberlin (1925), descrita de un organismo parcialmente digerido, blanqueado, del estómago de una rana y asignada equívocamente a la familia Agelenidae. Aunque el género esté mal delimitado, Chamberlin logró formular una diagnosis clara: machos con un émbolo largo con forma de látigo y un cimbio con un doblez ectobasal para dar lugar a la apófisis retrotibial en el pedipalpo (Fig. 11c). Las hembras se distinguen por tener ductos de copulación largos y sinuosos (Fig. 11b). El grupo hermano de *Ishania* está formado por varias especies que pertenecen al género *Tenedos* O. Pickard-Cambridge, 1897. Sin embargo, este último fue recuperado como parafilético, por lo cual es necesaria una redelimitación para establecer sus relaciones internas y externas (Jocqué y Baert, 2002). Los géneros se diferencian porque *Ishania* tiene un chilum simple, mientras que en *Tenedos* es doble (Jocqué, 2002).

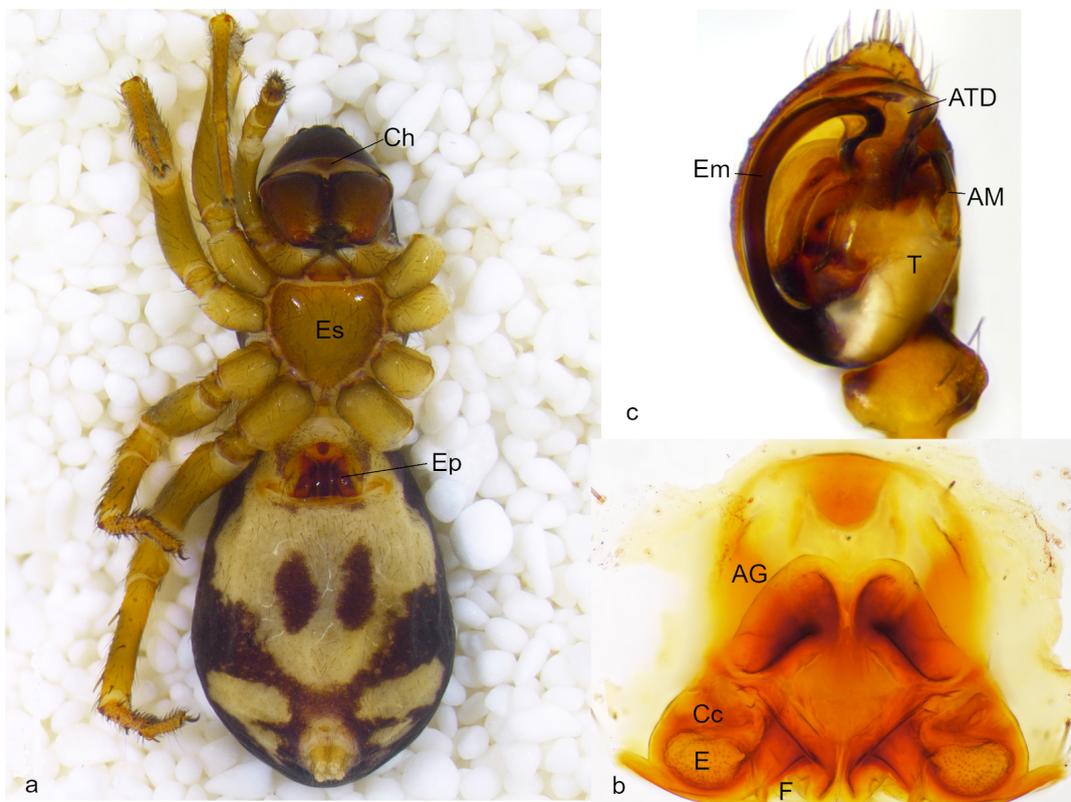


Figura 11. Fotografía de *Ishania aztek* (a, b) e *Ishania chichimek* (c). Se observa el chilum simple (Ch), esternito triangular (Es), epigino (Ep), apertura genital (AG), conducto copulatorio sinuoso (Cc), conducto de fertilización (F), espermateca (E), émbolo en forma de látigo (Em), tegulo (T), apófisis tegular distal (ATD), y la apófisis media (AM).

2. Justificación

Los zodáridos de México están muy poco estudiados. Desde los trabajos de Jocqué (1991) y Jocqué y Baert (2002, 2005) no se ha estudiado su diversidad, por lo que potencialmente su riqueza podría ser mayor. Ya que Mesoamérica es de las zonas donde se encuentra la mayor riqueza de especies y en donde existen aún una gran cantidad de especies por descubrir y describir (Myers et al., 2000), estudiar los zodáridos del trópico mexicano resulta importante.

Debido al acelerado deterioro de la biodiversidad, esta se pierde antes de que pueda ser descubierta y descrita (Costello et al., 2013). Por esto, la taxonomía se ve obligada a utilizar herramientas tecnológicas modernas como el internet y la fotografía de alta resolución. Así es posible documentar las especies ágilmente para poder diseminar esta información más eficiente y aceleradamente (Miller et al., 2014). En apoyo a la taxonomía, también existen técnicas de secuenciación de marcadores moleculares como el COI (Hebert, et al., 2003) que permite la delimitación de especies y el emparejado de los sexos.

3. Objetivos

Curar el material de Zodariidae recolectado en tres inventarios faunísticos de la vertiente atlántica de la Sierra Madre Oriental de México depositados en la Colección Nacional de Aracnología del Instituto de Biología.

3.1 Objetivos particulares

1. Documentar las especies de zodáridos encontradas en los inventarios mediante imágenes digitales y hacerlas disponibles en la página web www.unamfcaracnolab.com del Laboratorio de Aracnología de la Facultad de Ciencias.
2. Obtener secuencias de COI de cada especie para someter a prueba las delimitaciones de las especies encontradas, así como el emparejado de las especies que han sido descritas con un sólo sexo.
3. Describir las especies nuevas y reportar cambios nomenclaturales que surjan de revisar el material del Laboratorio de Aracnología.
4. Estimar la riqueza y similitud de las especies de la Familia Zodariidae para las áreas de estudio mediante el índice de Shannon y la T de Hutcheson.

4. Materiales y métodos

4.1 Zonas de estudio

Se utilizó el material colectado en una localidad en el Jardín Escultórico de Edward James “Las Pozas”, San Luís Potosí y dos localidades cercanas al Parque Nacional Pico de Orizaba, Veracruz.

El Jardín Escultórico “Las Pozas” se encuentra en el Municipio de Xilitla, San Luis Potosí. En este municipio, el principal sistema montañoso es la parte oriental de la Sierra Madre Oriental, con una altitud de entre 600 a 2,000 msnm caracterizado por una vegetación tropical alterada para usar en agricultura. Dada su variación altitudinal, este municipio cuenta con diversas comunidades vegetales, encontrando por debajo de los 800 msnm fragmentos de bosque húmedo tropical con diferentes grados de perturbación. El área de estudio fue de una hectárea a 2 km al norte de la ciudad de Xilitla con coordenadas centrales de 21° 23' 50" N, 98° 59' 38" O (Fig.12) (Rivera-Quiroz et al., 2016).

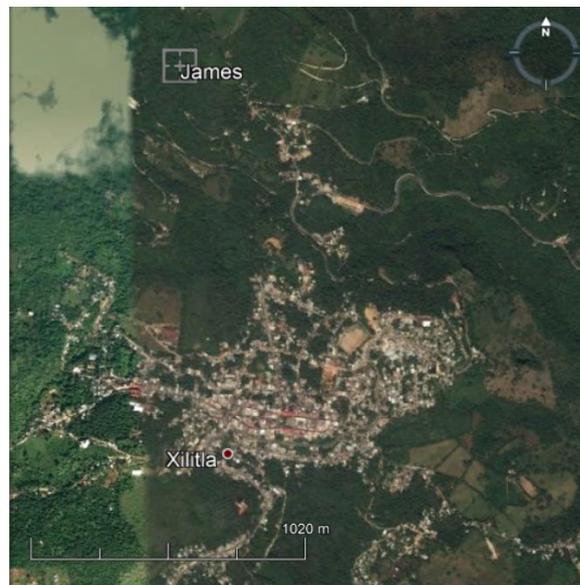


Figura 12. Ubicación del área de estudio del Jardín Escultórico “Las Pozas” (Google Earth, 2019).

El Parque Nacional Pico de Orizaba se localiza sobre el Eje Neovolcánico Transversal con una extensión de 19,750 ha y una altitud de entre 3,038 a 5,636 msnm. Presenta un clima templado subhúmedo y sus ecosistemas predominantes son bosque de oyamel, bosque de pino-encino, pastizal y páramo de altura (CONANP, 2012). La localidad de estudio corresponde a cuatro cuadrantes de una hectárea, cada uno en un remanente de bosque de encino. Es importante mencionar que los encinares no se encuentran incluidos dentro del parque nacional y presentan grados muy altos de perturbación.



Figura 13. Ubicación de las áreas de estudio de Atotonilco (Google Earth, 2019).

Los primeros dos cuadrantes se encuentran en la comunidad de Atotonilco, Veracruz, con coordenadas centrales de $19^{\circ} 8' 17.4''$ N, $97^{\circ} 12' 16.2''$ O 2,300 msnm y $19^{\circ} 8' 30.2''$ N, $97^{\circ} 12' 21.5''$ O 2,388 msnm (Fig. 13). Los otros dos cuadrantes se encuentran a 15 km de distancia al oeste, en la comunidad de Xamaticpac, con coordenadas centrales de $19^{\circ} 7' 34.1''$ N $97^{\circ} 4' 1.5''$ O 1710 msnm y $19^{\circ} 7' 32.5''$ N $97^{\circ} 4' 3.2''$ O 1700 msnm (Fig. 14).



Figura 14. Ubicación de las áreas de estudio de Xamaticpac (Google Earth, 2019).

4.2 Trabajo de campo

La colecta en “Las Pozas” se llevó a cabo por seis recolectores durante cuatro expediciones de cuatro días, cada una llevada a cabo de agosto, 2011 a junio, 2012 (Cuadro 1). Las expediciones a Pico de Orizaba y Xamaticpac se hicieron de mayo 2012 a febrero 2013 y de abril 2013 a febrero 2014, respectivamente, durante ocho a 13 días por seis colectores (Cuadro 1).

En las zonas de estudio ya mencionadas se llevaron a cabo seis métodos de muestreo descritos por Coddington et al. (1991) y Ubick et al. (2005) en cada uno de los cuadrantes: “looking down”, “looking up”, “cryptic”, “beating”, embudo de Berlese y trampas de caída. Se prepararon las trampas de caída y se colectó la hojarasca para el Berlese durante el primer día, para ser recogidas y guardadas el último. Los demás días, se tomaron muestras diurnas de “looking down”, “looking up”, “cryptic” y “beating” y muestras nocturnas de “looking down” y “looking up”. Estas se tomaron por seis colectores utilizando aspiradores y paraguas entomológicos. El esfuerzo de recolecta para los métodos manuales fue de una hora por persona y de manera aleatoria dentro de cada hectárea, excepto las trampas de caída. Con estas, se dividió el cuadrante en 16 subcuadrantes y se pusieron seis trampas en cada uno. Los organismos colectados se preservaron con etanol al 96%, se etiquetaron con los datos del colector, el método de colecta, número de repetición y código de expedición (lugar, año y número de expedición).

4.3 Trabajo de laboratorio

4.3.1 Procesamiento de muestras

La separación de las muestras colectadas se llevó a cabo en el Laboratorio de Aracnología de la Facultad de Ciencias de la UNAM. Los organismos se separaron en juveniles y adultos, posteriormente agrupando a los adultos por método de colecta, familia y morfoespecie utilizando un microscopio estereoscópico Carl-Zeiss Stereomicroscope II. Se identificaron las muestras con un código individual que contiene la localidad, el cuadrante, el año de colecta, la réplica de la colecta en el mismo año, el método de colecta, el colector y la réplica de dicho método por dicho colector (Cuadro 1).

Para la separación a familia se utilizaron las claves taxonómicas de Ubick et al. (2005) y Jocqué y Dippenaar-Schoeman (2006). A los miembros de la familia Zodariidae se les identificó hasta especie con la clave de Jocqué y Baert (2002).

Cuadro 1. Códigos de localidad y salida de donde se obtuvo el material estudiado.

Localidad	Fecha de salida	Código
Jardín Escultórico de Edward James "Las Pozas", Xilitla, San Luis Potosí	27-31 agosto 2011	James 2011-1
	14-18 noviembre 2011	James 2011-2
	23-30 marzo 2012	James 2012-1
	10-15 junio 2012	James 2012-2
Xamaticpac, Calchahuac, Veracruz	19-27 abril 2013	XamaC1 2013-1
	2-11 octubre 2013	XamaC1 2013-2
	4-17 febrero 2014	XamaC1 2014-1
	19-27 abril 2013	XamaC2 2013-1
	2-11 octubre 2013	XamaC2 2013-2
	4-17 febrero 2014	XamaC2 2014-1
Parque Nacional Pico de Orizaba, Atotonilco, Veracruz	21-30 mayo 2012	PicoC1 2012-1
	4-14 octubre 2012	PicoC1 2012-2
	15-24 febrero 2013	PicoC1 2013-1

4.3.2 Imágenes digitales de alta resolución

Se obtuvieron imágenes de alta resolución multifocales con vistas estandarizadas del habitus y la genitalia de cada especie con un microscopio de disección Nikon SMZ1000 y un microscopio de preparaciones Nikon Eclipse E200 conectados a una cámara digital Nikon DS-Fi2, capturando las imágenes con el software Nikon NIS Elements 4.0 y compilando las imágenes en el software Helicon Focus 6.3.5. Los genitales de las hembras fueron disectados y montados según Álvarez-Padilla y Hormiga (2007) y Coddington (1983). Finalmente, todas las imágenes se hicieron disponibles mediante la página www.unamfcaracnolab.com así como los códigos para las vistas estandarizadas de la imágenes.

