



Universidad Nacional Autónoma de México
Facultad de Estudios Superiores Iztacala

Tesis para obtener el grado académico de Bióloga

Estudio morfológico y molecular de argásidos (Argasidae: Ixodida) de cuevas del sur de México.

Andrea Rebollo Hernández
Facultad de Estudios Superiores Iztacala

Directora de Tesis: Dra. María del Carmen Guzmán Cornejo
Facultad de Ciencias, Ciudad Universitaria
Departamento de Biología Comparada

Noviembre, 2015

Los Reyes Iztacala, Tlalnepantla, Estado de México



Universidad Nacional
Autónoma de México



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.

A mi familia.

Por admiración, amor y gratitud.



Agradecimientos

A la Facultad de Estudios Superiores Iztacala y a la Facultad de Ciencias, UNAM.

Al proyecto PAPIIT-DGAPA (IN214114) “Inventario de argásidos (Ixodida:Argasidae) en cuevas de México. Huéspedes, distribución y relaciones filogenéticas”, por otorgarme beca para la conclusión de mis estudios y la elaboración de esta tesis.

A mi directora de tesis la Dra. María del Carmen Guzmán Cornejo por integrarme a su equipo de trabajo, por el apoyo, orientación y enseñanzas, durante la conclusión de mis estudios de licenciatura y la elaboración de esta tesis.

A los sinodales de esta tesis la Biol. Angélica Mendoza Estrada, el Dr. Esteban Jiménez Sánchez, el M. en C. Jorge Ricardo Padilla Ramírez, por su revisión y aportaciones a este trabajo y un agradecimiento especial a la M. en C. Griselda Montiel Parra, por lo anterior y por su apreciable ayuda durante las recolectas en campo.

A la Dra. Livia Socorro León Paniagua y su equipo de trabajo de la Colección de Mamíferos del Museo de Zoología, de la Facultad de Ciencias, por la ayuda en la recolecta, procesamiento e identificación de murciélagos huéspedes de argásidos.

A la Dra. Ingeborg Dorothea Becker Fausser, la Dra. Miriam Berzunza Cruz y el Biol. Daniel Sokani Sánchez Montes, por su valiosa asistencia en la elaboración de los análisis moleculares incluidos en el presente trabajo, los cuales fueron realizados en Laboratorio de Inmunoparasitología de la Unidad de Medicina Experimental, de la Facultad de Medicina.

A la M. en C. Laura Márquez Valdelamar del Laboratorio de Biología Molecular y de la Salud, del Instituto de Biología, por su colaboración durante la obtención de secuencias utilizadas en este proyecto.

A la Biol. Susana Guzmán Gómez del Laboratorio de Microscopía y Fotografía de la Biodiversidad (II), del Instituto de Biología, por la capacitación y apoyo durante la elaboración de imágenes digitales.

A la M. en F. Ana Isabel Bieler Antolín, de la Unidad de Microcine, de la Facultad de Ciencias, por su ayuda en la elaboración de microfotografías.

A la Dra. Silvia Espinosa Matías, de la Facultad de Ciencias, por su ayuda en la elaboración de micrografías con Microscopio Electrónico de Barrido.

A la Biol. Laura del Castillo Martínez por su ayuda en la recolecta y en el montaje de larvas de argásidos.

A todos los demás colaboradores en salidas al campo, del proyecto ARGAMA; Martín Cabrera, Gerardo Contreras, Josué López, Alí Holguín y Darcí Verde. Y a Yecenia Najera por su compañía y ayuda durante el trabajo de laboratorio.

Al Dr. Alejandro Zaldívar Riverón y al Dr. Ricardo Paredes León, por su ayuda y disponibilidad en la aclaración de dudas.

Agradecimientos a Título Personal

Primeramente quiero agradecer por todas las oportunidades que se han puesto en mi camino y por poder llegar al sitio en el que estoy. B”H

A mis padres: Miriam y Angel, por su apoyo, cuidados y amor incondicional.

A mis segundos padres: Belen y Edmundo por ser el mejor ejemplo de bondad, por su amor y confianza.

A mis sobrinos: Mishell y Aaron; Yoheved y Shmuel, por ser mi inspiración y la mayor alegría de todos mis días.

A mi hermana Miriam, por todas sus enseñanzas, compañía, amor y apoyo, por hacer siempre el camino divertido y ayudarme a superarme cada día.

A mis primas: Kay, por ser un buen ejemplo de nobleza, sencillez y carisma. Y Shey, por estar siempre lista para el chisme y las risas, las dos siempre cerca de mí.

A la familia Ortega Fernández, por su cariño, integración y entusiasmo, en especial a Patricia, por correr conmigo esta carrera y por todo lo que hemos aprendido juntas.

A Valeria, por ser una buena hormiga, por compartir conmigo su conocimiento y experiencias, por estimular en mí el interés por la Biología y por confiar en mí, personal y académicamente.

A Amellali, por ser mi amiga y confiar en mí, por todos sus consejos, regaños, ánimos y enseñanzas.

A Arturo y Elías, por su asistencia en múltiples ocasiones y por su valiosa amistad.

A todos mis familiares, amigos y compañeros que quiero y que de alguna manera han contribuido en mi formación personal y académica.

ÍNDICE

	Págs.
LISTA DE CUADROS.....	7
LISTA DE FIGURAS.....	8
RESUMEN.....	10
INTRODUCCIÓN.....	12
<i>Orden Ixodida</i>	16
<i>Argasidae</i>	17
<i>Biología de los huéspedes</i>	20
ANTECEDENTES.....	26
<i>Registros de argásidos en cuevas de México</i>	26
<i>Utilización de COI para la identificación de argásidos</i>	28
OBJETIVOS.....	30
MATERIAL Y MÉTODOS.....	31
<i>Área de estudio</i>	31
<i>Trabajo de campo</i>	40
<i>Trabajo de laboratorio</i>	41
RESULTADOS.....	45
<i>Análisis morfológico</i>	47
<i>Análisis molecular</i>	72

<i>Distribución geográfica</i>	76
DISCUSIÓN.....	79
CONCLUSIONES.....	83
LITERATURA CITADA.....	85
APÉNDICES.....	94
<i>Apéndice A</i>	94
<i>Apéndice B</i>	96
<i>Apéndice C</i>	98

LISTA DE CUADROS

		Págs.
Cuadro 1.	Registro de argásidos en cuevas de México.....	26
Cuadro 2.	Cuevas del sur de México visitadas para la recolecta de argásidos.....	31
Cuadro 3.	Ejemplares de garrapatas tomados de la Colección del Laboratorio de Acarología de la Facultad de Ciencias.....	43
Cuadro 4.	Medidas de ejemplares <i>Antricola mexicanus</i> analizados en el presente estudio.....	48
Cuadro 5.	Medidas de ejemplares <i>Ornithodoros azteci</i> analizados en el presente estudio.....	51
Cuadro 6.	Medidas de ejemplares <i>Ornithodoros brodyi</i> analizados en el presente estudio.....	56
Cuadro 7.	Medidas de ejemplares <i>Ornithodoros dyeri</i> analizados en el presente estudio.....	61
Cuadro 8.	Medidas de ejemplares <i>Ornithodoros yumatensis</i> analizados en el presente estudio.....	64
Cuadro 9.	Comparativo de medidas de larvas de <i>O. azteci</i> , <i>O. brodyi</i> , <i>O. dyeri</i> y <i>O. yumatensis</i> , analizados en el presente estudio.....	68
Cuadro 10.	Porcentaje de similitud entre las secuencias obtenidas, utilizando el análisis BLAST.....	72
Cuadro 11.	Secuencias de GenBank utilizadas para el análisis molecular.....	72
Cuadro 12.	Matriz de similitud genética, obtenida con el modelo de Kimura de 2 parámetros.....	73
Cuadro 13.	Matriz de intervalos de distancias genéticas intra e interespecíficas de la secuencias de argásidos recolectados y los de referencia.....	74

LISTA DE FIGURAS

	Págs.
Figura 1. <i>Paisaje de las especies</i>	14
Figura 2. Fotografía del hábito de un ejemplar adulto y una larva de Argasidae.....	18
Figura 3. Morfología general de un adulto de Argasidae.....	18
Figura 4. Morfología general de una larva de Argasidae.....	19
Figura 5. Especies y distribución en México de murciélagos huéspedes de argásidos.....	23
Figura 6. Registro de argásidos en cuevas de México.....	29
Figura 7. Estados de la República Mexicana en los que se recolectaron de argásidos.....	31
Figura 8. Cuevas visitadas en el estado de Chiapas, México.....	35
Figura 9. Cueva visitada en Tabasco, México.....	36
Figura 10. Cuevas visitadas en Yucatán, México.....	39
Figura 11. Cueva visitada en Quintana Roo, México.....	40
Figura 12. <i>Antricola mexicanus</i> . Adulto.....	49
Figura 13. <i>Ornithodoros azteci</i> . Larva.....	52
Figura 14. <i>Ornithodoros azteci</i> . Adulto.....	53
Figura 15. <i>Ornithodoros azteci</i> . MEB.....	54
Figura 16. <i>Ornithodoros brodyi</i> . Larva.....	57
Figura 17. <i>Ornithodoros brodyi</i> . Adulto.....	58
Figura 18. <i>Ornithodoros brodyi</i> . MEB.....	59
Figura 19. <i>Ornithodoros dyeri</i> . Larva.....	61
Figura 20. <i>Ornithodoros dyeri</i> . Adulto.....	62
Figura 21. <i>Ornithodoros yumatensis</i> . Larva.....	65
Figura 22. <i>Ornithodoros yumatensis</i> . Adulto.....	66

Figura 23.	<i>Ornithodoros yumatensis</i> . MEB.....	67
Figura 24.	Dendograma del análisis de distancias genéticas, obtenido mediante el método de Neighbor-Joining.....	75
Figura 25.	Mapa de distribución de argásidos recolectados en cuevas del sur de México.....	78

RESUMEN

Debido a la invaluable importancia de reconocer y describir la diversidad biológica, la sistemática como encargada del estudio científico de la diversidad de los seres vivos y sus relaciones filogenéticas, es al mismo tiempo la más elemental y la más inclusiva de las disciplinas biológicas, ya que reúne y sintetiza todo lo que se conoce de los seres vivos: morfología, fisiología, ecología, biogeografía, etología, biología molecular etc., con el principal objetivo de reconocer y describir la biodiversidad. La importancia de conocer la biodiversidad, por tanto, tiene diferentes sentidos dependiendo del ámbito, para los científicos el descubrimiento de nuevas especies siempre aporta pistas para descifrar el proceso evolutivo por el que cada especie tiene una historia evolutiva particular, y para la humanidad aporta recursos reales o potenciales. La clase Arachnida, es uno de los grupos considerados como muy diversos y la subclase Acari (que incluye ácaros y garrapatas) es el grupo más diverso dentro de la clase, con aproximadamente 55 214 especies descritas actualmente. Se sabe que Argasidae está conformada por 198 especies, pertenecientes a cinco géneros, de las cuales doce especies, pertenecientes a tres géneros (*Antricola*, *Ornithodoros* y *Nothoaspis*), han sido registradas en cuevas de 14 estados de la República Mexicana y en asociación con 19 especies de murciélagos y su guano. En este estudio se obtuvieron datos de argásidos colectados en cuevas de cuatro estados de la República Mexicana (Chiapas, Tabasco, Quintana Roo y Yucatán), para realizar un estudio con base en un conocimiento taxonómico integral, es decir empleando información morfológica y molecular de las especies colectadas. Además se realizaron registros de su distribución y su asociación con murciélagos y/o su guano. Para ello los ejemplares colectados se identificaron morfológicamente; mediante el uso de claves taxonómicas especializadas en el taxón, morfometría y microfotografías. Las secuencias examinadas se analizaron mediante una matriz de distancias utilizando el método de Neighbor-Joining para identificar la distancia genética entre las secuencias. Se estableció el registro de cuatro especies de argásidos del género *Ornithodoros* con siete especies de murciélagos pertenecientes a las familias Emballonuridae (*Peropteryx macrotis*) y Phyllostomidae (*Desmodus rotundus*, *Diphylla ecaudata*, *Mimon cozumelae*, *Glossophaga soricina*, *Artibeus jamaicensis* y *Carollia sowelli*) y una especie del género *Antricola* en el guano. Se obtuvieron secuencias del gen Citocromo Oxidasa subunidad I y la matriz de distancias genéticas con la cual se analizaron, discriminó un total de cinco especies (*A. mexicanus*, *O. azteci*, *O. brodyi*, *O. dyeri* y *O. yumatensis*) las cuales fueron respaldadas con las características morfológicas observadas en los ejemplares

estudiados, lo que nos lleva a concluir que éstas han sido diferenciadas correctamente a nivel específico.

INTRODUCCIÓN

La biodiversidad es nuestro principal recurso natural, de ella depende toda la vida sobre la Tierra (Mayr, 1982). El término biodiversidad, se refiere a la variación de base hereditaria en todos los niveles de organización, desde los genes en una población local o especie, en las especies que componen una comunidad local y finalmente en las comunidades que componen la parte viviente de los múltiples ecosistemas del mundo (Wilson, 1992). El estudio de la biodiversidad abarca un rango muy extenso, por lo que se han propuesto tres niveles para su fácil estudio: a) biogeográfico, que principalmente mide la heterogeneidad biogeográfica en una zona o región específica, b) ecológico, que cuantifica a las especies en una zona y el recambio entre varias zonas, y c) genético, que estima la variabilidad genética dentro de una población y la aparición de nuevos alelos que serán sometidos a fuerzas evolutivas (Halffter y Ezcurra, 1992; Neyra y Durand, 1998).

En el ámbito científico, toda investigación biológica depende en gran medida del diagnóstico o identificación de especies, por lo que el concepto de especie resulta crucial para el estudio de la biodiversidad y como consecuencia de esta afirmación es elemental reconocer y describir la diversidad biológica (Ereshefsky, 1992; Claridge et al., 1997; Valencia, 1999). La ciencia que se dedica a identificar, clasificar y nombrar especies y taxones supraespecíficos se llama sistemática (Morrone, 2013). La cual puede definirse como el estudio científico de la diversidad de los seres vivos y sus relaciones filogenéticas (Simpson, 1961).

Se sabe que la descripción de nuevas especies además de acercarnos a tratar de conocer todos los tipos de vida sobre el planeta, nos crea muchas preguntas que son caminos hacia diferentes campos de estudio, por lo que la utilización conjunta de caracteres morfológicos y moleculares resulta la perspectiva más adecuada para el estudio de la biodiversidad (Morrone, 2013). El tener bases morfológicas como única herramienta para describir la diversidad de la vida tiene sus límites, dado que los caracteres que distinguen a las especies, frecuentemente, presentan matices que pueden llegar a ser tan sutiles entre dos especies morfológicamente similares; como en el caso de las especies crípticas (morfológicamente indistinguibles, pero aisladas reproductivamente), o en casos donde existe una amplia plasticidad fenotípica de los caracteres empleados, así como en las identificaciones basadas en claves taxonómicas que generalmente incluyen una etapa particular de la vida del organismo, entre otros casos donde estudios morfológicos exhaustivos, no resultan suficientes para determinar que en realidad se trata de dos linajes evolutivamente independientes y

pueden acarrear importantes errores en la clasificación biológica (Hebert et al., 2003; Omland et al., 2006; Sáez, 2009).

Por lo anterior, ha surgido la necesidad de adoptar un nuevo enfoque para el reconocimiento taxonómico, que ayude a dilucidar y establecer los límites entre las especies de una manera más práctica (Hebert et al., 2003; 2004), sin necesidad de recurrir al empleo de nuevos conceptos, para referirse a la variación geográfica, etológica, fisiológica, etc., u otros eventos que limitan la exploración de los patrones de variación que las poblaciones han seguido a lo largo de su historia evolutiva, creando de tal modo numerosos huecos de información que resultan significativamente importantes en el estudio de la biodiversidad (Storer, 1982; Cerritos, 2007).

Recientemente, se ha incorporado el estudio de nuevos caracteres útiles para el esclarecimiento de las relaciones filogenéticas, particularmente entre grupos o especies cercanamente relacionadas, entre los que se incluye el uso de nuevas técnicas, como el análisis de variación molecular (secuencias de ADN), los cuales han permitido el establecimiento de límites entre las especies a partir del análisis de variación entre las secuencias de genes, los cuales pueden ser de origen nuclear y/o mitocondrial (Avice et al., 1987; Morrone, 2013), donde las relaciones filogenéticas se representan en un diagrama o árbol de genes (filogenético), que refleja el grado de parentesco que existe entre las secuencias analizadas (Martínez, 2007). Esta nueva disciplina, la taxonomía molecular, no solo es la mejor fuente de información filogenética entre las especies, sino que también ha permitido explorar de manera cada vez más efectiva las relaciones de ancestría-descendencia a niveles supraespecíficos, para tratar de formular hipótesis sobre sus eventos de especiación, el origen de sus relaciones filogenéticas y de su diversidad (Sáez, 2009; García-Deras, 2003).

La importancia de conocer la biodiversidad, por tanto, tiene diferentes sentidos dependiendo del ámbito, para los científicos el descubrimiento de nuevas especies siempre aporta pistas para descifrar el proceso evolutivo por el que cada especie tiene una historia evolutiva particular, y para la humanidad aporta recursos reales o potenciales. La posibilidad de conocer la totalidad de la riqueza biológica es muy poco probable, debido a causas principalmente antropogénicas, las cuales han provocado un aumento considerable en las tasas de extinción, por lo que muchas especies están desapareciendo antes de ser descritas por la ciencia, este hecho es

irreversible, ya que la tasa de especies perdidas es directamente proporcional a la pérdida de conocimiento (Wilson, 1992).

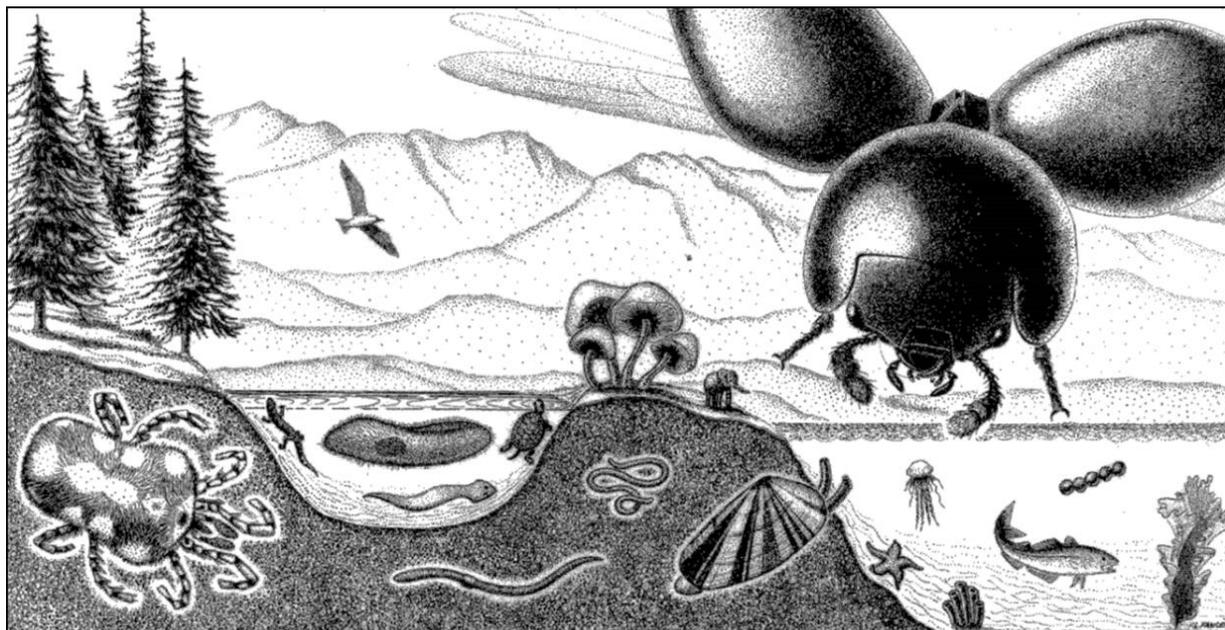


Figura. 1. *Paisaje de las especies*. Por L. Fawcett. Para Q. D. Wheeler. 1990.

Wheeler en 1990, propuso un esquema que representa la diversidad estimada para algunos de los grupos más conocidos. Este esquema básicamente representa la diversidad del grupo de acuerdo al tamaño del organismo, el ácaro de la parte inferior izquierda representa al grupo de los artrópodos no insectos, en los que se incluyen los taxones de la clase Arachnida, y tal como se muestra en la proporción del esquema, es uno de los grupos considerados como muy diversos (Figura 1). Aunque los debates sobre el número de especies de cada taxón que habita el planeta aún continúan.

El número estimado de especies de arácnidos varía de 750 000 hasta 1.0 millón (Groombridge, 1992). A pesar de estas estimaciones, a la fecha se han descrito aproximadamente 114 275 especies, agrupadas en diez órdenes y una subclase (Beccaloni, 2009; Zhang, 2013).

La subclase Acari (incluye ácaros y garrapatas) es el grupo más diverso dentro de la clase, con aproximadamente 55 214 especies descritas hasta la actualidad (Zhang, 2013). Por consiguiente, el estudio de los ácaros resulta muy importante, ya que además de ser un grupo muy diverso y con una riqueza que supera el resto de los taxones de la clase Arachnida, presentan una gran variedad de hábitos alimentarios y establecen diferentes relaciones con prácticamente todos los seres vivos (Pérez et al., 2014).

Una de las principales características de los ácaros para explicar la gran radiación adaptativa y por ende la riqueza de especies del taxón, es el tamaño reducido de sus formas. Los ácaros han fusionado su cuerpo en un sólo tagma, el idiosoma, en el que se presentan cuatro pares de patas en adultos y ninfas, y tres pares en larvas (Evans, 1992). Las coxas de los pedipalpos se encuentran fusionadas para conformar la base del gnatosoma, que contiene también a los quelíceros cuya forma es muy variable y que va correlacionada con las funciones de cortar, triturar, aserrar, succionar o picar (Krantz y Walter, 2009). Por otro lado, dicha característica, ha propiciado que la dispersión se lleve a cabo no solo por la capacidad propia de desplazarse, si no también utilizando a otros organismos de mayor tamaño y vagilidad que se desplazan por grandes magnitudes de distancia (Daly et al., 1978; Pérez et al., 2014). En cuanto llegan a un ambiente nuevo, los ácaros, siendo muchos de ellos organismos dioicos, (el macho con dos testículos y las hembras usualmente con un sólo ovario) no solo son capaces de colonizarlo (por medio de fecundación interna a través de órganos copuladores o espermatóforos, el desarrollo postembrionario incluye una larva hexápoda y comúnmente de uno a tres estadios ninfales octópodos (protoninfa, deutoninfa y tritoninfa) y adulto, siendo la mayoría ovíparos aunque también hay especies ovovivíparas y vivíparas) (Rivas y Hoffmann, 2007), sino que sufren procesos de radiación dando como resultado la amplia variedad de organismos que actualmente conocemos (Daly et al., 1978).

Los ácaros también se encuentran entre los más antiguos de todos los artrópodos, con fósiles conocidos de principios del Devónico, hace cerca de 400 millones de años (Norton et al., 1988; Kethley et al., 1989; Walter y Proctor, 2013). Se sabe que poseen distribución cosmopolita, es decir, habitan ambientes terrestres y acuáticos; gran parte de las especies conocidas son de vida libre, sin embargo, además de éstas, hay otras que se pueden encontrar interactuando biológicamente con otros organismos (Krantz y Walter, 2009).