4.3.3 Análisis genético

Para poder emparejar los sexos de las especies reportadas, se realizó la amplificación y secuenciación de un segmento del gen citocromo oxidasa subunidad I (COI) de 657 pares de bases (Miller et al., 2014). Estos análisis se realizaron en el Laboratorio de Biología Molecular del Departamento de Zoología-LANABIO utilizando el kit de extracción y

purificación de ADN *Jena Bioscience Animal and Fungi DNA Preparation Kit*. Se emplearon tres machos de *Ishania sp.01* y de *I. xilitla*, tres hembras de *I. querci* y de *I. simplex* y tres machos y tres hembras de *I. chihimek*. Para esto, se disecó el prosoma completo de todos los especímenes para tener tejido suficiente y se conservaron los opistosomas como vouchers.

El PCR se realizó con los primers para invertebrados HCO2198 (5'-taaacttcagggtgaccaaaaaatca-3') y LCO1490 (5'-ggtaacaaatcataaagatattgg-3') (Folmer et al., 1994) con una mezcla maestra de 9.83 μ L de agua, 3 μ L de buffer 5x con Mg y ddNTPs, 0,25 μ L de cada primer y 0.12 μ L de Taq DNA polimerasa por cada 2 μ L de ADN de cada espécimen. El protocolo de amplificación que se siguió fue con una temperatura de desnaturalización inicial de 94°C por 5 minutos, 35 ciclos de amplificación con etapas de desnaturalización a 94°C por 40 s, alineamiento a 48°C por 45 s, y extensión a 72°C a 40 s, finalizando con una extensión final a 72°C por 7 minutos. Se verificaron los productos del PCR con una electroforesis en gel de agarosa al 1.5%. Los productos resultantes fueron enviados a secuenciar con los mismos primers al Laboratorio de Secuenciación Genómica de la Biodiversidad y de la Salud del Instituto de Biología de la UNAM.

4.3.4 Edición de secuencias y alineamiento

Las secuencias obtenidas fueron editadas y procesadas en el programa Mesquite versión 3.51 (Maddison y Maddison, 2017) utilizando MAFFT versión 7.407 (Kato y Standley, 2013) para alinearlas y RAxML versión 8.2.12 (Stamatakis, 2014) para generar un árbol filogenético de máxima verosimilitud con un soporte de 1,000 Bootstraps. Se descargaron y usaron las secuencias de *Tenedos serrulatus* Jocqué y Baert, 2002 (GenBank: KY018068.1) y *Leprolochus birabeni* Mello-Leitão, 1942 (GenBank: KY018060.1) como grupos externos y *Hermippus septemguttatus* Lawrence, 1942 (GenBank: KY018059.1) para enraizar el árbol.

4.3.5 Análisis de riqueza de especies

Los ejemplares colectados se ingresaron a una base de datos precisando cada localidad según la fecha y método de colecta, sexos y juveniles colectados, colector y número de repetición, código de la muestra y especie. Esta se utilizó para calcular curvas de acumulación de especies de cada localidad utilizando estimadores de abundancia (ACE, Chao 1, Jackknife 1, Bootstrap) y de incidencia (Chao 2, Jackknife 2). Los estimadores de riqueza de especies utilizados son estadísticos no paramétricos que son una combinación entre las curvas de rarefacción integrando las proporciones de especies raras y comunes

(Colwell y Coddington 1994). También se hizo un análisis de diversidad beta comparando el índice de Shannon de cada localidad para encontrar la similitud entre ellas con una T de Hutcheson (Hutcheson, 1970). Todos estos análisis se hicieron con el programa *EstimateS* 9.1.0 (Colwell, 2013) y con Microsoft Excel 2016. Finalmente, se hizo una UPGMA para graficar las similitudes resultantes.

5. Resultados

5.1 Material Procesado

Se procesaron 464 individuos, de los cuales 172 son machos y 292 son hembras (Cuadro 2). Se diagnosticaron seis especies usando la clave de Jocqué y Baert (2002) y se encontró una especie nueva con solo machos recolectados y el macho no descrito de *I. querci*.

Cuadro 2. Listado de las especies encontradas, número de ejemplares por sexo, las colectas y años en las que se recolectaron.

Especies	Machos	Hembras	Localidades
<i>I. aztek</i>	30	46	Pico 2012-1, 2013-1 Xama 2013-1, 2013-2, 2014-1
<i>I. chichimek</i>	22	61	James 2012-1, 2012-2, 2011-1
<i>I. simplex</i>	-	46	James 2012-1, 2012-2, 2011-1
<i>Ishania</i> sp. 1	4	-	James 2012-1, 2012-2, 2011-1
<i>I. querci</i>	77	115	Pico 2012-1, 2013-1 Xama 2013-1, 2013-2, 2014-1
<i>I. xilita</i>	26	-	James 2012-1, 2012-2, 2011-1
<i>I. huastek</i>	1	-	James 2012-1
Total	160	268	

5.2 Análisis filogenético

Los análisis de RaxML resultaron en un cladograma con una máxima verosimilitud de -2370.464085 y valores de Bootstrap con rango global de 62 a 100%. Los machos y las hembras de cada especie fueron recuperados como conoespecíficos. Las excepciones fueron *I. xilita*, e *I. simplex*, las cuales se recuperaron en un mismo clado, por lo que pertenecen a una misma especie y tendrían que ser sinonimizadas. Una revisión morfológica de los ejemplares tipo tendría que comprobar este resultado. También se obtuvo que uno de los machos no identificados corresponde al complemento de la hembra de *I. querci*, con un soporte de Bootstrap de 100%. Cabe mencionar que *I. huastek* no se incluyó en los análisis por falta de ejemplares (Cuadro 2). Todas las relaciones específicas referidas en la figura 15 son soportadas por 100% de Bootstrap y corresponden con la asignación de las especies con los caracteres morfológicos analizados.

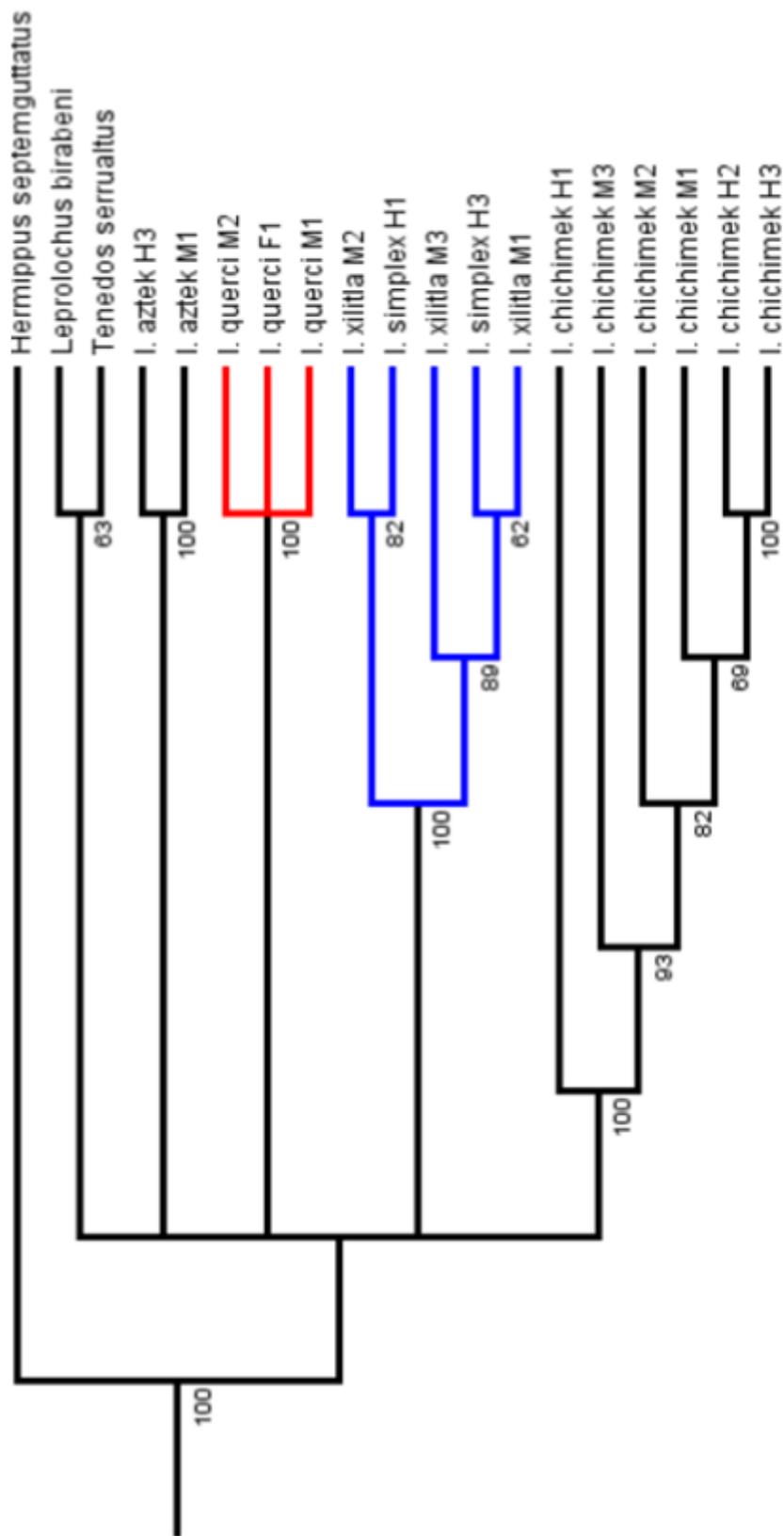


Figura 15. Árbol filogenético basado en los segmentos de COI secuenciados. En rojo vemos la asociación entre *I. querci* y una de las morfoespecies no identificadas. En azul vemos la asociación de *I. simplex* con *I. xilitla*.

5.3 Análisis de riqueza de especies

Los estimadores de riqueza de especies de los cuadrantes James y PicoC1 indican que, de las especies estimadas totales, se recolectó entre el 67 y el 100% en James y entre el 52 y el 100% en PicoC1 (Figs. 16-17). Esto equivale a entre una y dos especies faltantes en cada localidad. En los demás cuadrantes encontramos acumulaciones del 100%, lo que implica que no hay más especies por coleccionar.

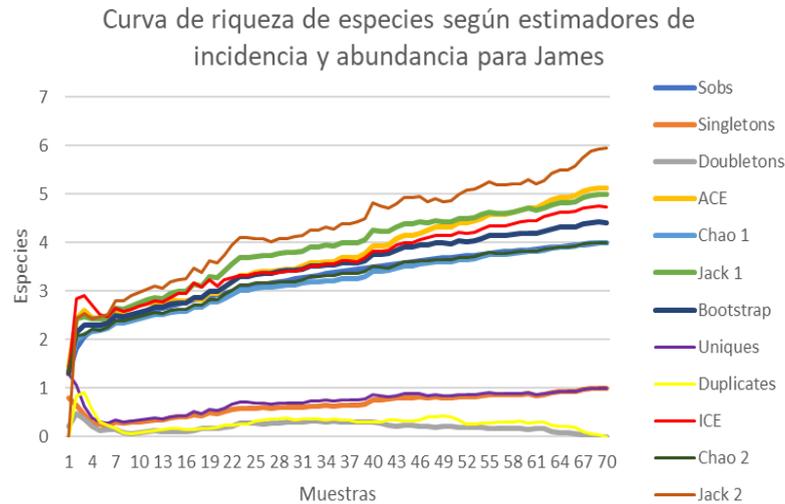


Figura 16. Curvas de riqueza de especies de James según estimadores de riqueza e incidencia.

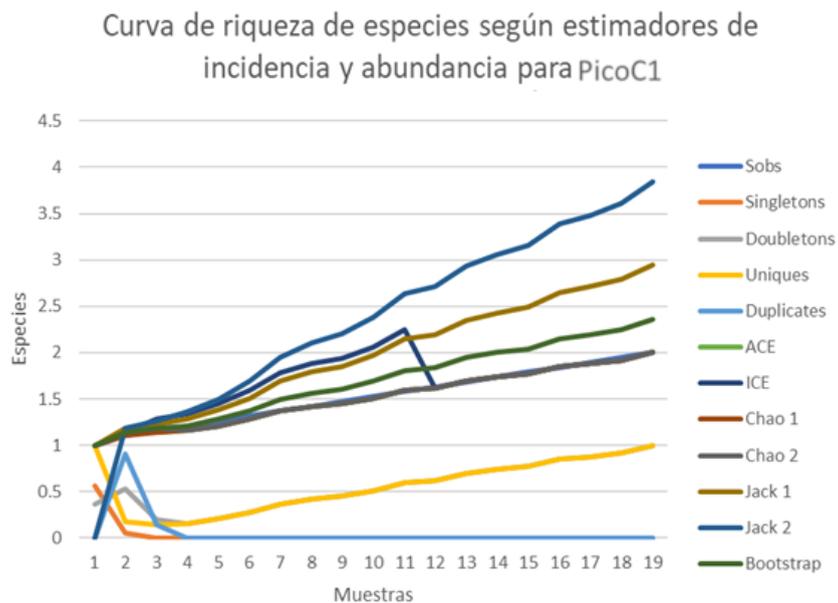


Figura 17. Curvas de riqueza de especies de PicoC1 según estimadores de incidencia y abundancia.