El término simbiosis fue utilizado por primera vez por De Bary (1879) para señalar la coexistencia de dos organismos diferentes en una unidad morfológica con ventajas mutuas y significativas. La simbiosis incluye asociaciones tales como: a) el comensalismo, en donde el comensal recibe un beneficio, mientras que el otro simplemente no recibe ninguno pero tampoco se ve afectado, b) el mutualismo en donde ambos organismos se ven beneficiados y puede llegar al extremo de que si se separan ambos organismos mueran, y por último c) el parasitismo en donde uno se ve beneficiado mientras que el otro está siendo afectado, por la presencia del parásito. Como

parásitos, los ácaros pueden asociarse a diferentes grupos tanto de invertebrados como de vertebrados (anfibios, reptiles, aves y mamíferos) (Irola, 2001).

Actualmente el grupo de los ácaros incluye dos linajes principales, aunque los nombres usados para referirse a estos grupos han variado considerablemente (Johnston, 1982; Evans, 1992; Krantz y Walter, 2009). De acuerdo con Lindquist et al. (2009), se considera que existen dos superórdenes incluidos en la subclase Acari: 1) Acariformes (Actinotrichida), el cual contiene más de 300 familias, agrupadas en dos grandes ordenes: Sarcoptiformes (Oribatida y Endeostigmata) con alrededor de 16,412 especies y Trombidiformes (Sphaerolichida y Prostigmata) con cerca de 25,821 especies, y 2) Parasitiformes (Anactinotrichida), que incluye los órdenes: Opilioacarida, que consta de cerca de 37 especies conocidas; Mesostigmata, que contiene 11,424 especies descritas; Holothyrida, con alrededor de 27 especies e Ixodida, con 897 especies (Zhang, 2013).

Orden Ixodida.

Específicamente, este taxón incluye a todos los ácaros conocidos como garrapatas, los cuales se encuentran entre los ácaros más grandes (2-30mm) Se caracterizan por presentar partes bucales modificadas (hipostoma) para sujetarse y alimentarse, ya que son ectoparásitos hematófagos, en todos los estados postembrionarios, con escasas excepciones, de todos los grupos de vertebrados terrestres, causando daño directo al huésped, pudiendo ser potenciales vectores de microorganismos patógenos (Nava et al., 2009).

Dicho orden está conformado por tres familias: Argasidae (200 especies), Ixodidae (705 especies) y Nutalliellidae (monotípica), las dos primeras con especies distribuidas en el mundo y la última con distribución restringida a Sudáfrica y Tanzania (Nava et al., 2009; Guglielmone et al., 2010; Burger et al., 2014; Venzal et al., 2015). En México, se han registrado 100 especies de garrapatas, correspondientes al 11.3% de la diversidad mundial conocida para el grupo, la cual está constituida por dos familias: Argasidae (garrapatas blandas) e Ixodidae (garrapatas duras) (Pérez et al., 2014).

Argasidae.

Esta familia incluye garrapatas conocidas como garrapatas blandas o suaves, las cuales se caracterizan porque las ninfas y adultos carecen de placas dorsales y ventrales en el cuerpo (idiosoma), la mayoría de sus larvas tienen una placa media-dorsal, coxas sin espolones, cutícula en ninfas y adultos granulada, plegada, mamilada y raramente estriada (Figuras 2, 3 y 4); una gran capacidad de supervivencia en ausencia de huéspedes, con algunas excepciones, un patrón de alimentación que incluye diversos huéspedes y un ciclo de vida que comprende un estado larvario, varios estadios ninfales y un estado adulto (hembras y machos, con dimorfismo sexual indistinto) (Sonenshine, 1991; Guglielmone et al., 2010). Casi todas las especies de argásidos son nidícolas, por lo que viven en o cerca de nidos, madrigueras, cuevas u otros refugios usados por vertebrados, donde sobreviven en grietas, hendiduras, bajo las rocas, entre las ramas de los nidos, en la arena, o en la superficie de estos ambientes cuando son ninfas y adultos, y casi siempre sobre los vertebrados habitantes de dichos ambientes cuando son larvas (Sonenshine, 1993). Con base en el esquema de clasificación propuesto por Hoogstraal y Aeschlimann (1982), los géneros representados en esta familia son: *Argas* que incluye especies asociadas con aves y reptiles principalmente; *Antricola*, que es un ensamblaje de especies distribuidas en cuevas del Neotrópico, cuyas especies se asocian como larvas y primeros estadios ninfales con murciélagos, encontrándoseles también como ninfas y adultos en el guano; *Otobius* incluye especies asociadas con mamíferos (*Artiodactyla*); *Nothoaspis* es un género monotípico asociado con murciélagos y *Ornithodoros* el cual está conformado por especies parásitas de anfibios, reptiles, aves y mamíferos (principalmente murciélagos) (Sonenshine, 1991; Guglielmone et al., 2003).

En México los argásidos están representados por 32 especies distribuidas en 5 géneros: *Argas* (6 especies), *Antricola* (3), *Ornithodoros* (20), *Otobius* (2) y *Nothoaspis* (1) (Pérez et al., 2014). De los cuales *Antricola*, *Ornithodoros* y *Nothoaspis* (incluyen especies que se han encontrado en cuevas asociadas con murciélagos y su guano). A pesar del gran número de cuevas conocidas en el país, son pocos los registros que hay sobre argásidos en dichos ambientes, ya que únicamente doce especies de 14 estados de la República Mexicana han sido referidas (Reddell, 1981; Hoffmann et al., 2004).



Figura 2. Fotografía del hábito de un ejemplar adulto (A) y una larva (B) de Argasidae.

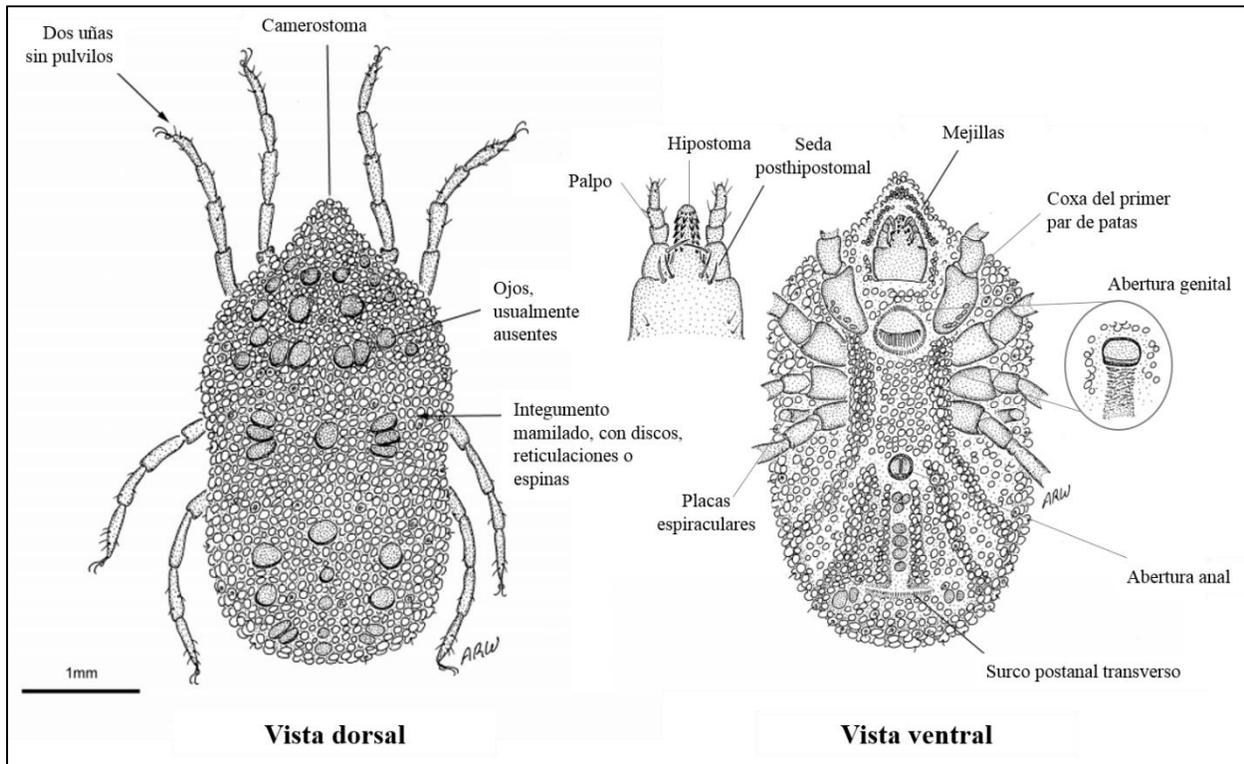


Figura 3. Morfología general de un adulto de Argasidae.

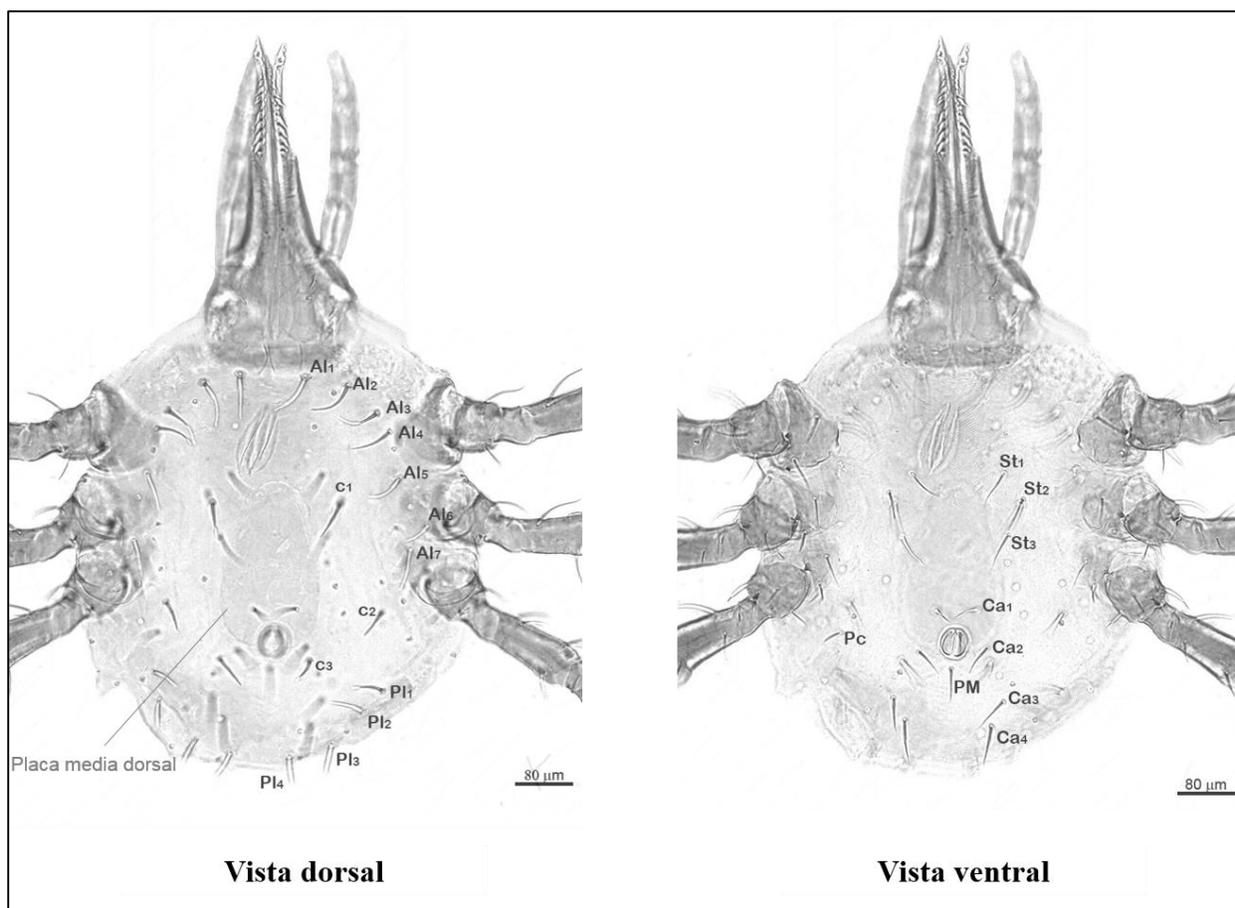


Figura 4. Morfología general de una larva de Argasidae.

Biología de los huéspedes.

Los murciélagos pertenecen al orden Chiroptera, el cual es, después de los roedores, el grupo más abundante y diverso de mamíferos (Ceballos y Oliva, 2005).

Algunas de las principales características de este grupo de mamíferos, las cuales le han aportado gran parte de su éxito evolutivo y les han permitido vivir en casi todos los hábitat, con excepción de las regiones más frías como los polos y las cumbres de las montañas más elevadas, son: a) sus adaptaciones morfológicas, ya que son los únicos que poseen la capacidad de volar y de orientarse en la oscuridad de la noche utilizando un sistema llamado ecolocalización, b) la variedad de hábitos alimentarios, ya que éstos pueden consumir frutos, néctar, sangre, ranas, peces, ratones u otros vertebrados pequeños e insectos, y c) su comportamiento, con un desarrollo altamente social, muchas especies viven en grupos grandes, con más de un millón de individuos, en contraste, hay otras especies que pasan la mayor parte de su vida solitarios. Durante el día estos mamíferos nocturnos se refugian en una gran variedad de sitios como son cuevas, hojas de árboles, oquedades de rocas o árboles, construcciones humanas, e incluso debajo de las rocas (Klimpel y Mehlhorn, 2014).

Actualmente se conocen aproximadamente 925 especies de murciélagos en el mundo, agrupadas en 17 familias, de las cuales ocho han sido referidas para México: Emballonuridae, Noctilionidae, Mormoopidae, Phyllostomidae, Natalidae, Thyropteridae, Vespertilionidae y Molossidae, siendo cinco de éstas, endémicas de América (Ceballos y Oliva, 2005).

Los murciélagos han sido registrados como huéspedes de una gran diversidad de endo y ectoparásitos (Patterson et al., 2008). Entre los ectoparásitos, se encuentran miembros de la subclase Acari pertenecientes a los órdenes: Mesostigmata, Trombidiformes, Sarcoptiformes e Ixodida, así como representantes de la clase Insecta, dentro de la cual se incluyen los órdenes Hemiptera, Diptera y Siphonaptera (Whitaker y Morales-Malacara, 2005).

Familia Emballonuridae. En México, está representada por nueve especies de seis géneros (Ceballos y Oliva, 2005).

- *Peropteryx macrotis* (Wagner, 1843). Es un murciélagos pequeño, su pelo es largo, de color uniforme, que varía de café oscuro a claro grisáceo y rojizo. Las orejas son oscuras, relativamente grandes. Posee un saco alar glandular localizado en el propatagio. Ecología:

Habita en cuevas, generalmente en la zona de penumbra, aunque también se les ha encontrado perchando en troncos huecos. Esta especie es insectívora y se alimenta durante el vuelo, forrajeando usualmente en bosque tropical, espacios abiertos y plantaciones. Distribución: abarca desde la costa de Michoacán y el este de Veracruz hasta Paraguay y sureste de Brasil (Figura 5-A) (Santa y Castro-Arellano, 2005).

Familia Phyllostomidae. Es una de las familias de murciélagos más diversas y características de las regiones tropicales del Continente Americano, del cual es exclusiva. En México se encuentran 55 especies de 32 géneros (Ceballos y Oliva, 2005).

- *Desmodus rotundus* (E. Geoffroy, 1810). Es un murciélago mediano, su pelaje es corto y denso, con una coloración dorsal grisácea oscura y de la parte ventral más clara con la punta blanquecina. Sus orejas son pequeñas, puntiagudas y separadas. Pulgar bastante desarrollado y con cojinetes bien marcados. El uropatagio con pelos cortos y escasos al igual que las piernas y antebrazos. Carece de cola y se caracteriza por su locomoción cuadrúpeda y por su capacidad de elevarse al vuelo desde el suelo. Ecología: las colonias comúnmente cuentan con 20 a 100 individuos, aunque se han reportado más grandes, éstas habitan cuevas, oquedades, construcciones oscuras y en el interior de árboles huecos. Se caracterizan por su hábito alimenticio que consiste básicamente de sangre de diferentes especies de mamíferos. Distribución: desde el norte de Tamaulipas y Sonora hasta Argentina (Figura 5-B) (Suzán, 2005).
- *Diphylla ecaudata* Spix, 1823. Es un murciélago externamente muy parecido a *D. rotundus*, sin embargo, se distingue por tener orejas más cortas y redondas, pulgar más corto, con los cojinetes no tan aparentes y ojos muy grandes. El color de pelo oscuro con la base clara, y es más largo y sedoso que en *D. rotundus*. Ecología: vive en cuevas y minas abandonadas, en colonias de hasta 25 individuos y en asociación con otras especies. Se alimenta de sangre, preferentemente de aves. Distribución: desde el sur de Texas, en la vertiente del Golfo de México hasta el sureste del país incluyendo la península de Yucatán y llega hasta América Central y Sudamérica (Figura 5-C) (Téllez-Girón y López-Forment, 2005).
- *Mimon cozumelae* Goldman, 1914. Es de tamaño mediano, su pelaje es largo de la parte dorsal y corto en la parte ventral, de color café oscuro, siendo la base de los pelos de un color más pálido, este último color es dominante en la base del cuello y en algunos ejemplares se extiende hasta los hombros. Presenta una hoja nasal grande, escotada a los

lados, sin pelos en forma de lanceta con herradura simple en la base y una cola es larga. Ecología: es considerado como insectívoro de follaje, aunque también han sido observados alimentándose de frutos y vertebrados pequeños, por lo que también se les considera como carnívoros. Forma pequeñas colonias de hasta 10 individuos, generalmente en cuevas, minas y troncos huecos. Distribución: desde el sureste de Veracruz en México, hasta la costa Atlántica del sureste de Brasil (Figura 5-D) (Medellín, 2005).

- *Glossophaga soricina* (Pallas, 1766). Es de tamaño medio, el color del dorso varía de café oscuro a café claro-rojizo y ventralmente presenta tonos más acaramelados. El rostro tiene una longitud muy aproximada a la caja craneal, con el declive de la frente hacia el cráneo moderado; presentan un hocico alargado provisto de una hoja nasal, con una lengua tubular protráctil muy larga y provista en la superficie dorsal de papilas filiformes, presentan orejas pequeñas y redondeadas. Ecología: perchan una gran variedad de sitios en los que se incluyen cuevas, minas, troncos huecos, entre otros. El número de individuos por colonia puede ser superior a 2000 y pueden asociarse con otras especies. Se alimentan principalmente de polen y néctar, por lo que son considerados como polinizadores importantes. Distribución: desde México hasta Sudamérica (Figura 5-E) (Uribe y Arita, 2005).
- *Artibeus jamaicensis* Leach, 1821. Es de tamaño grande, de color pardo oscuro, pelaje denso pero no muy largo de 7 a 12 mm en el dorso y de 4 a 11 mm en el vientre, presenta dos líneas faciales tenues de color blanco en el rostro. Provistos de una hoja nasal erecta de 4 a 6 mm de largo y una serie de verrugas en forma de “V” en el labio inferior. Carece de cola y el uropatagio se encuentra escotado. Ecología: es frugívoro y se especializa en higos silvestres, aunque también consume otros frutos. Es generalista en la elección de sitios de refugio, ya que percha desde cuevas, follaje, agujeros de los troncos, edificios abandonados y tuneles en colonias de hasta 200 individuos por km² y ocasionalmente los machos solitarios forman refugios en las palmas usando las hojas como protección. Distribución: en regiones tropicales de Sinaloa y la parte sur de Tamaulipas hasta el norte de Bolivia y Argentina (Figura 5-F) (Ortega y Steers, 2005).
- *Carollia sowelli* Baker et al., 2002. Es un murciélago pequeño con el pelo del cuerpo largo, denso y suave, el color varia tanto en el vientre como en el dorso de pardo a canela, gris oscuro a moreno grisáceo. Una característica diagnóstica son cuatro bandas de color en el pelo de la región dorsal, la banda de la base y la subterminal son oscuras, la segunda banda

y la punta son claras. El rostro con verrugas redondas al frente del labio inferior. Ecología: se alimenta principalmente de frutas. Se refugia en cuevas, y se les ha encontrado con otras especies formando colonias separadas de machos y hembras. Distribución: en México por la vertiente del Golfo desde el norte de Veracruz y por el Pacífico en los estados de Chiapas y Oaxaca, hasta Costa Rica (Figura 5-G) (Téllez-Girón, 2005).

Especie	Distribución en México
<p>A <i>Peropteryx macrotis</i></p>  <p>Foto: C. A. Da Silva. Quintana Roo, México.</p>	 <p>Estados de CA, CS, OX, QR, TB, VE, YU.</p>
<p>B <i>Desmodus rotundus</i></p>  <p>Foto: M. Cabrera. Chiapas, México.</p>	 <p>Estados de CA, CH, CL, CS, DU, GR, HI, JA, MI, MO, MX, NL, NY, OX, PU, QE, QR, SI, SL, SO, TB, TM, TX, VE, YU, ZA.</p>

Figura 5. Especies y distribución en México de murciélagos huéspedes de argásidos. Continúa.

Especie	Distribución en México
<p>C <i>Diphylla ecaudata</i></p>  <p>Foto: B. Thomson. México.</p>	 <p>Estados de CA, CS, OX, PU, QE, QR, SL, TM, VE, YU.</p>
<p>D <i>Mimon cozumelae</i></p>  <p>Foto: R. Deans. Calakmul, México.</p>	 <p>Estados de CA, CS, GR, MI, OX, QR, TB, VE, YU.</p>
<p>E <i>Glossophaga soricina</i></p>  <p>Foto: J. Cruzado. Nayarit, México.</p>	 <p>Estados de CH, CS, DF, DU, GR, JA, MI, MX, NL, NY, OX, PU, QE, QR, SL, SO, TM, TX, YU, ZA.</p>

Figura 5. Especies y distribución en México de murciélagos huéspedes de argásidos. Continua.

Especie	Distribución en México
<p>F <i>Artibeus jamaicensis</i></p>  <p>Foto: M. Cabrera. Chiapas, México.</p>	 <p>Estados de CA, CL, CS, DU, GR, HI, JA, MI, MO, MX, NY, OX, PU, QE, QR, SI, SL, TB, TM, VE, YU, ZA.</p>
<p>G <i>Carolia sowelli</i></p>  <p>Foto: P. Jones. Quintana Roo, México.</p>	 <p>Estados de CA,CS, HI, OX, PU, QR, SL,TB, VE.</p>

Figura 5. Especies y distribución en México de murciélagos huéspedes de argásidos.

Donde CA=Campeche, CS=Chiapas, CH=Chihuahua, CL=Coahuila, CM=Colima, GT=Guanajuato, GR=Guerrero, HI=Hidalgo, JA=Jalisco, MX=México, MI=Michoacán, MO=Morelos, NY=Nayarit, NL=Nuevo León, OX=Oaxaca, PU=Puebla, QE=Querétaro, QR=Quintana Roo, SL=San Luis Potosí, SI=Sinaloa, SO=Sonora, TB=Tabasco, TM=Tamaulipas, TX=Tlaxcala, VE=Veracruz, YU=Yucatán y ZA=Zacatecas.

ANTECEDENTES

Registros de Argásidos en cuevas de México.

En México, aproximadamente el 20% del territorio nacional se compone de roca caliza, por lo que desde el punto de vista espeleológico nuestro país es uno de los más interesantes del mundo, ya que en casi todos los estados de la República existen cuevas diversas en cuanto a tamaño, origen y constitución (Hoffmann y Vázquez, 1986).

Cerca de 10 000 especies de ácaros han sido registradas en cuevas, algunos de estos han sido referidos como parásitos de murciélagos y otros mamíferos de cuevas, siendo poco específicas las relaciones que establecen dichos ácaros con sus huéspedes y pudiendo ser estos últimos parasitados por dos o más especies de ácaros (Romero, 2009).

En particular, de las 32 especies de argásidos distribuidos en el país, doce han sido registrados en cuevas, de 14 estados de la República Mexicana (Cuadro 1; Figura 3).

Cuadro 1. Registro de argásidos en cuevas de México.