5.4 Análisis de similitud entre localidades

La prueba de similitud de Hutcheson indica que James es significativamente diferente a todas las otras localidades. Pico C1 no se muestra diferente en ninguna de los cuadrantes de Xama. Xama C1 y Xama C2 son significativamente diferentes entre sí, aunque sean cuadrantes diferentes de la misma localidad. Estas relaciones se muestran en forma de una UPGMA (Fig. 18)

Cuadro 3. Cuadro de valores de significancia (p) entre el índice de Shannon de todas las localidades estudiadas.

*=sin diferencia significativa.

	James	PicoC1	XamaC1	XamaC2
James	-	-	-	-
PicoC1	2.50E-07	-	-	-
XamaC1	7.36E-48	0.053*	-	-
XamaC2	1.88E-18	0.068*	5.69E-30	-

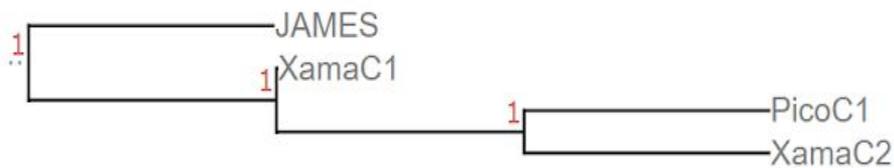


Figura 18. Árbol de UPGMA describiendo la similitud entre localidades.

5.5 Descripción de especies

Se describieron ambos machos previamente no identificados: uno como especie nueva y otro como alotipo de *Ishania querci*. También se da una breve diagnosis de todas las especies y sexos reportados. Las abreviaciones utilizadas, por sus siglas en inglés, son: ojos anteriores medios (AME), ojos anteriores laterales (ALE), ojos posteriores medios (PME), ojos posteriores laterales (PLE), distancia entre anteriores medios (AME-AME), distancia entre anterior lateral y medio (AME-ALE), distancia entre posteriores medios (PME-PME), distancia entre posterior medio y lateral (PME-PLE) y distancia entre laterales anterior y posterior (PLE-ALE). Todas las medidas se dan en milímetros. Las descripciones siguieron el formato y la nomenclatura de Jocqué y Baert, 2002. Todas las especies estudiadas fueron documentadas con 45 microfotografías anatómicas multifocales y 10 fotografías descargadas de la página www.unamfcaracnolab.com.

Familia: Zodariidae Thorell, 1881

Género: *Ishania* Chamberlin, 1925

Especie tipo: *Ishania tentativa* Chamberlin, 1925

Notas taxonómicas: Dado el artículo 9.12 del ICZN que menciona que las tesis, aunque archivadas, no son escritas con la edición correcta para su publicación, por lo que no se hace un acto nomenclatural de *Ishania sp. nov.* A sí mismo, se describe un alotipo macho para *I. querci* bajo la recomendación 72A.

Ishania sp. nov.

Fig. 19.

Material tipo. Holotipo: México: San Luis Potosi, Xilitla, Las Pozas, 300m este noreste de Las Pozas, 21°23'50" N, 98°59'38"O, 689 msnm. Bosque de niebla. Colectado por trampas de caída, 26-30 de marzo de 2012. Depositado en la Colección Nacional de Arácnidos CNAN IB-UNAM. Hembra: desconocida.

Paratipo. 2 ♂: México: San Luis Potosi, Xilitla, Las Pozas 21°23'50" N, 98°59'38"O, 689 msnm. Colectado por trampas de caída, 26-30 marzo de 2012. Depositado en la Colección Nacional de Arácnidos CNAN IB-UNAM.

Diagnosis. Macho. Similar a *I. huastek* por la presencia de un émbolo en forma de "C", un tegulo rectangular y una apófisis tegular distal triangular. Y se diferencia de *I. huastek* por tener un émbolo más delgado con una bifurcación distal más pronunciada, una apófisis patelar dorsal corta y roma, ausencia de la apófisis tibial retro lateral y con una apófisis tibial dorsal más larga, así como con una tibia ensanchada.

Descripción. Macho. Largo total 3.267; prosoma: largo 1.783, ancho 1.250; opistosoma: largo 1.3, ancho 1.0.

Coloración (en alcohol): caparazón naranja oscuro. Esternito amarillo opaco; patas amarillo claro, coxas amarillo pálido, casi blancas, fémur con porciones terminales oscurecidas y porción media amarillo claro. Abdomen café oscuro con patrón simétrico de dos líneas verticales, dos grupos de tres líneas paralelas horizontales y una marca gruesa blanca posterior. Ojos: AME: 0.043; ALE: 0.072; PME: 0.077, PLE: 0.072, AME-AME: 0.030, AME-ALE: 0.021, PME-PME: 0.030, PME-PLE: 0.085, PLE-ALE: 0.051.

Palpo masculino: Largo de la fila anterior: 0.153; largo de la fila posterior: 0.336. Patela con apófisis dorsal cilíndrica roma. Tibia con una apófisis dorsal desplazada retrolateralmente. Cimbio con dos espinas apicales. En posición ventral se observa el émbolo, delgado, con forma de "C" en posición prolateral, con una base ensanchada y una bifurcación en su porción terminal unida por una placa queratinizada. El tegulo se observa elongado proximalmente desde su base con forma cuadrangular. La apófisis tegular distal (DTA) tiene forma de embudo hacia su porción distal con un proceso semicircular en su borde prolateral. Apófisis medial en el borde retrolateral del bulbo con base poco esclerosada y forma de gancho muy esclerosada.

Ishania querci Jocqué y Baert 2002

Fig. 20-21.

Material tipo. Alotipo macho: México, Xamaticpac, Calchahualco, Veracruz, 1.5 km al sureste del Pueblo de Xamaticpac, 19°7'32.5" N, 97°4'3.2" O, 1700 msnm. Bosque tropical. Colectado por trampa de Berlese. 26 de diciembre de 2014. Depositado en la Colección del Laboratorio de Aracnología, Facultad de Ciencias, (CAFC-UNAM). (Vial también contiene 1 ♀ de *I. querci*).

Paratipos. 6♂: México, Xamaticpac, Calchahualco, Veracruz, 1.5 km al sureste del Pueblo de Xamaticpac, 19°7'32.5" N, 97°4'3.2" O, 1700 msnm. Bosque tropical. Colectado por trampa de Berlese. 26 de diciembre de 2014. Depositado en la Colección del Laboratorio de Aracnología, Facultad de Ciencias, (CAFC-UNAM). (Vial también contiene 1 ♀ de *I. querci*).

Diagnosis. Macho. Apófisis retrotibial larga y delgada, con un borde ondulado. Apófisis tibial prolateral pequeña con forma de cuña. El émbolo de *I. querci* es recto y delgado con un giro de 90° hacia el tegulo, a diferencia de las demás especies de *Ishania* que tienen un émbolo con forma de "C" grueso y muy esclerosado. El tegulo de *I. querci* es lentiforme con un centro y borde esclerosado y el resto membranoso, a diferencia de las demás *Ishania* que son rectangulares, sin membranas y completamente esclerosados.

Hembra. Epigino simple con un atrio ovalado anterior y espermatecas posteriores reniformes. Conductos de copulación en forma de listón en forma de "S".

Descripción. Alotipo macho: Largo total: 3.550; prosoma: largo 1.820, ancho 1.215; opistosoma: largo 1.665, ancho: 1.130.

Coloración (en alcohol): Caparazón café rojizo. Esternito naranja con bordes oscuros. Patas verde olivo grisáceo, coxas amarillo pálido, casi blancas, fémur con porciones proximales claras, metatarso y tarso amarillo claro. Abdomen café oscuro con patrón simétrico blanco. De anterior a posterior, dos líneas diagonales congruentes, dos grupos de tres líneas paralelas horizontales y dos marcas gruesas blancas paralelas posteriores.

Ojos: AME: 0.050; ALE: 0.079; PME: 0.082, PLE: 0.087, AME-AME: 0.023, AME-ALE: 0.033, PME-PME: 0.028, PME-PLA: 0.077, PLE-ALE: 0.043. Largo de la fila anterior: 0.149; largo de la fila posterior: 0.309.

Palpo masculino: Tibia con una apófisis retrotibial larga, con un borde ondulado y con punta afilada. Cimbio con cuatro espinas apicales. En posición ventral se observa el émbolo, muy delgado, poco esclerosado, recto con una curva de 90° en su base. En la unión con el tegulo se encuentra un proceso globoso, mientras que en la porción terminal se encuentra un pequeño proceso triangular. El tegulo tiene forma de lente convexo de gran tamaño, ocupando la mitad del bulbo. Se observa como un esclerito central del que se proyecta una membrana hacia un esclerito periférico. El conductor se encuentra dorsal al émbolo, con su borde distal trapesoidal dentado y unido por la porción proximal a una membrana retrolateral. La apófisis retrolateral tiene forma ovalada, con su porción distal más alargada, lobulada, y con un borde ensanchado y esclerosado. También posee una membrana triangular en su porción media.

Nuevo registro de localidad para la especie en el estado de Veracruz, México.

Ishania xilitla Jocqué y Baert 2002

Fig. 22-23.

Ishania simplex Jocqué y Baert 2002: pag. 159, fig. 69a-c, Mapa 5. NUEVO SINÓNIMO.

Diagnosis: Macho. Pedipalpo similar al de *Ishania huastek*. Porción terminal del émbolo sin bifurcación con una apófisis terminal bicuspada. Apófisis patelar dorsal más aguda que en *I. huastek*. Apófisis tibial retrolateral ancha sin muesca.

Hembra: Placa epiginal similar a la de *Ishania chichimek*, con forma de escudo y con espermatecas visibles y bilaterales, excepto por tener un mayor tamaño y por tener un borde anterior redondeado.

Ishania aztek Jocqué y Baert 2002

Fig. 24-25.

Diagnosis: Macho. Émbolo largo con forma de listón que sale del borde del cimbio. Base del émbolo unido al tegulo con un borde discontinuo, generando una muesca a cada lado. Tegulo rectangular con bordes redondeados. Apófisis tegular distal se proyecta ventralmente desde el cimbio. Apófisis dorsal de la tibia en ángulo de 90° desde la tibia, con forma de gancho.

Hembra. Placa epiginal triangular con una proyección semicircular anterior con orientación caudal. Conducto de copulación con forma de listón y con entradas anterolaterales. Giro desde posición dorsal a ventral genera un relieve con un surco medial en el epigino.

Ishania chichimek Jocqué y Baert 2002

Fig. 26-27.

Diagnosis: Macho. Pedipalpo similar al de *Ishania huastek*. Porción terminal del émbolo bifurcada con la rama distal más corta y la rama proximal más larga y con forma de sacacorchos. Apófisis patelar dorsal más aguda que en *I. huastek*. Apófisis tibial retrolateral ancha con una muesca.

Hembra. Placa epiginal similar a la de *Ishania xilitla*, con forma de escudo y con espermatecas visibles y bilaterales, excepto por tener un menor tamaño y por tener un borde anterior cuadrado.

Ishania huastek Jocqué y Baert 2002

Fig. 28.

Diagnosis: Macho. Pedipalpo similar al de *Ishania chichimek*. Porción terminal del émbolo bifurcada con la rama distal más larga y la rama proximal más corta, con forma de gancho. Presencia de apófisis dorsal de la tibia corta, pequeña y roma. Apófisis patelar dorsal roma en comparación con *I. chichimek*. Apófisis tibial retrolateral ancha con una muesca.

Nuevo registro para la especie en el estado de San Luis Potosí, México.

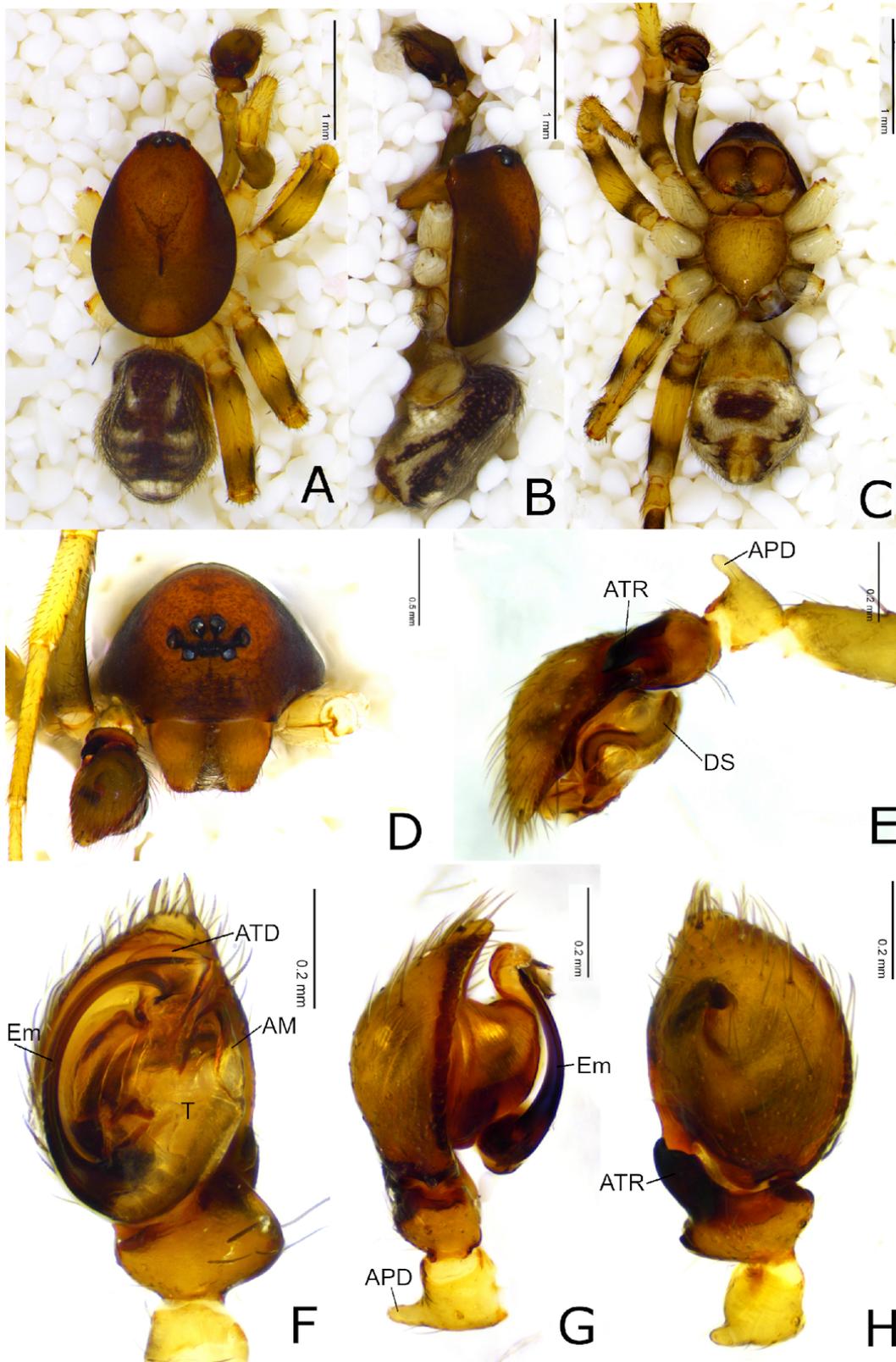


Figura 19. *Ishania sp. nov.* Macho. A) Hábitus dorsal, B) Hábitus lateral, C) Hábitus ventral, D) Prosoma anterior, E) Pedipalpo retrolateral, F) Pedipalpo ventral, G) Pedipalpo prolateral, H) Pedipalpo Dorsal. ATR= apófisis tibial retrolateral; APD= apófisis patelar dorsal; DS= ducto seminífero; ATD= apófisis tegular distal; Em= émbolo; AM= apófisis media; T= tegulo.

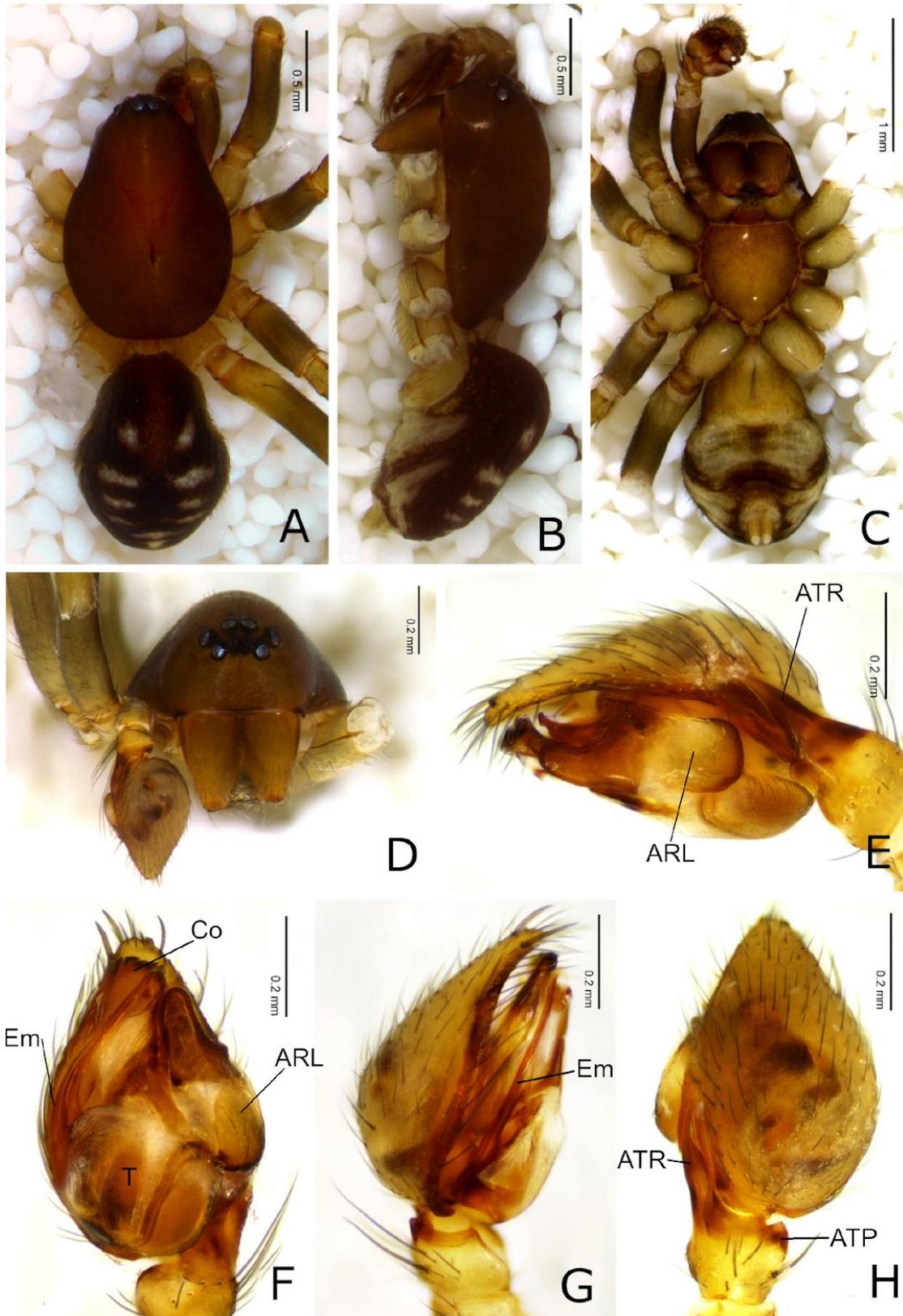


Figura 20. *Ishania querci*. Macho. A) Hábitus dorsal, B) Hábitus lateral, C) Hábitus ventral, D) Prosoma anterior, E) Pedipalpo retrolateral, F) Pedipalpo ventral, G) Pedipalpo prolateral, H) Pedipalpo dorsal. ATR= apófisis tibial retrolateral; ATP= apófisis tibial prolateral; ARL= apófisis retrolateral; Em= émbolo; T= tegulo.

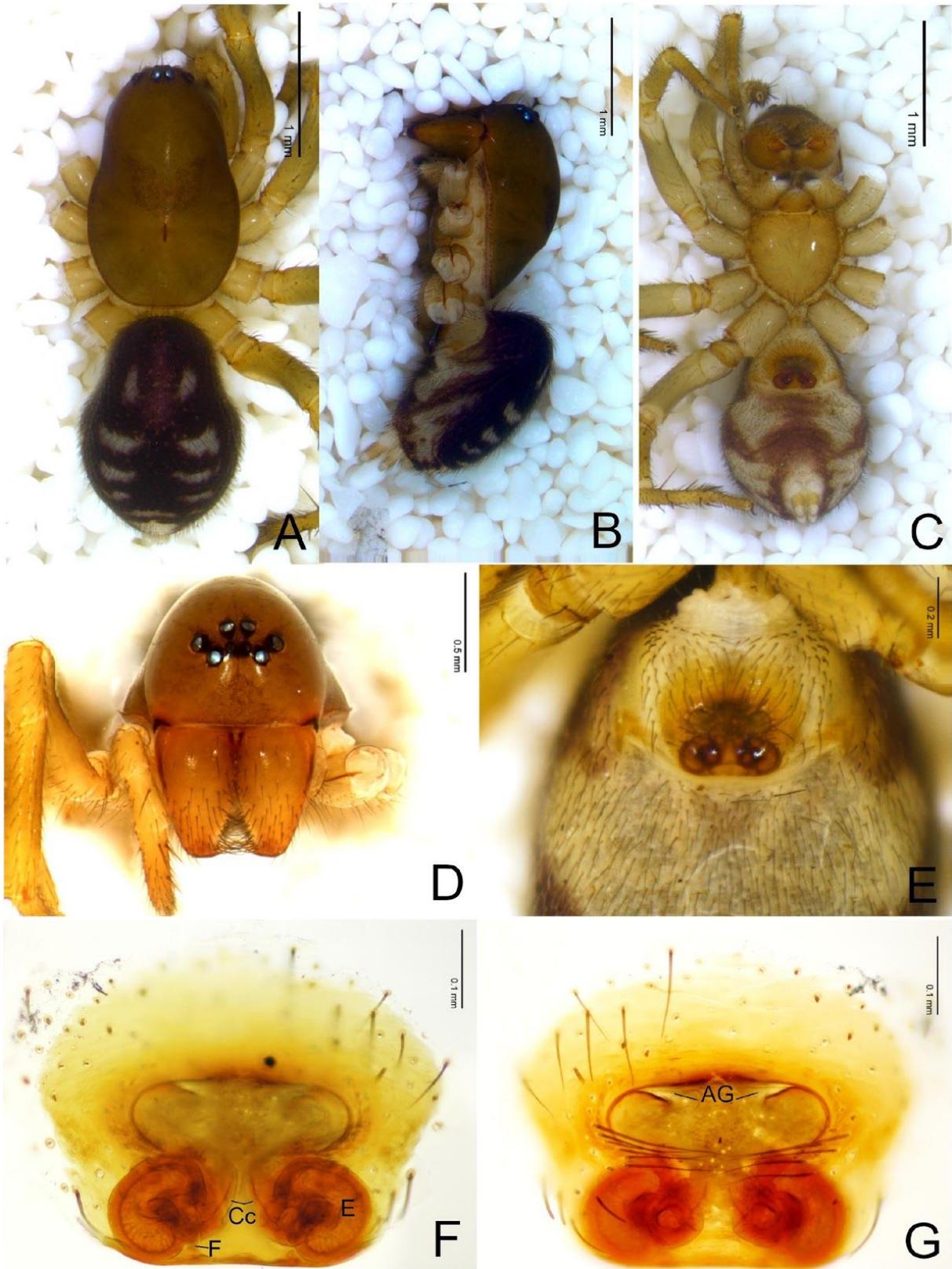


Figura 21. *Ishania querci*. Hembra. A) Hábitus dorsal, B) Hábitus lateral, C) Hábitus ventral, D) Prosoma anterior, E) Acercamiento de epigino, F) Epigino dorsal, G) Epigino ventral. AG= apertura genital; Cc= conducto copulatorio; E= espermateca; F= conducto de fertilización.