Especie	Estado	Cueva	Referencia
<i>Antricola coprophilus</i> (McIntosh, 1935)	Colima	Mina a 5km al oeste de Coquimatlan	Mazzotti, 1940
	Jalisco	Cueva “El chico”	Hoffmann, 1962
	Tamaulipas	Cueva de los cuarteles	
	Veracruz	Cueva de Laguna encantada	
	Yucatán	Cueva de Hochtún	
	Chiapas	Cueva de la Chepa	Hoffman y López-Campos, 2000
	Tabasco	Cueva de la Florida	Hoffmann et al., 2004
		Cueva de Teapa	
San Luis Potosí	Sótano de la Tinaja		
<i>Antricola marginatus</i> (Banks, 1910)	Veracruz	Cueva cercana a playa San Vicente	CNAC*

<i>Antricola mexicanus</i> Hoffmann, 1958	Guerrero	Grutas de Juxtlahuaca	Hoffmann, 1958
	Chihuahua	Sótano del Sauz	Hoffmann et al., 2004
	San Luis Potosí	Cueva del Taninul	
	Tabasco	Cueva de la Florida	
<i>Argas cooleyi</i> Kohls y Hoogstral, 1960	Chihuahua	Cueva del Salitre	
<i>Nothoaspis reddelli</i> Keirans y Clifford, 1975	Campeche	Grutas de Xtacumbilxunaa'n	Hoffmann et al., 2004; Guzmán-Cornejo et al. 2012
	Tabasco	Cueva de las Sardinas	
	Yucatán	Cueva Toh	Hoffmann et al., 2004
		Cueva Xpukil o Calcehtok	
		Cueva Sodzil	
Veracruz	Cueva del Arroyo de Bellaco	CNAC*	
<i>Ornithodoros azteci</i> Matheson, 1935	Morelos	Cueva Poza de Moctezuma	Hoffmann et al., 2004
<i>Ornithodoros capensis</i> Neumann, 1901	Edo. De México	Grutas de la Estrella	CNAC*
<i>Ornithodoros dyeri</i> Cooley y Kohls, 1940	Colima	Cueva de la Fábrica	Hoffmann et al., 2004
	San Luis Potosí	Cueva del Taninul	
	Chiapas	Cueva de la Chepa	
	Nuevo León	Cueva del Diablo	
	Yucatán	Cueva Xtolokil	
<i>Ornithodoros nicollei</i> Mooser, 1932	Morelos	Cueva Huajintlán	
<i>Ornithodoros talaje</i> (Guérin-Méneville, 1849)	Guerrero	Grutas de Cacahuamilpa	
	Yucatán	Cueva Xtolok	
		Cenote Yuncu	

		Cueva Balam Kanche	
		Cueva de Sabacá	
<i>Ornithodoros yumatensis</i> Cooley y Kohls, 1941	Guerrero	Grutas de Cacahuamilpa	CNAC*
		Cueva de Juxtlahuaca	
	Yucatán	Cueva de Sabacá	
	Tamaulipas	Cueva de los Vampiros	Hoffmann et al., 2004
	Chiapas	Gruta de Zapaluta	CNAC*
		Cueva Grande	
Cueva del Maíz			
<i>Ornithodoros viguerasi</i> Cooley y Kohls, 1941	Yucatán	Cueva de Calcehtok	Nava et al., 2012

*Ejemplares depositados en la Colección Nacional de Ácaros del Instituto de Biología, UNAM.

Utilización de COI para la identificación de Argásidos.

El gen Citocromo Oxidasa Subunidad I (COI), es una secuencia de ADN mitocondrial que debido a que presenta una alta tasa de evolución (sustitución) a nivel de secuencias de nucleótidos, posee una gran variación intraespecífica, además de una recombinación prácticamente nula que le permite acumular mutaciones con gran rapidez en el tiempo, generando así polimorfismos específicos en una población, por lo que resulta una herramienta adecuada para análisis de diversidad genética en animales y el hecho de que presenta una herencia estrictamente materna (haploide) que es transmitida a la siguiente generación por oogénesis, lo que hace que una vez que una variación se establece en la hembra todos sus descendientes la posean (Quinn, 1997; Vázquez, 2007). Aunado a esto las propiedades moleculares que posee tales como, el ser una molécula circular pequeña que tiene un alto número de copias, se encuentra enrollado dentro de la célula, además de que carece de intrones y secuencias repetitivas, son razones que lo hacen ser relativamente fácil de purificar, caracterizar, alinear y poder realizar el análisis de secuencias (Llorente y Luna-Vega, 1994; Doyle et al., 2000).

En años recientes, es que se ha presentado el mayor progreso en el conocimiento sobre la evolución y filogenia de garrapatas usando genes mitocondriales y nucleares como 16S, 12S, 18S, ITS2 (Norris et al., 1996; Guglielmone et al., 2003). Actualmente se han citado pocos estudios en los que se utilice este gen para la diferenciación de especies en garrapatas (Jizhou et al., 2014;

Zhang y Zhang., 2014) a pesar del éxito obtenido al utilizarlo como herramienta para la identificación de especies en otros grupos de artrópodos (Blaxter, 2003; Hebert et al., 2003; Jizhou et al., 2014; Zhang y Zhang, 2014).

En los últimos años el uso de técnicas moleculares no sólo ha permitido obtener un mejor conocimiento de la biodiversidad real en el planeta, sino que también ha explorado de manera más precisa diferentes interacciones existentes entre especies (Morrone, 2013). Con base en lo anterior en el presente estudio se pretende hacer uso de herramientas moleculares para complementar el trabajo taxonómico (con caracteres morfológicos), lo cual permitirá un mejor conocimiento sobre los argásidos recolectados en cuevas del sur de México, integrando información sobre las interacciones con otros organismos (murciélagos) y ampliando la información sobre su distribución, con lo cual se pretende aumentar el conocimiento de este grupo de artrópodos en particular y de los ácaros en general.

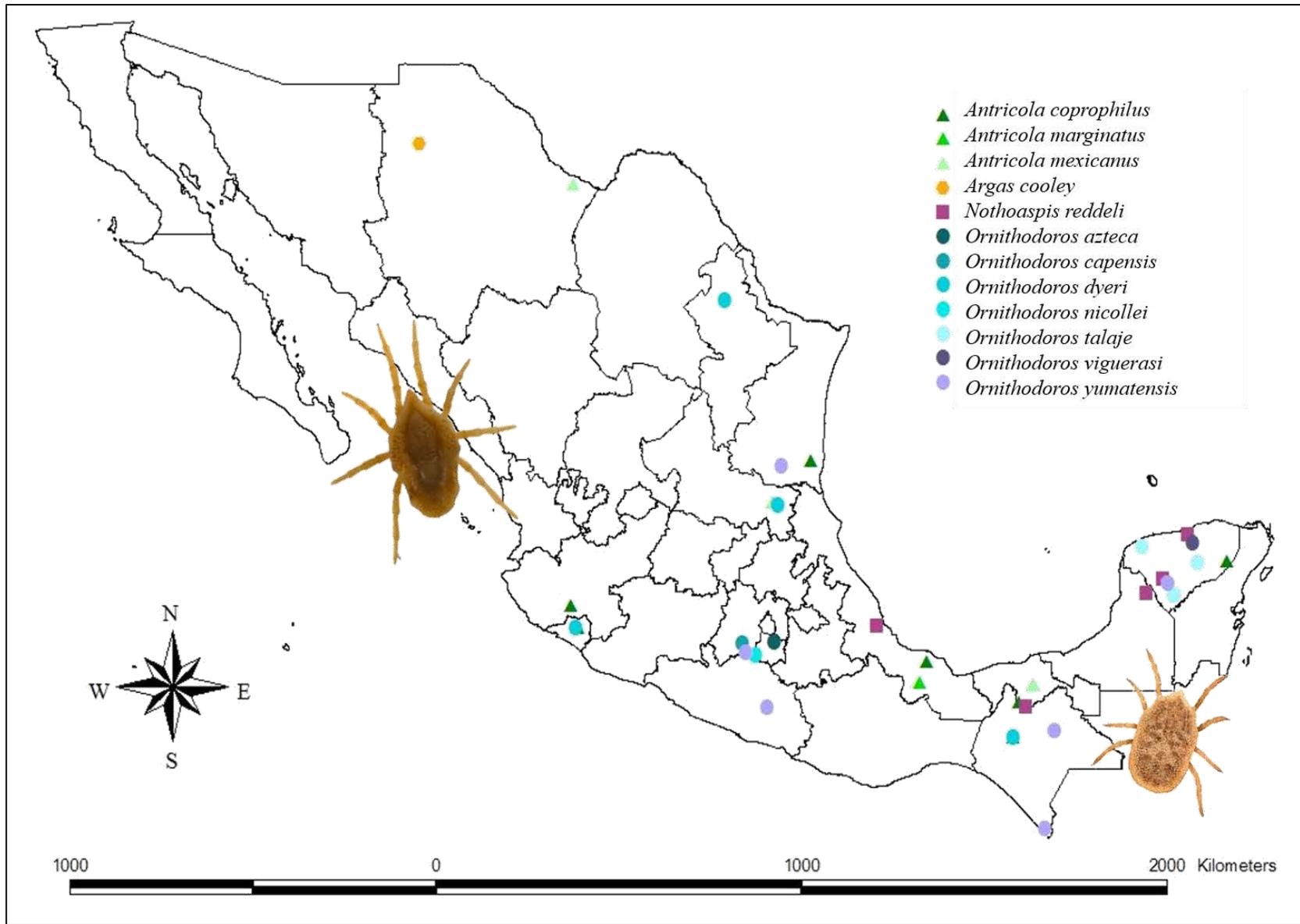


Figura 6. Registro de argásidos en cuevas de México.

OBJETIVOS

Objetivo General.

Diferenciar morfológica y molecularmente los argásidos colectados en cuevas del sur de México.

Objetivos Particulares.

- Identificar morfológicamente las especies de argásidos recolectadas en cuevas de los estados Chiapas, Tabasco, Yucatán y Quintana Roo, México.
- Caracterizar molecularmente las especies de argásidos recolectadas utilizando el gen mitocondrial Citocromo Oxidasa I (COI).
- Aportar información sobre la distribución geográfica de los argásidos con base en mapas de distribución de las especies recolectadas.

MATERIAL Y MÉTODOS

Área de estudio.

La recolecta de garrapatas se llevó a cabo en 21 cuevas de cuatro estados del sur de la República Mexicana, como parte del proyecto (DGAPA-PAPIIT, No. IN214114) “Inventario de argásidos (Ixodida: Argasidae) en cuevas de México. Huéspedes, distribución y relaciones filogenéticas” durante los meses de marzo-abril y septiembre-octubre del 2014 (Cuadro 2; Figura 7).



Figura 7. Estados de la República Mexicana en los que se recolectaron de argásidos.

Cuadro 2. Cuevas del sur de México visitadas para la recolecta de argásidos.