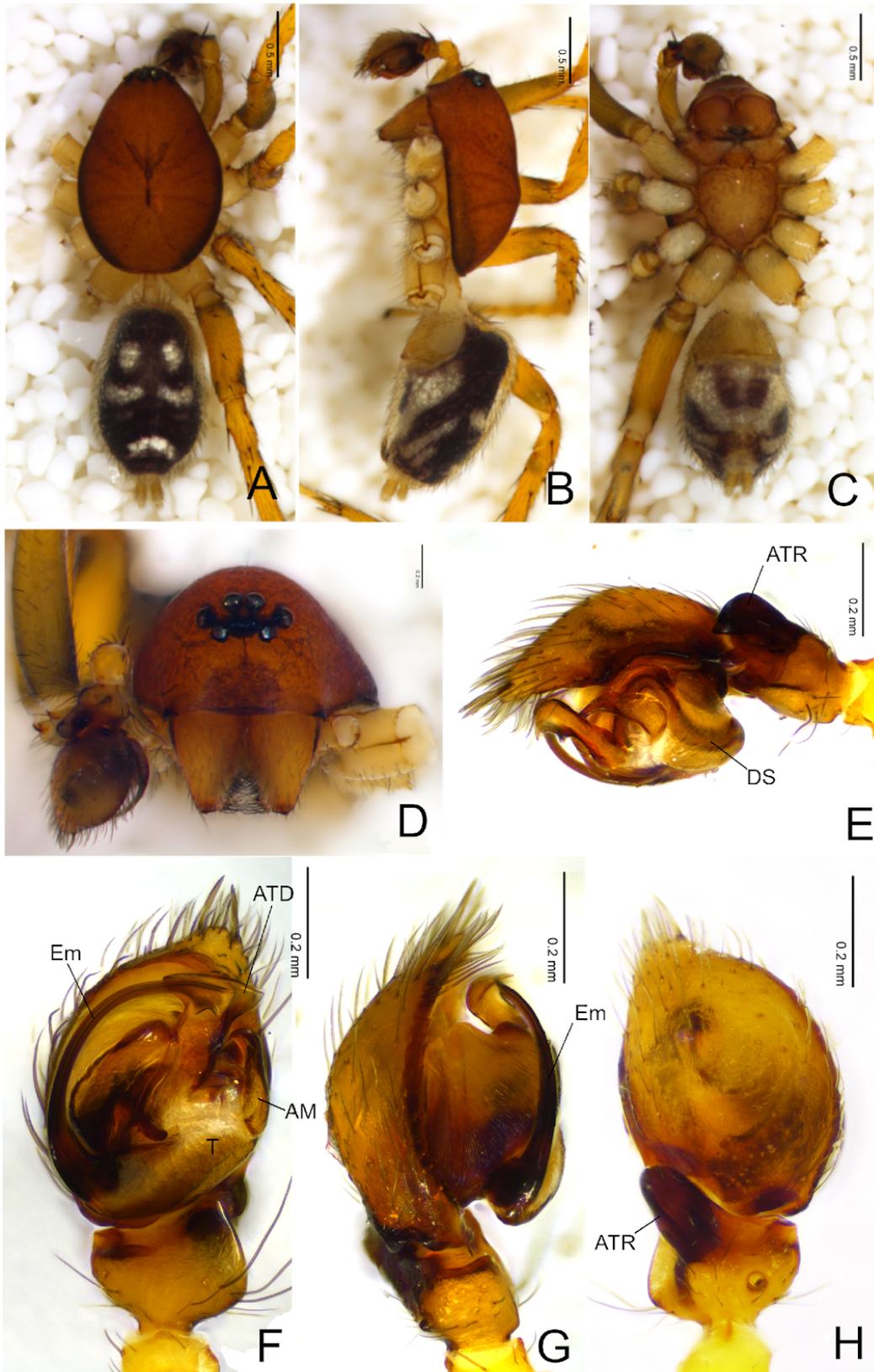


Figura 22. *Ishania xilitla*. Macho. A) Hábitus dorsal, B) Hábitus lateral, C) Hábitus ventral, D) Prosoma anterior, E) Pedipalpo retrolateral, F) Pedipalpo ventral, G) Pedipalpo prolateral, H) Pedipalpo dorsal. ATR= apófisis tibial retrolateral; DS= ducto seminífero; ATD= apófisis tegular distal; Em= émbolo; AM= apófisis media; T= tegulo.

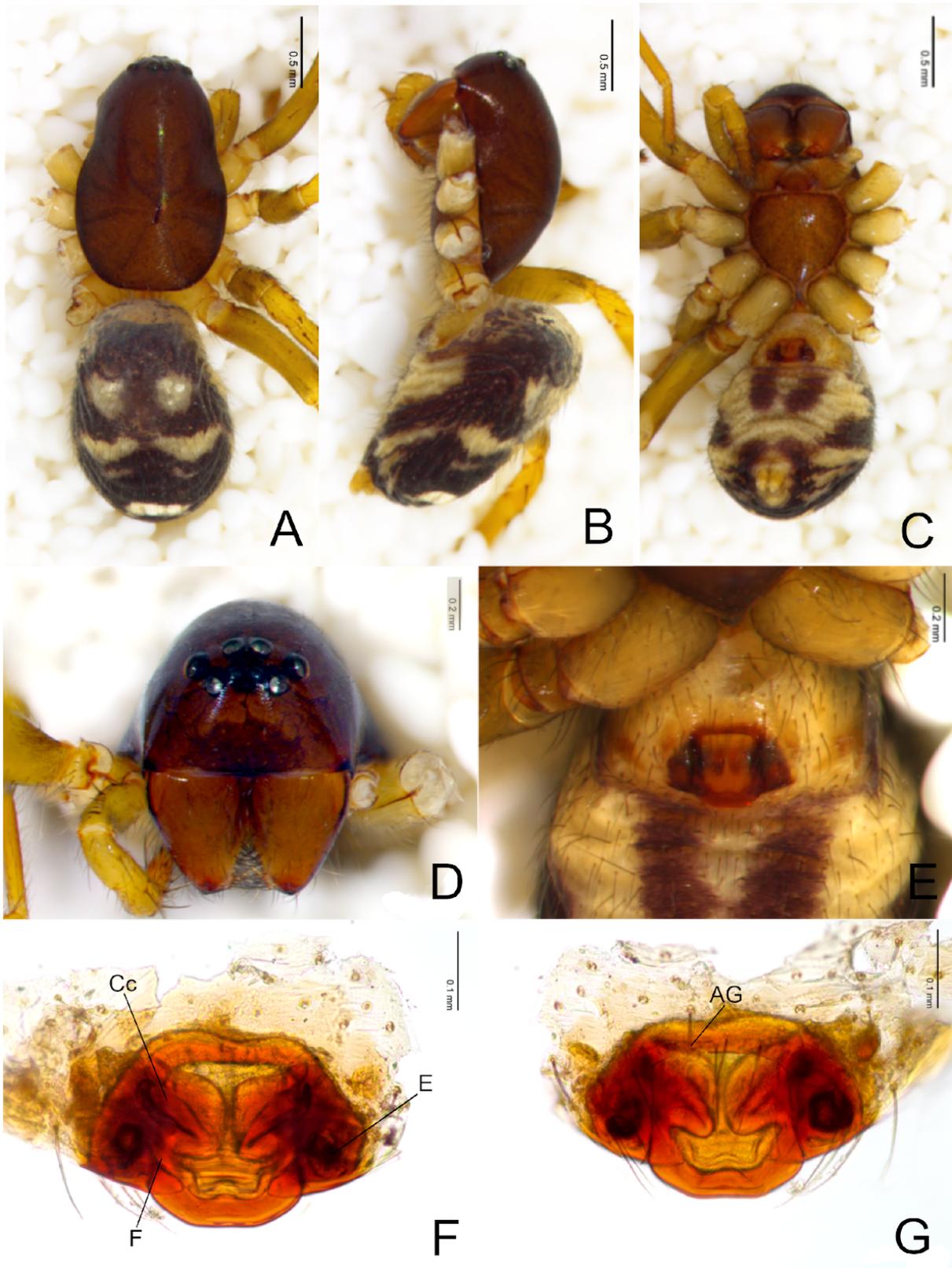


Figura 23. *Ishania xillita*. Hembra. A) Hábitus dorsal, B) Hábitus lateral, C) Hábitus ventral, D) Prosoma anterior, E) Acercamiento de epigino, F) Epigino dorsal, G) Epigino ventral. AG= apertura genital; Cc= conducto copulatorio; E= espermateca; F= conducto de fertilización.

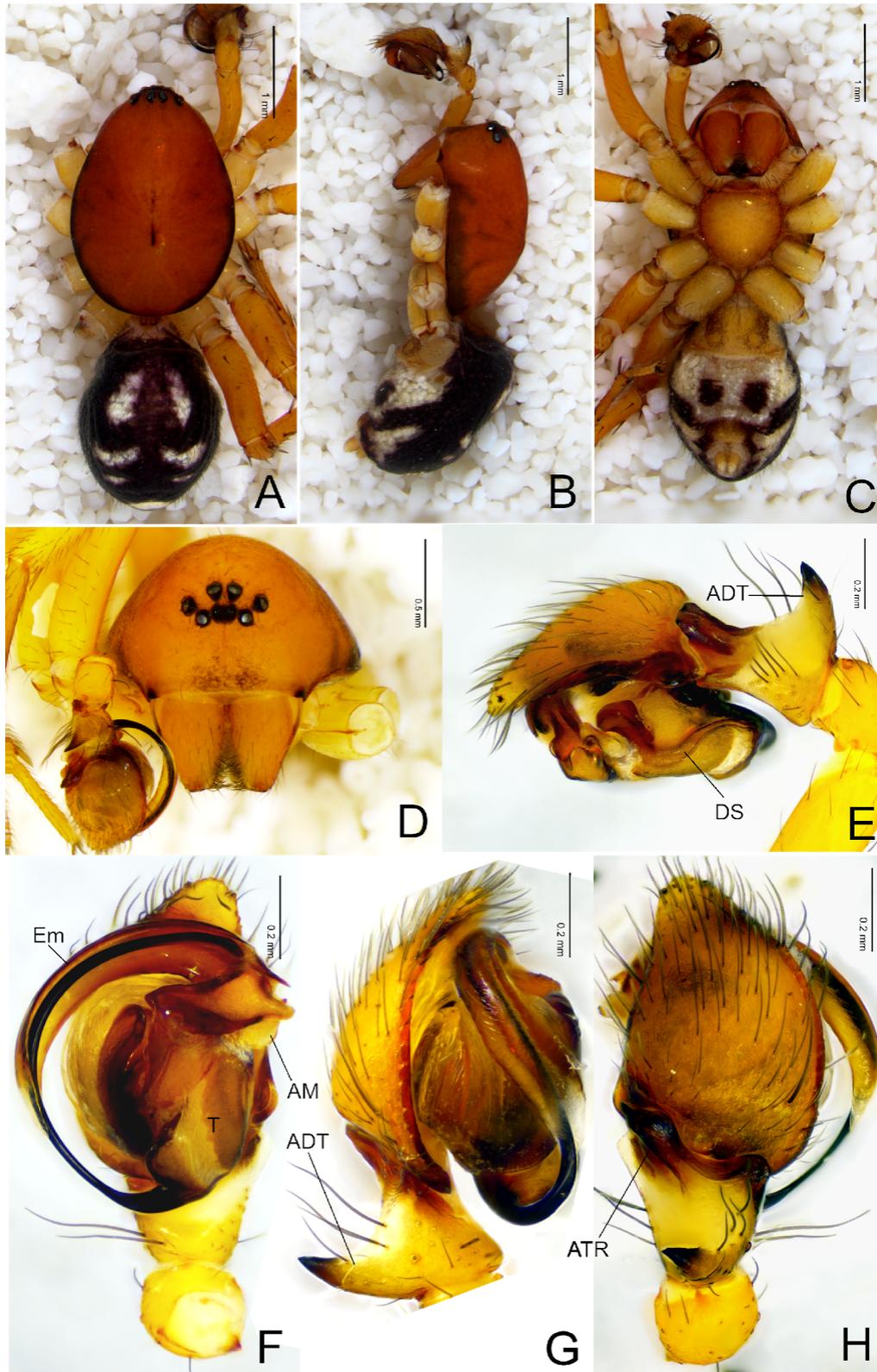


Figura 24. *Ishania aztek*. Macho. A) Hábitus dorsal, B) Hábitus lateral, C) Hábitus ventral, D) Prosoma anterior, E) Pedipalpo retrolateral, F) Pedipalpo ventral, G) Pedipalpo prolateral, H) Pedipalpo dorsal. ADT= apófisis dorsal de la tibia; DS= ducto seminífero; Em= émbolo; AM= apófisis media; T= tegulo; ATR= apófisis tibial retrolateral.

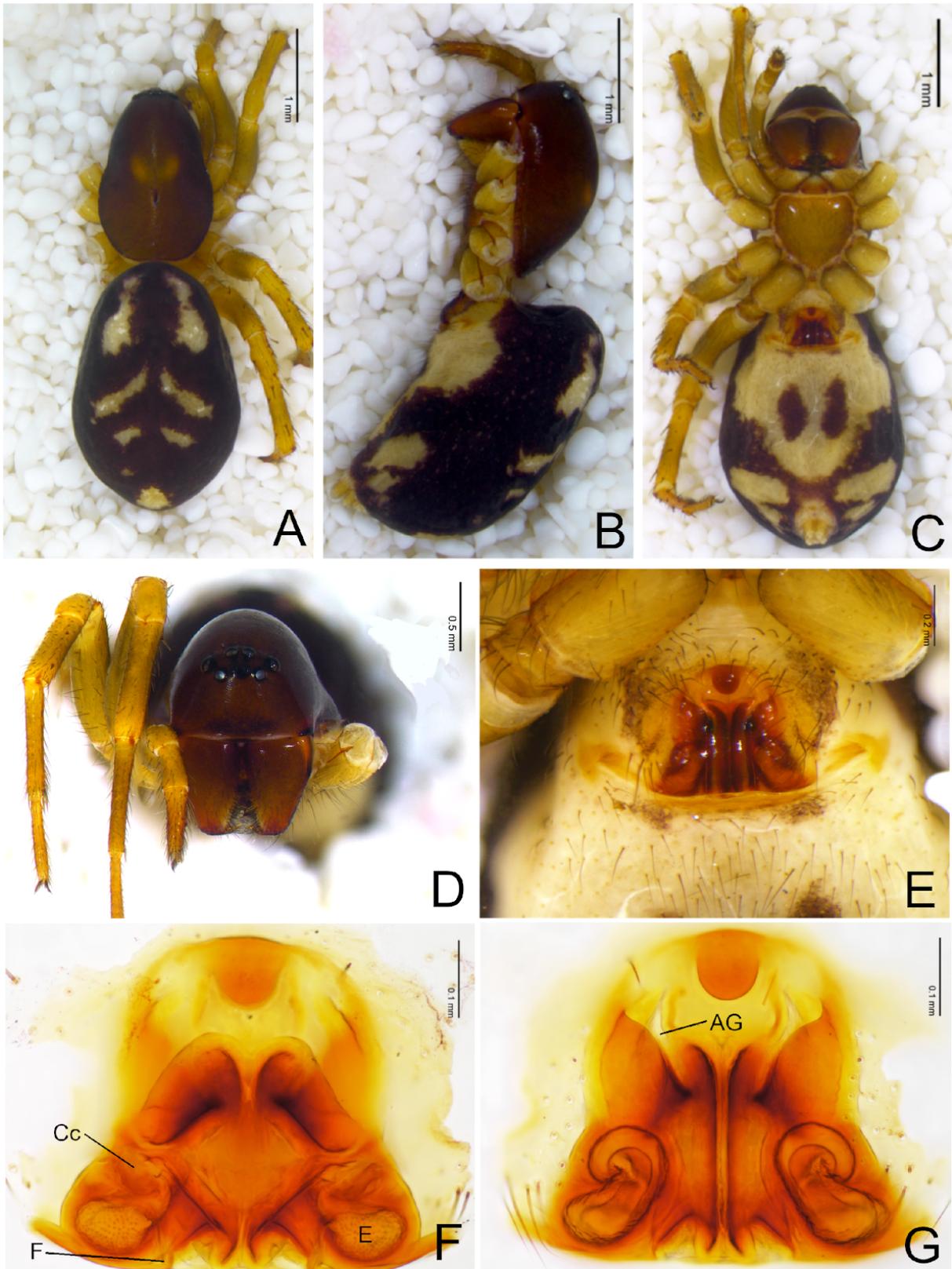


Figura 25. *Ishania aztek*. Hembra. A) Hábitus dorsal, B) Hábitus lateral, C) Hábitus ventral, D) Prosoma anterior, E) Acercamiento de epigino, F) Epigino dorsal, G) Epigino ventral. AG= apertura genital; Cc= conducto copulatorio; E= espermateca; F= conducto de fertilización.

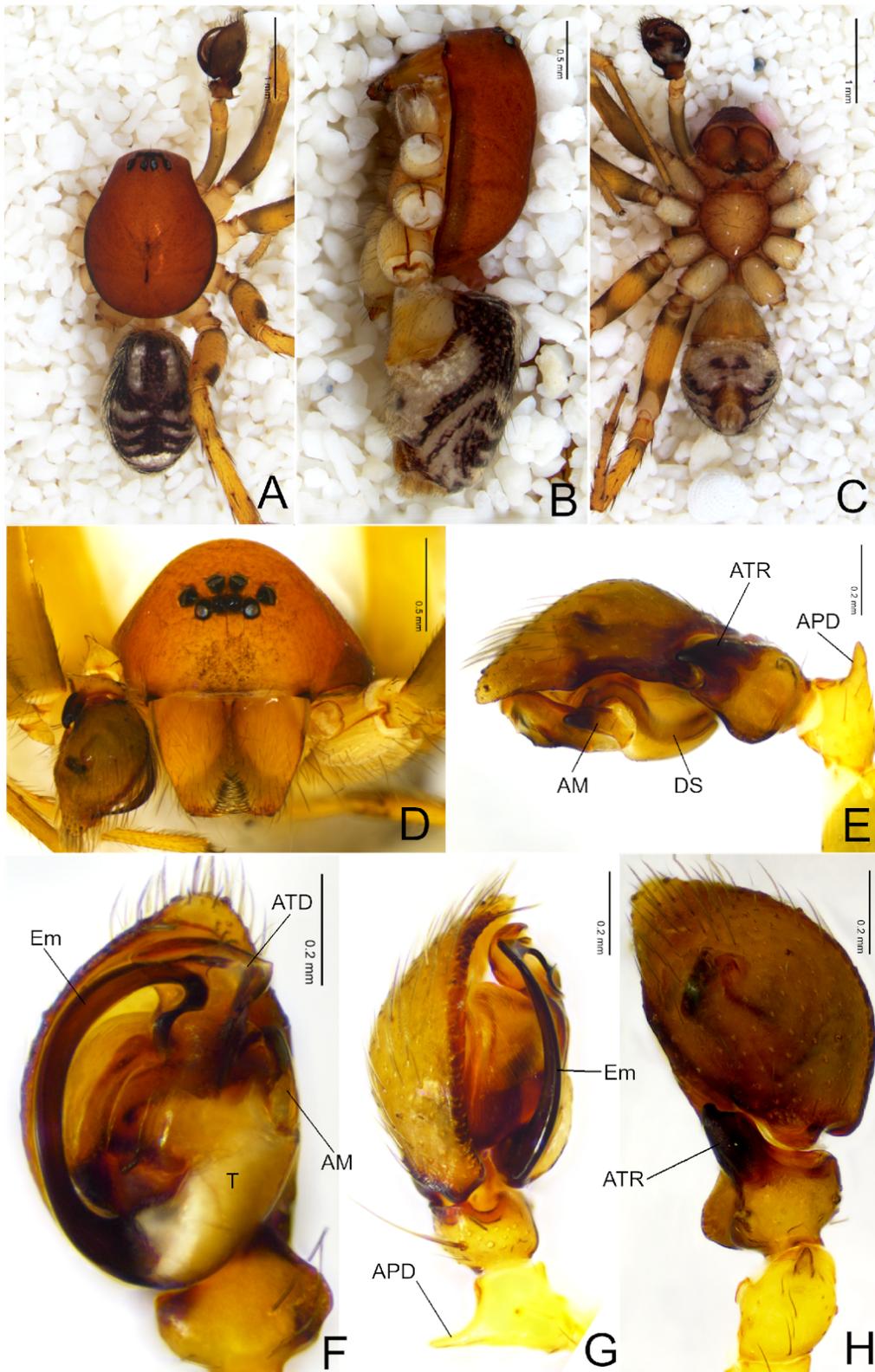


Figura 26. *Ishania chichimek*. Macho. A) Hábitus dorsal, B) Hábitus lateral, C) Hábitus ventral, D) Prosoma anterior, E) Pedipalpo retrolateral, F) Pedipalpo ventral, G) Pedipalpo prolateral, H) Pedipalpo dorsal. ATR= apófisis tibial retrolateral; APD= apófisis patelar dorsal; AM= apófisis media; DS= ducto seminífero; ATD= apófisis tegular distal; Em= émbolo; T= tegulo.

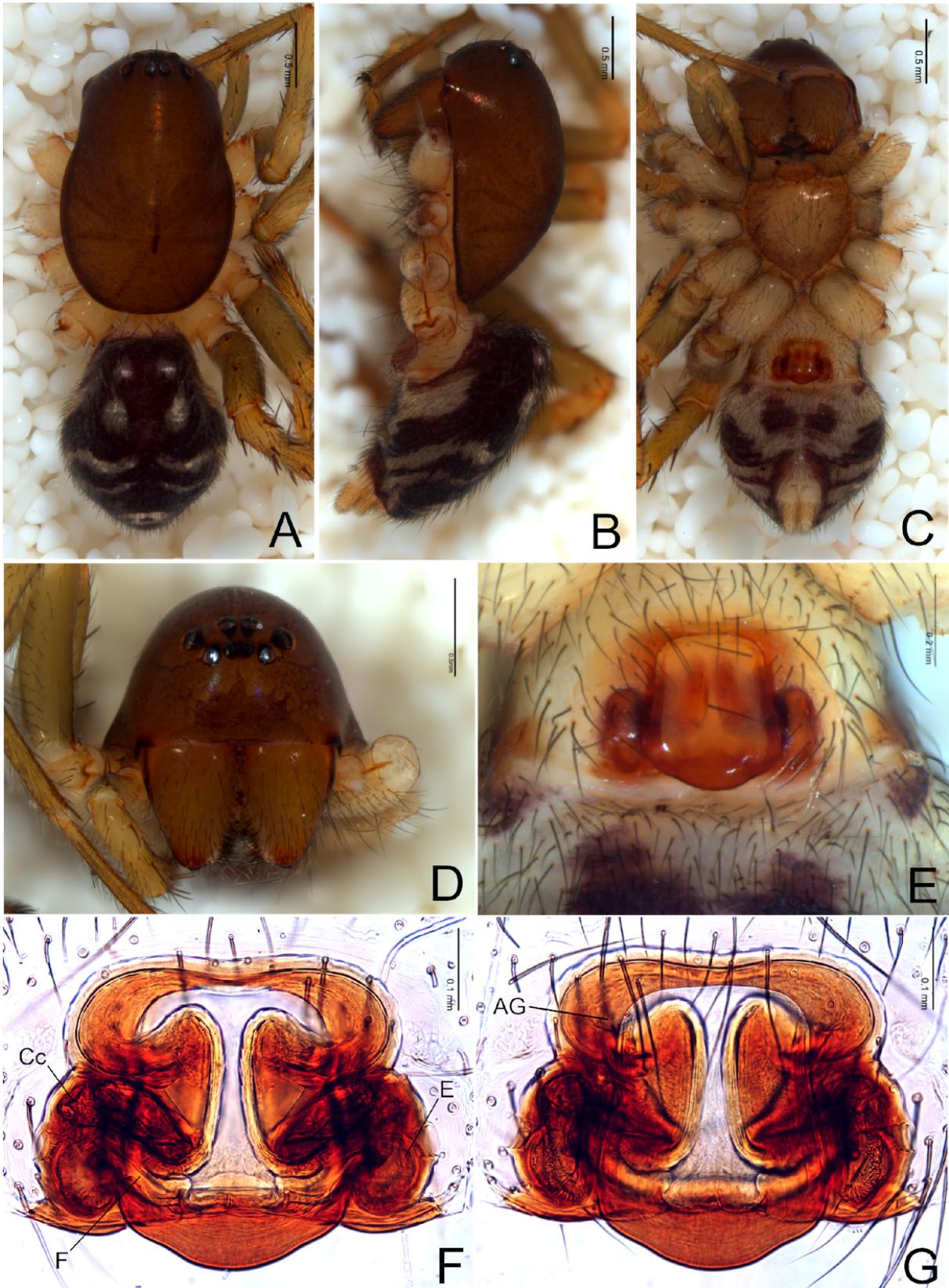


Figura 27. *Ishania chichimek*. Hembra. A) Hábitus dorsal, B) Hábitus lateral, C) Hábitus ventral, D) Prosoma anterior, E) Acercamiento de epigino, F) Epigino dorsal, G) Epigino ventral. AG= apertura genital; Cc= conducto copulatorio; E= espermateca; F= conducto de fertilización.

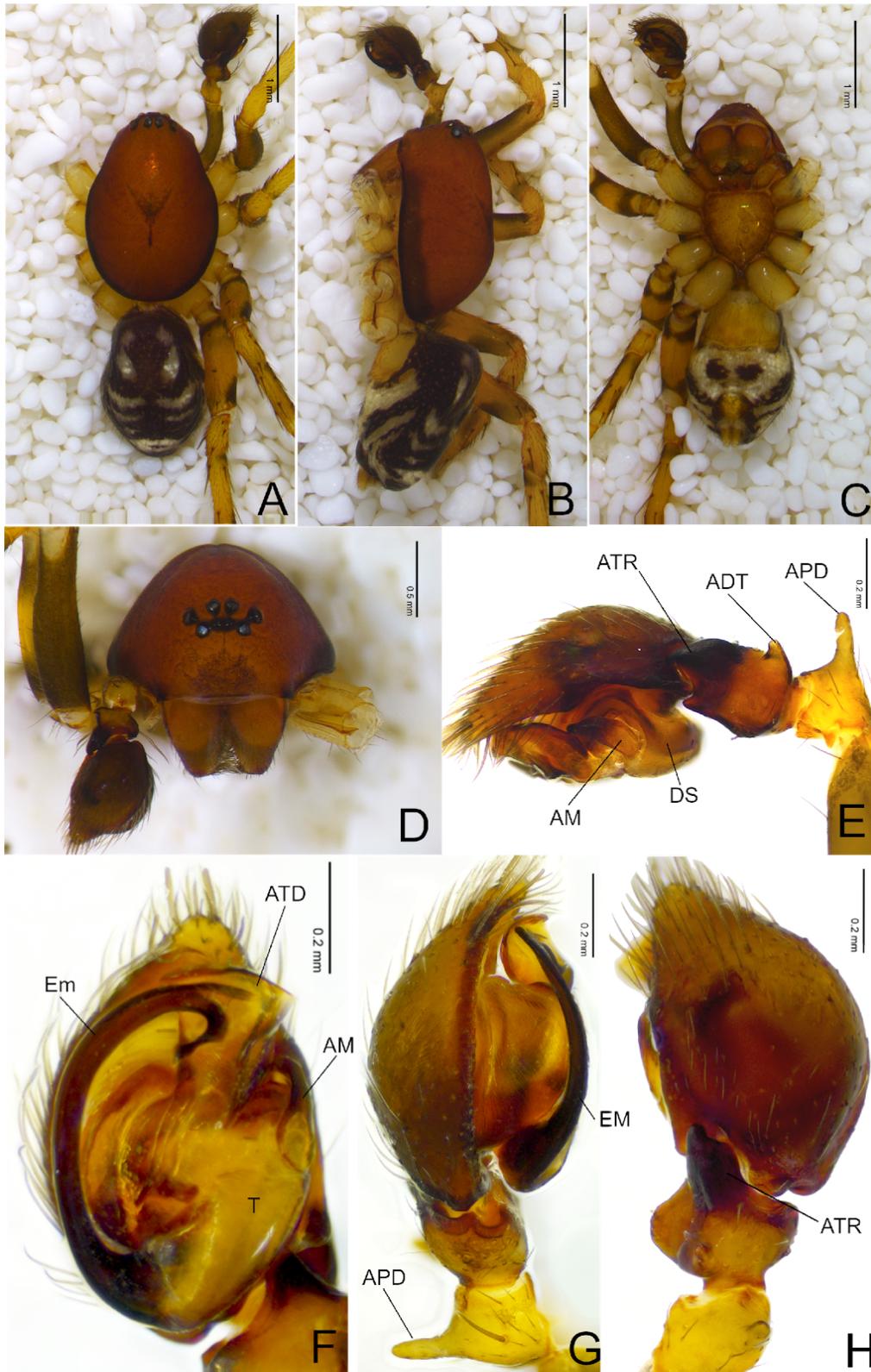


Figura 28. *Ishania huastek*. Macho. A) Hábitus dorsal, B) Hábitus lateral, C) Hábitus ventral, D) Prosoma anterior, E) Pedipalpo retrolateral, F) Pedipalpo ventral, G) Pedipalpo prolateral, H) Pedipalpo dorsal. ATR= apófisis tibial retrolateral; ADT= apófisis dorsal de la tibia; APD= apófisis patelar dorsal; AM= apófisis media; DS= ducto seminífero; ATD= apófisis tegular distal; Em= émbolo; T= tegulo.