Estado	Municipio	Cueva	Referencia geográfica	Fecha de colecta
Chiapas	Berriozábal	Paso de Burro	16.82883°N -93.26277°W 763msnm	31 de marzo del 2014
	Cintalapa	Del Naranjo	16.854667°N -93.704528°W 769msnm	30 de marzo del 2014
	San Fernando	Del Guano	16.810365°N -93.175084°W 777msnm	02 de abril del 2014
		Del Jololote	16.901699°N -93.1866°W	03 de abril del 2014

			1031msnm	
		El Perico	16.893727°N -93.192570°W 1035msnm	03 de abril del 2014
	Tuxtla Gutiérrez	Del Chorreadero	16.754843°N -93.971161°W 620msnm	03 de abril del 2014
		De la Chepa	16°46'42''N 93°08'55''W 781msnm	29 de marzo del 2014
		Cerro Hueco	16.72135°N -93.09015°W 536msnm	01 de abril del 2014
Tabasco	Macuspana	Agua Blanca	17°37'11''N 92°28'12''W 193msnm	30 de septiembre del 2014
Yucatán	Sta. Elena- Loltún	Oquedad 1	20°17'25'' N 89°38'43''W 98msnm	01 de octubre del 2014
		Oquedad 2	20°17'34''N 89°38'42''W 98msnm	01 de octubre del 2014
	Oxkutzcab	Loltún	20°15'15''N 89°27'21''W 98msnm	01 de octubre del 2014
	Tekax	Del Aguacate	20°12'16''N 89°19'62''W 89msnm	02 de octubre del 2014
		Chocantes	20°12'10''N 89°17'58''W 91msnm	02 de octubre del 2014
		El Naranjal	20°11'56''N 89°18'36''W 61msnm	02 de octubre del 2014
	Tekoh	Tzabnah	20°43'81''N 89°28'46''W 16msnm	03 de octubre del 2014
	Homún	De la Santa María	20°44'49''N 89°17'47''W 10msnm	04 de octubre del 2014
		De la Calandria	20°43'73''N 89°16'48''W 9msnm	04 de octubre del 2014

		Cercana a Bal-mil	20°45'10''N 89°14'65''W 16msnm	04 de octubre del 2014
	Kaua	Kaua	20°37'36''N 89°24'85''W 24msnm	05 de octubre del 2014
Quintana Roo	Lázaro Cárdenas	Del Zereque	20°48'15''N 87°28'34''W 14 msnm	06 de octubre del 2014

○ **Estado de Chiapas**

En total se visitaron ocho cuevas del estado de Chiapas pertenecientes a cuatro municipios en la parte central de la Depresión Central del estado (Cuadro 2; Figura 8).

● **Municipio, Berriozábal.**

Colinda al norte con los municipios de Tecpatán y Copainalá, al este con Tuxtla Gutiérrez y San Fernando, y al oeste con Ocozocoautla de Espinosa. Su hidrografía se compone por el recorrido por los ríos Cedro y Blanco y el arroyo la Providencia. Predomina el clima cálido subhúmedo con lluvias en verano, siendo ligeramente más fresco y húmedo al norte, con una temperatura media anual de 23° y una precipitación pluvial de 1,000 mm³. La flora y fauna están constituidas por una gran variedad de especies, entre las especies de flora reportadas se encuentran el limoncillo, otate, palo amarillo, caoba, cedro, pino, fresno, entre otras. Para el caso de la fauna se ha reportado la presencia de gato montés, coyote, armadillo, ardilla, tejón, jabalí, entre otras (INAFED, 2010).

- **Cueva paso de burro:** No se encontraron argásidos.

● **Municipio, Cintalapa.**

Se encuentra en el extremo oeste del estado, limita al norte, con el municipio de Tecpatán, al oeste con el estado de Oaxaca, al este con Jiquipilas y Ocozocoautla de Espinosa y al sur con Arriaga. Los principales ríos que hay en el municipio son: Cintalapa, negro y la venta. El clima predominante es semicálido subhúmedo, la temperatura media anual es de 24.5°C con una precipitación pluvial de 800 mm³ anual. La vegetación es de bosques de encino-pino y la fauna del municipio está compuesta por una gran variedad de especies de las cuales predominan las

siguientes: culebra ocotera, ardilla voladora, jabalí, venado de campo, zorrillo espalda blanca, tejón y venado cabrío, entre otras (INAFED, 2010).

- **Cueva del Naranja:** Si se encontraron argásidos. Dentro de la cueva se registró una temperatura de 24°C y una humedad relativa del 100%. Especies de murciélagos registrados: *Pteronotus parnellii*, *Desmodus rotundus*, *Artibeus jamaicensis*.

- **Municipio, San Fernando.**

Municipio ubicado en los límites del Altiplano Central y de las Montañas del Norte, limita al norte con Copainalá, al noreste con Chicoasén, al este con Osumacinta, al sur con Tuxtla Gutiérrez, y al oeste con Berriozábal. El municipio ocupa parte de la Zona Protectora Forestal Vedada Villa Allende y El Parque Nacional Cañón del Sumidero. El río más importante es el Mezcalapa o Grijalva. El clima es subhúmedo con lluvias en verano, por lo que la vegetación está compuesta por selva mediana y bosque de encino-pino (INAFED, 2010).

- **Cueva del Guano:** Si se encontraron argásidos. Dentro de la cueva se registró una temperatura de 22°C y una humedad relativa de 94%. Especies de murciélagos registradas: *Desmodus rotundus* y *Artibeus jamaicensis*.

- **Cueva del Jolote y Cueva el Perico:** No se encontraron argásidos.

- **Municipio, Tuxtla Gutiérrez.**

Está ubicado en la Depresión Central presentando relieve montañoso tanto al sur como al norte, limita al norte con San Fernando y Osumacinta, al este con Chiapa de Corzo, al sur con Suchiapa y al oeste con Ocozocoautla y Berriozábal. Los ríos más caudalosos son el Grande de Chiapa (Grijalva), el Suchiapa y el Sabinal. El clima predominante es cálido subhúmedo con lluvias en verano. La vegetación es selva baja (INAFED, 2010).

- **Cueva de la Chepa:** Si se encontraron argásidos. Dentro de la cueva se registró una temperatura de 36°C y una humedad relativa de 74%. Especies de murciélagos registradas: *Natalus mexicanus* y *Artibeus jamaicensis*.

- **Cueva Cerro Hueco:** Si se encontraron argásidos. Dentro de la cueva se registró una temperatura de 20°C y una humedad relativa de 78%. Especies de murciélagos registradas: *Artibeus jamaicensis*.

- **Cueva del Chorreadero.** No se encontraron argásidos.

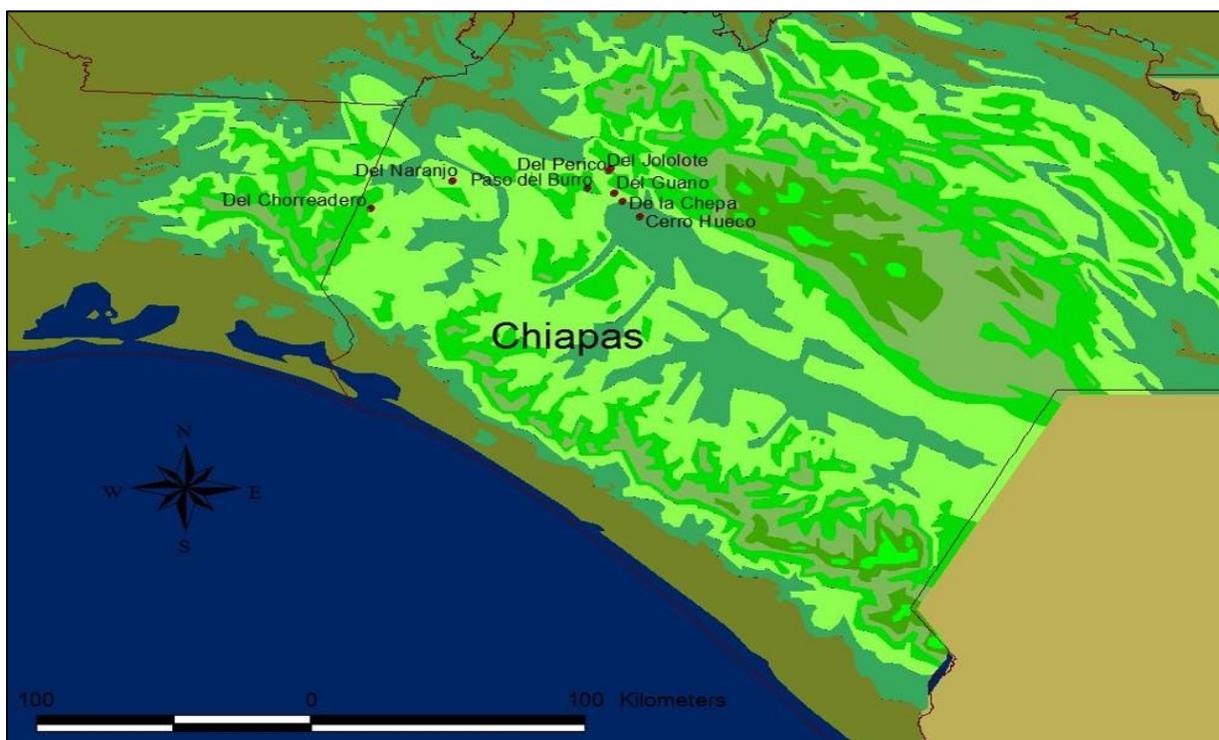


Figura 8. Cuevas visitadas en el estado de Chiapas, México.

○ **Estado de Tabasco**

Únicamente se visitó una cueva, perteneciente al municipio de Macuspana (Cuadro 2; Figura 9).

● **Municipio, Macuspana.**

Se localiza en la región de la sierra, colinda al norte con Centro, Centla y Jonuta; al este con el municipio de Jonuta y estado de Chiapas; al sur con el estado de Chiapas y el municipio de Tacotalpa; al oeste con los municipios de Tacotalpa, Jalapa y Centro. Se encuentra en la región hidrológica Grijalva-Usumacinta (RH30) dentro de la cuenca del Grijalva Villahermosa. El clima es cálido húmedo con abundantes lluvias en verano; tiene una temperatura media anual de 23.6°C. La vegetación original es selva media perennifolia, con altura aproximada de 15 a 30 m (INAFED, 2010).

▪ **Cueva Agua Blanca:** Si se encontraron argásidos. Dentro de la cueva se registró una temperatura de 24°C y una humedad relativa de 89%. Especies de murciélagos registradas: *Balantiopteryx io*.



Figura 9. Cueva visitada en Tabasco., México.

○ **Estado de Yucatán**

En este estado, se visitaron dos oquedades, localizadas sobre la carretera y nueve cuevas pertenecientes a cinco municipios (Cuadro 2; Figura 10).

● **Carretera Santa Elena-Loltun km 156.**

La región está clasificada como cálida subhúmeda con lluvias en verano. Su temperatura media anual es de 25.3°C, y la precipitación pluvial media de 70.1 mm³. La vegetación predominante es la correspondiente a la selva baja caducifolia, existiendo porciones del este y sureste con selva mediana caducifolia (INAFED, 2010).

▪ **Oquedad 1:** Si se encontraron argásidos. Dentro de la oquedad se registró una temperatura de 30°C y una humedad relativa de 79%. Las especies de murciélagos registradas: *Artibeus jamaicensis* y *Mimon cozumelae*.

▪ **Oquedad 2:** Si se encontraron argásidos. Dentro de la oquedad se registró una temperatura de 30°C y una humedad relativa de 79%. Las especies de murciélagos registradas: *Diphylla ecaudata*, *Mimon cozumelae* y *Glossophaga* sp.

- **Municipio, Oxkutzcab.**

Es municipio de la región sur, su altura promedio sobre el nivel del mar es de 33 metros. Colinda al norte con Ticul-Santa Elena, al sur con Tekax, al este con Akil, al oeste con el estado de Campeche. En el territorio municipal no existen corrientes superficiales de Agua. Sin embargo en el subsuelo se forman depósitos comúnmente conocidos como Cenotes. El clima en toda la región es cálido-subhúmedo, presenta una temperatura media anual de 26.3°C con lluvias en los meses de mayo y junio, y una precipitación pluvial media anual de 84.2 mm³. La flora que existente en el municipio se clasifica como selva mediana subcaducifolia con vegetación secundaria (INAFED, 2010).

- **Cueva Loltún:** No se encontraron argásidos. Dentro de la cueva se registró una temperatura de 26°C y una humedad relativa de 76%.

- **Municipio, Tekax.**

Se localiza en la región sur del estado. Limita al norte con Teabo, al sur con el estado de Campeche y Quintana Roo, al este con Tzucacab-Tixmeuac y al oeste con Akil-Oxkutzcab. El clima es cálido sub-húmedo, con lluvias en verano. Tiene una temperatura media anual de 25.7°C y una precipitación pluvial media de 75.4 mm³. En toda la extensión del municipio, crece la selva alta perenifolia (INAFED, 2010).

- **Cueva del Aguacate:** No se encontraron argásidos.
- **Cueva Chocantes:** Si se encontraron argásidos. Dentro de la cueva se registró una temperatura de 27°C y una humedad relativa de 91%.
- **Cueva El naranjal:** Si se encontraron argásidos. Dentro de la cueva se registró una temperatura de 26°C y una humedad relativa del 89%. Especies de murciélagos registradas: *Peropteryx macrotis* y *Artibeus jamaicensis*.