6. Discusión

La familia Zodariidae presenta varios problemas en su historia taxonómica (Jocqué, 1991), los cuales se extienden a los zodáridos de México (Jocqué y Baert, 2002). Sin embargo, existe suficiente información para volver a revisar su taxonomía. Complementario a estas revisiones taxonómicas, se presentan imágenes digitales publicadas en línea para facilitar la comunicación entre taxónomos. Estas son parte de los protocolos sugeridos en la aproximación conocida como ciberdiversidad (Miller et al., 2014; Rivera-Quiróz et al. 2016) que busca diseminar a través de la internet, imágenes de alta resolución con caracteres morfológicos importantes taxonómicamente, lo cual permite comparaciones directas entre ejemplares de otros inventarios sin importar el estado taxonómico de las morfoespecies encontradas. También, estas imágenes evitan la completa pérdida de información en caso de que el material descrito se perdiera o fuese inaccesible. Todas estas se encuentran disponibles en www.unamfcaracnolab.com.

Las imágenes mencionadas anteriormente permitieron, en parte, aclarar el problema que presenta el trabajo de Jocqué y Baert, 2002, en el cual varias especies de *Ishania*, descritas con un solo sexo no podían ser emparejadas. Para emparejar las especies, con el material en mano, se llevó a cabo un análisis filogenético de un fragmento del COI siguiendo la metodología que se ha hecho en otros trabajos (Barret et al., 2005, Robinson et al, 2009, Salgueiro-Sepúlveda y Alvarez-Padilla, 2018). Se obtuvo un árbol filogenético que permitió resolver dos problemas taxonómicos previos: (1) emparejar la hembra de *I. querci*, con su respectivo macho, los cuales fueron colectados en las mismas muestras del inventario. (2) descubrir que los sexos emparejados de dos especies diferentes, *I. simplex* e *I. xilitla* deberían ser propuestos como sinónimos nomenclaturales, ya que en el árbol obtenido consistentemente aparecen en un mismo clado, lo que implica que pertenecen a la misma especie.

La topología obtenida del análisis filogenético exhibe un soporte de Bootstrap de 100% en todas las relaciones a nivel de especie, lo cual es apoyado por los caracteres morfológicos utilizados en la delimitación. Por lo tanto, el sistema de caracteres proporcionado por el gen COI es congruente y complementario con el sistema de caracteres morfológico, reforzando la hipótesis del emparejamiento de los sexos que, adicionalmente, refuerzan la sinonimia entre *I. simplex* e *I. xilitla*. En cuanto a relaciones supraespecíficas, se recuperó un grupo polifilético que incluye a todos los miembros de *Ishania*, *Tenedos serrulatus* Jocqué y Baert, 2002, y *Leprolochus birabeni* Mello-Leitão, 1942, todos estos ubicados en el continente americano (Jocqué y Baert, 2002, Mello-Leitão, 1942). Esta

politomía no es rara, ya que el marcador genético usado resuelve relaciones a nivel especies y ha sido utilizado para el código de barras de la vida (Hebert et al., 2003).

En Jocqué y Baert, 2002, también se sugiere que, dada la distribución en parches descrita a lo largo del país que presentan las especies de *Ishania* conocidas, quedan aún muchas especies por describir en territorios intermedios. Para poder estimar si las áreas de colecta tienen más especies de zodáridos restantes, se hicieron curvas de acumulación de especies para cada cuadrante (Chao y Shen, 2004). Los resultados revelan que aún quedan especies por recolectar en las localidades de Pico de Orizaba y en la del Parque Escultórico “Las Pozas”, entre una y dos especies en cada sitio. Esto puede deberse a que se necesitan utilizar técnicas de muestreo específicas para zodáridos tomando en cuenta que el nicho ecológico que ocupan es inseparable a la distribución de las colonias de hormigas, que son el único componente de la dieta de estas arañas (Pékar et al., 2018). La mayoría de los ejemplares capturados provienen de las trampas de caída y de las muestras de hojarasca procesadas en embudos de Berlese. Si bien no existen estudios acerca de la colecta de zodáridos, los estudios de diversidad de hormigas se ha revelado que en el tamizaje de hojarasca se capturan la mayor cantidad de especies de hormigas pequeñas (Olson, 1991; Sabu y Shiju, 2010), las cuales están dentro de la talla de las consumidas por los zodáridos. Por lo que, si se requieren maximizar la obtención de ejemplares de las especies adicionales en las localidades estudiadas y en general en otros estudios dirigidos a los miembros de esta familia de arañas, es necesaria la implementación de más tamizadores de hojarasca, trampas de caída y embudos de Berlese.

Finalmente, las similitudes entre sitios se pueden deber a que se reporta una mayor densidad de hojarasca en XamaC2 que en XamaC1, lo cual conlleva una mayor diversidad de artrópodos (Bray y Gorham, 1964). Como se puede observar, la proximidad entre localidades no es un argumento para presumir diversidades similares. Aunque no hay evidencias directas, se puede hipotetizar que un factor determinante para la presencia/ausencia de estas arañas en un ecosistema podría ser, más que la complejidad del mismo, la ausencia/presencia de las presas que consumen, que como ya se dijo son especie-específicas (Pékar et al., 2018). Por otro lado, la composición de James es completamente diferente a la de las otras localidades, además de que se encontraron cinco de las siete especies de *Ishania* para todos los sitios estudiados y una de las cuales es nueva para la ciencia. Que sea la localidad más diversa y por ende más diferente puede explicarse por varias razones. La disimilitud puede deberse a la distancia entre localidades y la poca dispersión y distribución restringida de los zodáridos (Jocqué y Baert, 2002). Es posible que los zodáridos mueven sus poblaciones y comunidades a la par de las hormigas

que consumen, ya que estas tienen relativa sensibilidad a la vegetación (Rivera y Ambrecht, 2005), perturbación (Guzmán-Mendoza et al., 2014) y uso de suelo (Chanatásig-Vaca et al., 2011) de su hábitat. Además de esto, Churchill (1998), revela que la humedad y tipo de suelo del hábitat afecta la diversidad, abundancia y composición de especies de zoderidos en una zona determinada.

7. Conclusiones

Los resultados de este trabajo contribuyen al conocimiento taxonómico del género *Ishania* para México y concilian parte del conocimiento ya existente de este grupo. En este contexto se encontraron ocho especies de Zodariidae del género *Ishania*. Seis especies ya descritas (*Ishania aztek*, *Ishania chichimek*, *Ishania huastek*, *Ishania querci*, *Ishania simplex* e *Ishania xilitla*), una especie nueva representada solo por especímenes macho y el macho no descrito de *I. querci*. El análisis filogenético con COI corroboró el apareamiento de los sexos para *I. aztek* e *I. chichimek*, e identificó una sinonimia entre *I. simplex* e *I. xilitla*. Además como material adicional se produjeron 45 imágenes compuestas de alta resolución de estas especies.

Las contribuciones ecológicas de este trabajo incluyen estimadores de riqueza de especies, análisis de diversidad beta espacial y la eficiencia de los métodos de captura para Zodariidae. Los estimadores de riqueza indican que para las tres localidades se encontraron entre el 52 al 100% de las especies. La localidades que requieren más muestreo basado en estas estimaciones son “Las Pozas” y la localidad de Atotonilco. Las técnicas de captura más eficientes fueron tamizado de hojarasca procesado por embudos de Berlese y trampas de caída. Estos métodos son los que requerirían mayor esfuerzo de colecta para obtener las especies faltantes.

Los análisis de diversidad beta espacial con el índice de Shannon revelan una diferencia significativa entre la localidad de San Luis Potosí y las de Veracruz, congruente con la distancia entre ellas. El cuadrante de Atotonilco es similar a ambos cuadrantes de Xamaticpac, al contener todas las especies de ambos cuadrantes. Sin embargo, los cuadrantes de Xamaticpac presentan sólo un 33% de similitud entre sí a pesar de estar a unos metros de distancia. Las diferencias se pueden deber a una tasa de recambio de especies causada por cambios en la vegetación y posiblemente en la composición de las comunidades de hormigas, la cual puede ayudar a predecir áreas óptimas de colecta, así como áreas críticas para su protección. Con esto se plantean diseños metodológicos para coleccionar y estudiar zodáridos y así explorar aspectos de su biología previamente ignorados, como su ecología, su conducta y su conservación.

Referencias

1. Alvarez-Padilla, F. y Hormiga, G. (2007) A protocol for digesting internal soft tissues and mounting spiders for scanning electron microscopy. *Journal of Arachnology*, 35: 538–542.
2. Badcock, H. D. (1932). Reports of an Expedition to Paraguay and Brazil in 1926-7, supported by the Trustees of the Percy Sladen Memorial Fund and the Executive Committee of the Carnegie Trust for the Universities of Scotland. Arachnida from the Paraguayan Chaco. *Zoological Journal of the Linnean Society*, 38(257), 1-48.
3. Barrett, R. D., & Hebert, P. D. (2005). Identifying spiders through DNA barcodes. *Canadian Journal of Zoology*, 83(3), 481-491.
4. Beckwitt, R., & Arcidiacono, S. (1994). Sequence conservation in the C-terminal region of spider silk proteins (Spidroin) from *Nephila clavipes* (Tetragnathidae) and *Araneus bicentenarius* (Araneidae). *Journal of Biological Chemistry*, 269(9), 6661-6663.
5. Bedjanič, M. (2009). *Drepanosticta starmuehlneri* St. Quentin, 1972 from Sri Lanka, a synonym of *D. lankanensis* (Fraser, 1931) (Zygoptera: Platystictidae). *Notulae odonatologicae*, 7(4), 38-39.
6. Bosmans, R., & Van Hove, M. (1986). A revision of the afrotropical representatives of the genus *Langbiana* Hogg (Araneae: Zodariidae). *Bulletin of the British Arachnological Society*, 7, 17-28.
7. Bosmans, R., & Van Hove, M. (1986). New species and new records of spiders of the genus *Langbiana* (Araneae: Zodariidae). Scientific report of the Belgian Cameroon Expeditions 1981 and 1983. XVI. *Revue suisse de Zoologie*, 93(2), 373-392.
8. Brignoli, P.M. (1982). On a few spiders from China. *Bull. Br. Arachnol. Soc.* 5: 344-351.
9. Chao, A. & Shen, T. J. (2004). Nonparametric prediction in species sampling. *Journal of Agricultural Biological and Environmental Statistics*, 9, 253-269.
10. Chanatásig-Vaca, C. I., Huerta Lwanga, E., Rojas Fernández, P., Ponce-Mendoza, A., Mendoza Vega, J., Morón Ríos, A., ... & Dzib-Castillo, B. B. (2011). Efecto del uso de suelo en las hormigas (Formicidae: Hymenoptera) de Tikinmul, Campeche, México. *Acta zoológica mexicana*, 27(2), 441-461. Bernardo. (2011).
11. Churchill, T. B. (1998). Spiders as ecological indicators in the Australian tropics: family distribution patterns along rainfall and grazing gradients. *Bulletin of the British Arachnological Society*, 11, 325-330.