- **Municipio, Tecoh.**

El municipio está localizado en la región centro norte del Estado. Limita al norte con Timucuy, al sur con Chapab, al este con Cuzama-Homun-Tekit y al oeste: Abala-Sacalum-Mérida. El clima es cálido sub húmedo con lluvias en verano. Tiene una temperatura media anual de 24.5° C y una precipitación pluvial media anual de 41.9 mm³. La mayor parte del territorio está dedicada al cultivo del henequén y a la agricultura de temporal, existiendo porciones consideradas como

selva baja caducifolia con agricultura de temporal. Respecto a la fauna, las especies más abundantes son pequeños mamíferos (INAFED, 2010).

- **Cueva Tzabnah:** Si se encontraron argásidos. Dentro de la cueva se registró una temperatura de 26°C y una humedad relativa del 93%. La especie de murciélago encontrada: *Glossophaga soricina*.

- **Municipio, Homún.**

Municipio localizado en la región centro norte del estado. Colinda al norte con Hocabá y Seyé, al sur con Tekit, al este con Huhí y Sanahcat, al oeste con Cuzamá y Tecoh. Toda la región está clasificada como cálida-subhúmeda, la temperatura media anual de 25.5° C y una precipitación media anual de 1,200 mm³. La flora está representada por selva baja caducifolia, cuyas especies arbóreas predominantes pueden alcanzar de 15 a 30 metros de altura (INAFED, 2010).

- **Cueva de la Santa María:** Si se encontraron argásidos. Dentro de la cueva la temperatura registrada fue de 24°C y la humedad relativa del 97%. Especies de murciélagos registradas: únicamente *Artibeus jamaicensis*.

- **Cueva de la Calandria:** Si se encontraron argásidos. Dentro de la cueva se registró una temperatura de 27°C y una humedad relativa del 98%. Especies de murciélagos registrados: *Glossophaga soricina*, *Peropteryx macrotis* y *Myotis keaysi*.

- **Cueva cercana a Bal-mil:** Si se encontraron argásidos. Dentro de la cueva se registró una temperatura de 27°C y una humedad relativa del 98% y las especies de murciélagos registrados fueron: *Diphylla ecaudata* y *Desmodus rotundus*.

- **Municipio, Kaua.**

Ubicado en la región oriente del Estado. Limita al norte con el Municipio de Uayma; al sur con Tekom, al este con Cuncunul y al Oeste con Chankom y Tinum. La temperatura media anual es de 26.1°C y su precipitación pluvial media de 82.9 mm³. Entre la flora se cuenta con selva mediana subcaducifolia; con vegetación secundaria (INAFED, 2010).

- **Cueva Kaua:** Si se encontraron argásidos. Dentro de la cueva se registró una temperatura de 27°C y una humedad relativa del 85%.



Figura 10. Cuevas visitadas en Yucatán, México.

○ **Estado de Quintana Roo.**

Se visitó una cueva, localizada en el municipio de Lázaro Cárdenas (Cuadro 2; Figura 11).

● **Municipio, Lázaro Cárdenas.**

Este municipio colinda al norte con el Golfo de México, al este con los municipios de Isla Mujeres, Benito Juárez y Solidaridad, al sur con el municipio de Solidaridad y al oeste con el estado de Yucatán. El clima es cálido subhúmedo con lluvias en verano, la temperatura media anual es de 24.6° C y la precipitación pluvial promedio anual es 1,365.3 mm³. El tipo de vegetación es de Bosque tropical perennifolio.

- **Cueva del Zereque:** Si se encontraron argásidos. Dentro de la cueva se registró una temperatura de 27°C y una humedad relativa del 92%. Las especies de murciélagos registradas fueron: *Glossophaga soricina* y *Carollia sowelli*.



Figura 11. Cueva visitada en Quintana Roo, México.

Trabajo de Campo.

- Colecta de argásidos.

En cada una de las cuevas, la recolecta de argásidos consistió en la revisión de: 1) huecos en paredes de las cuevas, 2) guano y 3) murciélagos.

1) Las garrapatas se recolectaron con ayuda de pinzas de punta fina y fueron fijadas y conservadas directamente en frascos con etanol al 96% para su posterior estudio morfológico y molecular.

2) Se tomaron muestras de guano de zonas en donde se encontraron poblaciones de murciélagos con el fin de obtener garrapatas en diferentes estados de desarrollo (ninfas y adultos). Para la colecta de guano se utilizaron cajas de plástico (300 gr. aproximadamente) para homogeneizar el tamaño de muestra. El guano fue procesado en embudos de Berlese-Tullgren portátiles y los argásidos fueron recolectados en frascos con alcohol al 96%. Otra muestra de guano fue fijada *in situ*, en alcohol al mismo porcentaje para posteriormente ser revisada en el laboratorio.

3) Con el fin de buscar garrapatas (principalmente estados larvarios) asociadas con murciélagos, estos huéspedes se recolectaron utilizando redes de golpeo y/o redes de niebla. Los ejemplares colectados fueron colocados en costales de manta para mantenerlos vivos temporalmente, previo a su revisión.

Trabajo de Laboratorio.

- Extracción y preservación de garrapatas.

Los murciélagos capturados fueron sacrificados mediante asfixia y revisados bajo un microscopio estereoscópico; las garrapatas fueron desprendidas cuidadosamente de la superficie externa del cuerpo de sus huéspedes mediante pinzas de punta fina y colocadas en viales con alcohol al 96%. Los quirópteros fueron taxidermizados y depositados en la Colección de Mamíferos del Museo de Zoología de la Facultad de Ciencias de la UNAM.

Parte de los argásidos colectados sobre murciélagos (larvas), fueron montados. Para esto se colocaron durante 24 a 48 horas en lactofenol y/o ácido láctico para aclararlas; para acelerar el proceso, se calentaron durante tres a cinco minutos (Krantz y Walter, 2009). En el caso de las garrapatas ingurgitadas (llenas de sangre), se les hizo una pequeña incisión en el idiosoma (con una aguja de punta muy delgada), y se dejaron en pancreatina, durante 24 a 48 hrs., para digerir su contenido (Álvarez-Padilla y Hormiga, 2007); transcurrido este tiempo, se presionaron ligeramente para sacar el contenido. Estos organismos se montaron entre porta y cubreobjetos con líquido de Hoyer. Las laminillas se dejaron secar en una estufa a 30° C por cinco días, posteriormente se mantuvieron a temperatura ambiente (aproximadamente 15 días) para finalmente realizar la identificación taxonómica. El resto de las larvas, al igual que los adultos de garrapatas y las ninfas se conservaron en viales con alcohol al 96%, y fueron almacenadas en gavetas a temperatura ambiente en la Colección de ácaros del Laboratorio de Acarología de la Facultad de Ciencias, UNAM.

- Revisión del guano de murciélago.

Las muestras de guano previamente revisadas con ayuda de los embudos de Berlese-Tullgren portátiles fueron fijadas con alcohol al 96%. Estas fueron revisadas nuevamente en el Laboratorio de Acarología bajo microscopio estereoscópico. Los ejemplares de garrapatas obtenidos fueron separados y conservados en alcohol al 96%.

- Identificación morfológica de argásidos.

El estudio morfológico del material colectado, se realizó para el caso de las larvas con ayuda de un microscopio Zeiss Axioskop 2 plus y para las ninfas y adultos con un microscopio estereoscópico Nikon MZ645. También se realizó el estudio morfométrico, para el caso de las larvas se registraron las medidas en micrones, con ayuda de un analizador de imagen con software de medición interactiva Axio Vision 4, Carl Zeiss; para los adultos y ninfas las medidas se registraron en milímetros utilizando un microscopio estereoscópico (Carl Zeiss) con ayuda de un ocular micrométrico.

Adicionalmente se tomaron fotografías: 1) Con Microscopía Electrónica de Barrido (MEB) en el Laboratorio de Microscopía Electrónica de la Facultad de Ciencias de la UNAM, para esto, los ejemplares fueron deshidratados en alcoholes graduales (10, 20, 30, 40, 50, 60, 70, 90 y 100%), diez minutos cada uno, con tres cambios en OH al 100%. Se llevaron a secado a punto crítico con CO₂, para finalmente montarse en porta muestras de aluminio, sobre cinta de carbón adhesiva; se recubrieron con oro con una capa de 20 mA de grosor y se observaron con MEB. 2) Fotografías en Microscopía de campo claro, para el caso de las larvas, se tomaron micrografías de los caracteres diagnósticos de los ejemplares montados entre porta y cubre objetos, con un Fotomicroscopio Modelo Provis AX70, marca Olympus en el Laboratorio de Microcine de la Facultad de Ciencias de la UNAM. 3) Para el caso de los ejemplares adultos se tomaron fotografías con ayuda de un microscopio marca Leica 216 APOA y el programa LAS Core V4.3, en el Laboratorio de Microscopía y Fotografía de la Biodiversidad (II), del Instituto de Biología de la UNAM, dicho equipo utiliza la tecnología de multifoco y montaje, que consiste en adquirir una serie de fotografías a distintos planos de profundidad y posteriormente fusionarlas en una sola imagen enfocada.

La identificación de las especies se llevó a cabo con ayuda de literatura especializada (Cooley y Kohls, 1944; Kohls, et al., 1965) y por comparación de los ejemplares con descripciones originales de las especies identificadas. Las garrapatas identificadas fueron depositadas en la Colección del Laboratorio de Acarología de la Facultad de Ciencias de la UNAM.

- Identificación molecular.

Para la identificación molecular con el gen COI, se utilizaron 16 ejemplares, de los cuales 14 fueron tomados del material colectado durante la elaboración de este proyecto y los dos ejemplares restantes, se tomaron de la Colección del Laboratorio de Acarología de la Facultad de Ciencias, UNAM los cuales fueron colectados e identificados por Lugo (2013) (Cuadro 3).

Cuadro 3. Ejemplares de garrapatas tomados de la Colección del Laboratorio de Acarología de la Facultad de Ciencias.

Especie	Estado	Cueva	Referencia geográfica
<i>Antricola mexicanus</i>	Tabasco	Cueva de las Sardinias	17.44237°N 92.77533°W 91msnm
<i>Antricola mexicanus</i>	Yucatán	Calcehtok	20.55106°N 89.91256°W 62 msnm

El procedimiento para la obtención de ADN de todos los ejemplares, consistió en dos pasos principales: 1) extracción y 2) amplificación, los cuales se llevaron a cabo en la Unidad de Medicina Experimental, de la Facultad de Medicina, UNAM. Posteriormente las muestras amplificadas fueron enviadas para su purificación y secuenciación al Laboratorio de Biología Molecular de la Biodiversidad y la Salud del Instituto de Biología, UNAM. La obtención de las secuencias de ADN se realizó a través del secuenciador ABI Prism 3100 (Applied Biosystems).

- 1) Extracción de ADN. Se llevó a cabo en ejemplares preservados en alcohol al 96%, mediante el uso del Kit “DNeasy Blood & Tissue Kit” de Qiagen, con las modificaciones especificadas (Apéndice A). Posteriormente el ADN se congeló a una temperatura de -20°C hasta su uso.

- 2) Amplificación de ADN. La ampliación del fragmento deseado se llevó a cabo, mediante una Reacción en Cadena de la Polimerasa (PCR) utilizando volúmenes de reacción de 25 µL los cuales contenían: 12.5 µL de una mezcla maestra de polimerasa (Taq Master Mix), 1 µL de cada primer y 10.5 µL del ADN genómico, para amplificar una región de ≈379 pb del gen COI utilizando los primers y ciclos de termociclado propuestos por Hafner et al. (1994): L6625:5'-CCGGATCCTTYTGRTTYTTYGGNCA YCC-3' y H7005:5'-CCGGATCCACANCR TARTANGTRTCRTG-3'. Los ciclos consistieron en una desnaturalización a 94°C por 1 min., seguido por 40 ciclos a 92°C por 30s, alineación a 45°C por 40s, y una extensión a 72°C por 10min. Los resultados fueron evaluados por medio de una electroforesis en gel de agarosa al 1.5% (Apéndice B).