12. Coddington J.A., Griswold C.E., Silva D., Peñaranda D., Larcher S. (1991). Designing and testing sampling protocols to estimate biodiversity in tropical ecosystems. En: The unity of evolutionary biology: Proceedings of the Fourth International Congress of Systematic and Evolutionary Biology. Pp. 44–60. E.C. Dudley (editor). Dioscorides Press, Portland, Oregon.
13. Coddington, J.A. (1983) A temporary Slide-mount Allowing precise Manipulation of small structures. En: Coddington, J.A. (Ed.), Taxonomy, Biology and Ecology of the Araneae, pp. 291–292.
14. Colwell, R. K. (2013). EstimateS: Statistical estimation of species richness and shared species from samples. Version 9. User's Guide and application publicado en: <http://purl.oclc.org/estimates>.
15. CONANP (2012). Borrador del Programa de Manejo del Parque Nacional Pico de Orizaba (PNPO), para consulta artículo 65 de LGEEPA. México: Comisión Nacional de Áreas Naturales Protegidas.
16. Costello, M. J., May, R. M., & Stork, N. E. (2013). Can we name Earth's species before they go extinct?. *Science*, 339(6118), 413-416.
17. Csósz, S. (2012). Nematode infection as significant source of unjustified taxonomic descriptions in ants (Hymenoptera: Formicidae). *Myrmecological News*, 17, 27-31.
18. Dunlop, J. A., Penney, D. y Jekel, D. (2017). A summary list of fossil spiders and their relatives. In *World Spider Catalog*. Natural History Museum Bern, online en <http://wsc.nmbe.ch>, versión 18.5, visitado en 29/08/2017.
19. Foelix, R. (2011). *Biology of spiders*. OUP USA.
20. Folmer, O., Black, M., Hoeh, W., Lutz, R., Vrijenhoek, R.C., (1994). DNA primers for amplification of mitochondrial cytochrome c oxidase subunit I from diverse metazoan invertebrates. *Mol. Mar. Biol. Biotechnol.* 3, 294–299.
21. Fortanelli-Martínez, J., García-Pérez, J., y Castillo-Lara, P. (2014). Estructura y composición de la vegetación del bosque de niebla de Copalillos, San Luis Potosí, México. *Acta Botánica Mexicana*, (106), 161–186.
22. Garwood, R. J., Dunlop, J. A., Selden, P. A., Spencer, A. R., Atwood, R. C., Vo, N. T., y Drakopoulos, M. (2016). Almost a spider: a 305-million-year-old fossil arachnid and spider origins. In *Proc. R. Soc. B* (Vol. 283, No. 1827, p. 20160125). The Royal Society.
23. Gertsch, W. J. (1961). The spider genus *Lutica*. *Senckenb. Biol*, 42, 365-374.
24. Guzmán-Mendoza, R., Zavala-Hurtado, J. A., Castaño-Meneses, G., & León-Cortés, J. L. (2014). Comparación de la mirmecofauna en un gradiente de reforestación en

- bosques templados del centro occidente de México. *Madera y bosques*, 20(1), 71-83.
25. Hebert, P. D., Cywinska, A., Ball, S. L., & Dewaard, J. R. (2003). Biological identifications through DNA barcodes. *Proceedings of the Royal Society of London. Series B: Biological Sciences*, 270(1512), 313-321.
 26. Hennig, W. (1965). Phylogenetic systematics. *Annual review of entomology*, 10(1), 97-116.
 27. Hutcheson, K. (1970). A test for comparing diversities based on the Shannon formula. *Journal of theoretical Biology*, 29(1), 151-154.
 28. ICZN. (1999). *International Code of Zoological Nomenclature. Fourth Edition.* The International Trust for Zoological Nomenclature, London, UK. 306.
 29. INEGI. (2009). *Prontuario de información geográfica municipal de los Estados Unidos Mexicanos.* Xilitla, San Luis Potosí, 9.
 30. Jocqué, R. (1991). A generic revision of the spider family Zodariidae (Araneae). *Bull. Am. Mus. Nat. Hist.*, 201(201), 1–160.
 31. Jocqué, R., y Baehr, B. (2001). Revisions of genera in the *Asteron*-complex (Araneae: Zodariidae). *Asteron* Jocqué and the new genus *Pseudasteron*. *Records of the Australian Museum*, 53(1), 21–36.
 32. Joqué R., y Baert, L. (2002). A revision of the Neotropical spider genera *Tenedos* O.P.-Cambridge and *Ishania* Chamberlin (Araneae, Zodariidae). *Bulletin de L'institut Royal Des Sciences Naturelles de Belgique*, 72(2002), 67–173.
 33. Jocqué R. y Dippenaar-Schoeman A. (2006). *Spider Families of the World.* Royal Museum for Central Africa, Bélgica. 336.
 34. Jocqué, Rudy, y Henrard, A. "The new spider genus *Palindroma*, featuring a novel synapomorphy for the Zodariidae (Araneae)." *European Journal of Taxonomy* 152 (2015): 1-33.
 35. Jocqué, R., y Ubick, D. (1991). A revision of the genus *Ishania* (Araneae, Zodariidae). *Bulletin of the British Arachnological Society*, 8(8), 241–245.
 36. Kato, K., & Standley, D. M. (2013). MAFFT multiple sequence alignment software version 7: improvements in performance and usability. *Molecular biology and evolution*, 30(4), 772-780.
 37. Lawrence, R. F. (1942). A contribution to the araneid fauna of Natal and Zululand. *Annals of the Natal Museum* 10: 141-190.
 38. Lane, R. P., y Crosskey, R. W. (2012). *Medical insects and arachnids.* Springer Science y Business Media.

39. Lehtinen, P. T. (1967). Classification of the cribellate spiders and some allied families, with notes on the evolution of the suborder Araneomorpha. *Ann. zool. fenn.*, 4, 199-468.
40. Machado, A. de B. (1944). Observations inédites sur le colulus et les filières de quelques Aranéides, accompagnées de notes critiques sur la morphologie comparée des filières. *Arq. Mus. Bocage*, 15, p. 13-52.
41. Maddison, W. P. and D.R. Maddison. (2017). Mesquite: a modular system for evolutionary analysis. Version 3.2 <http://mesquiteproject.org>.
42. Masters, B. C., Fan, V., & Ross, H. A. (2011). Species delimitation—a geneious plugin for the exploration of species boundaries. *Molecular Ecology Resources*, 11(1), 154-157.
43. Mayr, E. (1969). *Principles of Systematic Zoology*. McGraw-Hill.
44. Mello-Leitão, C. (1940). Arañas de la provincia de Buenos Aires y de las gobernaciones de La Pampa, Neuquén, Río Negro y Chubut. Universidad Nacional de la Plata, Instituto del Museo.
45. Mello-Leitão, C. F. de (1942b). Arañas del Chaco y Santiago del Estero. *Revista del Museo de La Plata (N.S., Zool.)* 2: 381-426.
46. Menozzi, C. (1925). Res Mutinenses. *Atti della Societa dei Naturalisti e Matematici di Modena*, 3, 22-47.
47. Michener, Charles D., John O. Corliss, Richard S. Cowan, Peter H. Raven, Curtis W. Sabrosky, Donald S. Squires, and G. W. Wharton (1970). *Systematics In Support of Biological Research*. Division of Biology and Agriculture, National Research Council. Washington, D.C. 25 pp.
48. Miller, J. A., J. H. Miller, D-S Pham y K. K. Beentjes. (2014). Cyberdiversity: Improving the Informatic Value of Diverse Tropical Arthropod Inventories. *PLoS ONE*, 9: 1–27.
49. Morrone, J. J. (2013). *Sistemática: fundamentos, métodos, aplicaciones*. Universidad Nacional Autónoma de México, Facultad de Ciencias, 508.
50. Myers, N., Mittermeier, R. A., Mittermeier, C. G., Da Fonseca, G. A., & Kent, J. (2000). Biodiversity hotspots for conservation priorities. *Nature*, 403(6772), 853.
51. Mylecharane, E. J., Spence, I., Sheumack, D. D., Claassens, R., y Howden, M. E. (1989). Actions of robustoxin, a neurotoxic polypeptide from the venom of the male funnel-web spider (*Atrax robustus*), in anaesthetized monkeys. *Toxicon*, 27(4), 481-492.

52. Nyffeler, M., y Birkhofer, K. (2017). An estimated 400–800 million tons of prey are annually killed by the global spider community. *The Science of Nature*, 104(3-4), 30.
53. Nyffeler, M., Olson, E. J., y Symondson, W. O. (2016). Plant-eating by spiders. *Journal of Arachnology*, 44(1), 15-27.
54. Olson, D. M. (1991). A comparison of the efficacy of litter sifting and pitfall traps for sampling leaf litter ants (Hymenoptera, Formicidae) in a tropical wet forest, Costa Rica. *Biotropica*, 166-172.
55. Pekár, S. (2004). Predatory behavior of two European ant-eating spiders (Araneae, Zodariidae). *The Journal of Arachnology*, 32(1), 31-42.
56. Pekár, S., Petráková, L., Šedo, O., Korenko, S., y Zdráhal, Z. (2018). Trophic niche, capture efficiency and venom profiles of six sympatric ant-eating spider species (Araneae: Zodariidae). *Molecular ecology*, 27(4), 1053-1064.
57. Platnick, N. I. (1986). A review of the spider genus *Cyrioctea* (Araneae, Zodariidae). *American Museum novitates*; no. 2858.
58. Platnick, N. I., & Griffin, E. (1988). On the first African and Australian spiders of the genus *Cyrioctea* (Araneae: Zodariidae). *Journal of the New York Entomological Society*, 359-362.
59. Pons, J., Barraclough, T. G., Gomez-Zurita, J., Cardoso, A., Duran, D. P., Hazell, S., Kamoun, S., Sumlin, W. D., & Vogler, A. P. (2006). Sequence-based species delimitation for the DNA taxonomy of undescribed insects. *Systematic biology*, 55(4), 595-609.
60. Quentin, D. S. (1972). Results of the Austrian-Ceylonese Hydrobiological Mission 1970. Part VI. A new *Drepanosticta* from Ceylon (Odonata: Insecta). *Bull. Fish. Res. Stn Sri Lanka (Ceylon)*, 23, 137-139.
61. Rivera, L., & Armbrecht, I. (2005). Diversity of three ant guilds in shade and sun coffee plantations and forests of Risaralda. *Revista Colombiana de Entomología*, 31(1), 89-96.
62. Rivera-Quiroz, F. A., Garcilazo-Cruz, U., y Álvarez-Padilla, F. (2016). Spider cyberdiversity (Araneae: Araneomorphae) in an ecotouristic tropical forest fragment in Xilitla, Mexico. *Revista Mexicana de Biodiversidad*, 87(3), 1023–1032.
63. Robinson, E. A., Blagoev, G. A., Hebert, P. D., & Adamowicz, S. J. (2009). Prospects for using DNA barcoding to identify spiders in species-rich genera. *ZooKeys*, 16(27), 27-46.

64. Sabu, T. K., & Shiju, R. T. (2010). Efficacy of pitfall trapping, Winkler and Berlese extraction methods for measuring ground-dwelling arthropods in moist-deciduous forests in the Western Ghats. *Journal of insect science (Online)*, 10, 98.
65. Salgueiro-Sepúlveda, F. J., & Álvarez-Padilla, F. (2018). New species of the orb-weaving spider genus *Chrysometa* (Araneae, Tetragnathidae) from oak forests near of the Pico de Orizaba National Park (Veracruz, Mexico). *Zootaxa*, 4450(3), 301-330.
66. Seymour, R. S.; Hetz, S. K. (2011). The diving bell and the spider: the physical gill of *Argyroneta aquatica*. *J. Exp. Biol.*: 2175–2181
67. Selden, P. A., Shear, W. A., y Sutton, M. D. (2008). Fossil evidence for the origin of spider spinnerets, and a proposed arachnid order. *Proceedings of the National Academy of Sciences*, 105(52), 20781-20785.
68. Selden, P. A., Shcherbakov, D. E., Dunlop, J. A., y Eskov, K. Y. (2014). Arachnids from the Carboniferous of Russia and Ukraine, and the Permian of Kazakhstan. *Paläontologische Zeitschrift*, 88(3), 297-307.
69. Simon, E. (1870). Sur les araneides de la famille des Enydes qui habitent l'Espagne et le Maroc. *Rev. Mag. Zool.*, 2(22), 51-148.
70. Simon, E. (1903). *Histoire naturelle des Araignees*. 2(4): 669-1080. Paris.
71. Stamatakis, A. (2014). RAxML version 8: a tool for phylogenetic analysis and post-analysis of large phylogenies. *Bioinformatics*, 30(9), 1312-1313.
72. Sutherland, S. K. (1980). Antivenom to the venom of the male Sydney funnel-web spider *Atrax robustus*: preliminary report. *The Medical journal of Australia*, 2(8), 437-441.
73. Thorell, T. (1881). Studi sui ragni Malesi e Papuani dell'Austro-Malesia e del Capo York, conservati nel Museo civico di Storia naturale di Genova. *Ann. Mus. Civ. Stor. Nat. Genova* 17: 720 pp.
74. Ubick, D., Paquin, P., Cushing P. E. y V. Roth (eds). (2005). *Spiders of North America: an identification manual*. American Arachnological Society. EUA. 377.
75. Uetz, G. W. (1979). The influence of variation in litter habitats on spider communities. *Oecologia*, 40(1), 29-42.
76. Uetz, G. W. y Stratton, G. E. (1982). Acoustic communication and reproduction isolation in spiders. En: Witt, P., y Rovner, J. (1982). *Spider communication: mechanisms and ecological significance*. Princeton, 124-129.

77. Uhl, G., Nessler, S. H., y Schneider, J. M. (2010). Securing paternity in spiders? A review on occurrence and effects of mating plugs and male genital mutilation. *Genetica*, 138(1), 75.
78. Hove, M. V., & Bosmans, R. (1984). Description of five new *Suffucioides* species (Araneae, Zodariidae): Scientific report of the Belgian Mount Cameroon Expedition 1981 no. 10. *Biologisch Jaarboek Dodonaea*, 52, 76-94.
79. Walckenaer, C. A. (1805). Tableau des aranéides ou caractères essentiels des tribus, genres, familles et races que renferme le genre Aranea de Linné, avec la désignation des espèces comprises dans chacune de ces divisions. Paris, 88.
80. Wheeler, W. C. et al. (2017), The spider tree of life: phylogeny of Araneae based on target-gene analyses from an extensive taxon sampling. *Cladistics*, 33, 574-616.
81. Wilson, E. (1985). The Biological Diversity Crisis. *BioScience*, 35(11), 700-706.