- Análisis molecular.

Una vez obtenidas las secuencias, se continuó con su edición, la cual se realizó con ayuda del programa Chromas Lite versión 2.1.1 (McCarthy, 1998) y posteriormente el alineamiento, utilizando el programa Mega 6: Molecular Evolutionary Genetics Analysis versión 6.0 (Tamura, et al., 2013), mediante el algoritmo de alineamiento pareado Clustal W. Para identificar la distancia genética entre las secuencias, se generó una matriz de distancias utilizando el método de Neighbor-Joining, el cual se evaluó mediante el modelo de sustitución de nucleótidos de dos parámetros de Kimura, calculando el soporte de las ramas mediante 1000 réplicas de Bootstrap (Page et al., 2004), a partir de dicha matriz se generó el dendograma correspondiente utilizando el programa FigTree versión 1.4.2 (Rambaut, 2007).

- Información geográfica.

Por último, se realizó un mapa con la distribución geográfica para las especies de argásidos recolectadas, con ayuda del programa ArcView GIS versión 3.3.

RESULTADOS

Se recolectaron 411 argásidos de cuevas de cuatro estados del sur de México (Chiapas, Tabasco, Yucatán y Quintana Roo), de los cuales 137 son ejemplares adultos (78 hembras y 59 machos), 116 son ninfas y 158 son larvas. Estas últimas fueron extraídas de ocho especies de murciélagos, los cuales son huéspedes de argásidos durante su “etapa” larvaria. En total se identificaron cinco especies de garrapatas, pertenecientes a dos géneros (*Antricola* y *Ornithodoros*). La clasificación utilizada, es la propuesta por Hoogstraal y Aeschliman (1982).

Los resultados del presente trabajo se muestran en tres apartados: 1) Morfológico, donde se incluyen las diagnósis de las especies identificadas para larvas, adultos y ninfas. Adicionalmente para cada especie se presentan medidas de algunas estructuras de importancia taxonómica (que incluyen promedio, desviación estándar y rango), huéspedes registrados (familias) y distribución conocida. 2) Molecular, en donde se presenta el análisis de distancias obtenido para la identificación molecular de especies de argásidos. 3) Distribución geográfica, en donde se muestra a través de un mapa la distribución de los argásidos recolectados durante la elaboración de este trabajo, en cuevas del sur de México.

Clasificación taxonómica de argásidos, propuesta por Lindquist et al. (2009).

Phylum **Arthropoda**

Clase **Arachnida**

Subclase **Acari**

Superorden **Parasitiformes**

Orden **Ixodida**

Superfamilia **Ixodoidea**

Familia **Argasidae**

Subfamilia **Ornithodorinae**

Género *Antricola* Cooley y Kohls, 1942

Antricola mexicanus Hoffmann, 1959

Género *Ornithodoros* Koch, 1844

Ornithodoros azteci Matheson, 1935

Ornithodoros brodyi Matheson, 1935

Ornithodoros dyeri Cooley y Kohls, 1940

Ornithodoros yumatensis Cooley y Kohls, 1941

Identificación morfológica de las especies de argásidos recolectadas.

Género *Antricola* Cooley y Kohls, 1942

Cuerpo aplanado dorsalmente, marginado, convexo y grueso. Con tegumento semitransparente y superficie lisa brillante y tuberculada. Discos ausentes ventralmente. Partes bucales adaptadas para alimentación rápida y no para aferrarse al huésped; ventralmente el hipostoma es convexo y dorsalmente es cóncavo, la base es ancha y parecido a una cuchara, sin dientes; quelíceros grandes. Abertura anal grande. Ojos ausentes.

***Antricola mexicanus* Hoffmann, 1958**

Diagnosis: Hembra. Cuerpo piriforme, la parte anterior termina en punta y la posterior es redondeada, idiosoma con un reborde marginal en toda su extensión, región media del dorso con una elevación y una estrangulación a la altura de las coxas IV, presencia de tubérculos con sedas en la región posterior del idiosoma, placas espiraculares con forma foliácea, lobulada u ovalada, protuberancias en la región anterior del idiosoma a manera de “hombreras” (Figura 12-A y B). Pedipalpos grandes y robustos, hipostoma pequeño y con dentición fina en la región marginal. Carece de mejillas, ojos y prominencias dorsales en las patas. (Figura 12-C). Abertura genital entre las coxas I-II (Figura 12-E). **Macho.** Morfología similar a la de la hembra, aunque con tamaño reducido, la abertura genital se encuentra entre las coxas I (Figura 12-F). **Ninfa.** Similar a la hembra, aunque ésta carece de abertura genital y es de menor tamaño (Hoffmann, 1958). (Cuadro 4).

Huéspedes: Asociadas con murciélagos de la familia Mormoopidae y su guano.

Material examinado: Chiapas: 18N, 1H, 6M, Cueva de la Chepa, Tuxtla Gutiérrez, 29.03.14, ex guano.

Distribución conocida: Guatemala, Panamá, Colombia, Trinidad y México (Cuadro 1).

Comentarios taxonómicos: Todos los caracteres referidos en la descripción original de la especie coinciden con los ejemplares recolectados. Siendo la presencia de tubérculos con sedas en la región posterior y la forma de las placas espiraculares (foliácea) los principales caracteres para poder identificar a la especie.

Nuevos registros: Esta localidad representa un nuevo sitio de colecta para la especie.

Cuadro 4. Medidas de ejemplares *Antricola mexicanus* analizados en el presente estudio.

n	Idiosoma		Tarso I	Tarso IV
	Largo	Ancho	Largo	Largo
1 ♀	6.01	3.53	0.99	1.3
5 ♂	3.8 ± 0.25 (3.34 – 4.09)	2.54 ± 0.17 (2.23 – 2.66)	0.69 ± 0.27 (0.37 – 1.05)	0.78 ± 0.32 (0.49 – 1.17)
10 N	3.11 ± 1.2 (1.77 – 5.82)	1.67 ± 0.61 (1 – 3.16)	0.58 ± 0.17 (0.37 – 0.93)	0.65 ± 0.24 (0.4 – 1.17)



Figura 12. *Antricola mexicanus*. Adulto. **A.** Idiosoma dorsal. **B.** Idiosoma ventral. **C.** Gnatosoma, hipostoma con pedipalpos. **D.** Coxas y placas espiraculares. **E.** Abertura genital (♀). **F.** Abertura genital (♂).

Género *Ornithodoros* Koch, 1844

Cuerpo más o menos aplanado, pero nunca marginado (excepto *O. dyeri*) y con las estructuras del integumento continuas sobre las superficie ventral y dorsal (línea sutural ausente). Con protuberancias dorsales y subapicales dorsales sobre las patas, progresivamente prominentes en los sucesivos estadios ninfales. Capitulum ya sea subterminal o distante del margen anterior del cuerpo. Hipostoma bien desarrollado y por lo general similar en ninfas y adultos (en ambos sexos). Integumento con discos o mamilado, combinando una amplia variedad de patrones. Camerostoma, mejillas y ojos pueden estar presentes o ausentes dependiendo de cada especie.

Ornithodoros azteci Matheson, 1935.

Diagnosis: Hembra. Cuerpo piriforme, con la parte posterior del idiosoma ampliamente redondeada mientras que la anterior es puntiaguda (Figura 14-A y B; Figura 15-A). Mejillas presentes (Figura 14-E; Figura 15-C), protuberancias dorsales en las patas y ojos ausentes. Hipostoma largo y atenuado, sin muesca apical, con los dientes débilmente marcados (Figura 14-F; Figura 15-D). Órgano de Haller reticulado (Figura 15-F). Espiráculos detrás de las coxas IV (Figura 15-E). Abertura genital, situada entre las coxas I, con forma circular, más ancha que larga y marginada (Figura 14-C). **Macho.** Cuerpo como el de la hembra, aunque reducido en tamaño y abertura genital situada en la misma posición, con forma de un medio círculo (Figura 14-D; Figura 15-B). **Ninfa.** Cuerpo como el de la hembra, pero de menor tamaño y sin abertura genital (Matheson, 1935; Kohls, et al., 1965) (Cuadro 5).

Larvas: Forma del cuerpo ovalada (Figura 13-A), placa media-dorsal con forma triangular (Figura 13-C). Con 17-21 pares de sedas dorsales; siete anterolaterales, tres centrales y ocho posterolaterales. Ocho pares de sedas ventrales más una seda posteromediana; tres esternales, tres circumanales y una seda postcoxal. El hipostoma es alargado y fuertemente esclerotizado, surge de una base subtriangular que posee dos pares de sedas posthipostomales, la dentición es 4/4 en la parte anterior y 2/2 en la base; fila 1 con 12-14 dientes, 2 con 12-15, 3 con 5-6 y 4 con 2-5 (Matheson, 1935; Cooley y Kohls, 1944) (Figura 13-B y D) (Cuadro 9).

Huéspedes: Asociadas con murciélagos de las familias Mormoopidae y Phyllostomidae, y sus refugios.

Material examinado: Yucatán: 7N, 15H, 7M, Oquedad 2, Carretera Sta. Elena-Loltun, 01.10.14; 1N y 1M, Cueva Chocantes, Tecax, 02.10.15; 1N, Cueva Tzabnah, Tekoh, 03.10.14; 2H y 1M, Cueva Kaua, Kaua, 05.10.14. 1L, Oquedad 1, Carretera Sta. Elena-Loltun, 01.10.14, *ex. Mimon cozumelae*; 1L, Oquedad 2, Carretera Sta. Elena-Loltun, 01.10.14 *ex. Diphylla ecaudata*; 9L, Oquedad 2, Carretera Sta. Elena-Loltun, 01.10.14 *ex. Mimon cozumelae*; 1L, Cueva Tzabnah, Tekoh, 03.10.14, *ex. Glossophaga soricina*. Chiapas: 8L, Cerro Hueco, Tuxtla Gutiérrez, 01.04.14, *ex. Artibeus jamaicensis*.

Comentarios taxonómicos: Todos los caracteres referidos en la descripción original de la especie coinciden con los ejemplares recolectados. En el caso de los adultos y ninfas, el cuerpo piriforme y la forma alargada y con los dientes atenuados del hipostoma, fueron los principales caracteres que se utilizaron para determinar a esta especie y poderla diferenciar de *O. vigerasi*, la cual se diferencia de *O. azteci* únicamente por la longitud y forma del hipostoma. Para el caso de las larvas el número de sedas ventrales y dorsales fue de gran importancia para poder identificar a la especie, ya que *O. vigerasi* cuenta con 13-14 pares sedas dorsales y 8 pares de sedas ventrales, mientras que *O. azteci* tiene 17-21 sedas dorsales y 8 pares de sedas ventrales, la forma de la placa media-dorsal y de la base de la que surge el hipostoma fueron también de gran ayuda para realizar las identificaciones, en los ejemplares en los que no se podían contar las sedas dorsales y ventrales o los dientes en el hipostoma.

Nuevos registros: Todas las localidades representan nuevos sitios de colecta para la especie, al igual que los estados de Chiapas y Yucatán. Para el caso de los huéspedes *M. cozumelae*, *D. ecaudata* y *G. soricina* representan nuevos registros.

Cuadro 5. Medidas de ejemplares *Ornithodoros azteci* analizados en el presente estudio.

n	Idiosoma		Tarso I	Tarso IV
	Largo	Ancho	Largo	Largo
11 ♀	4.38 ± 0.37 (3.75 – 4.75)	2.1 ± 0.22 (1.75 – 2.37)	0.59 ± 0.39 (0.56 – 0.68)	0.73 ± 0.05 (0.64 – 0.8)
8 ♂	3.89 ± 0.22 (3.5 – 4.25)	2 ± 0.21 (1.75 – 2.37)	0.54 ± 0.02 (0.52 – 0.6)	0.65 ± 0.04 (0.56 – 0.7)
7 N	3.38 ± 0.38 (2.72 – 3.87)	1.5 ± 0.19 (1.12 – 1.68)	0.46 ± 0.03 (0.4 – 0.54)	0.64 ± 0.06 (0.56 – 0.76)

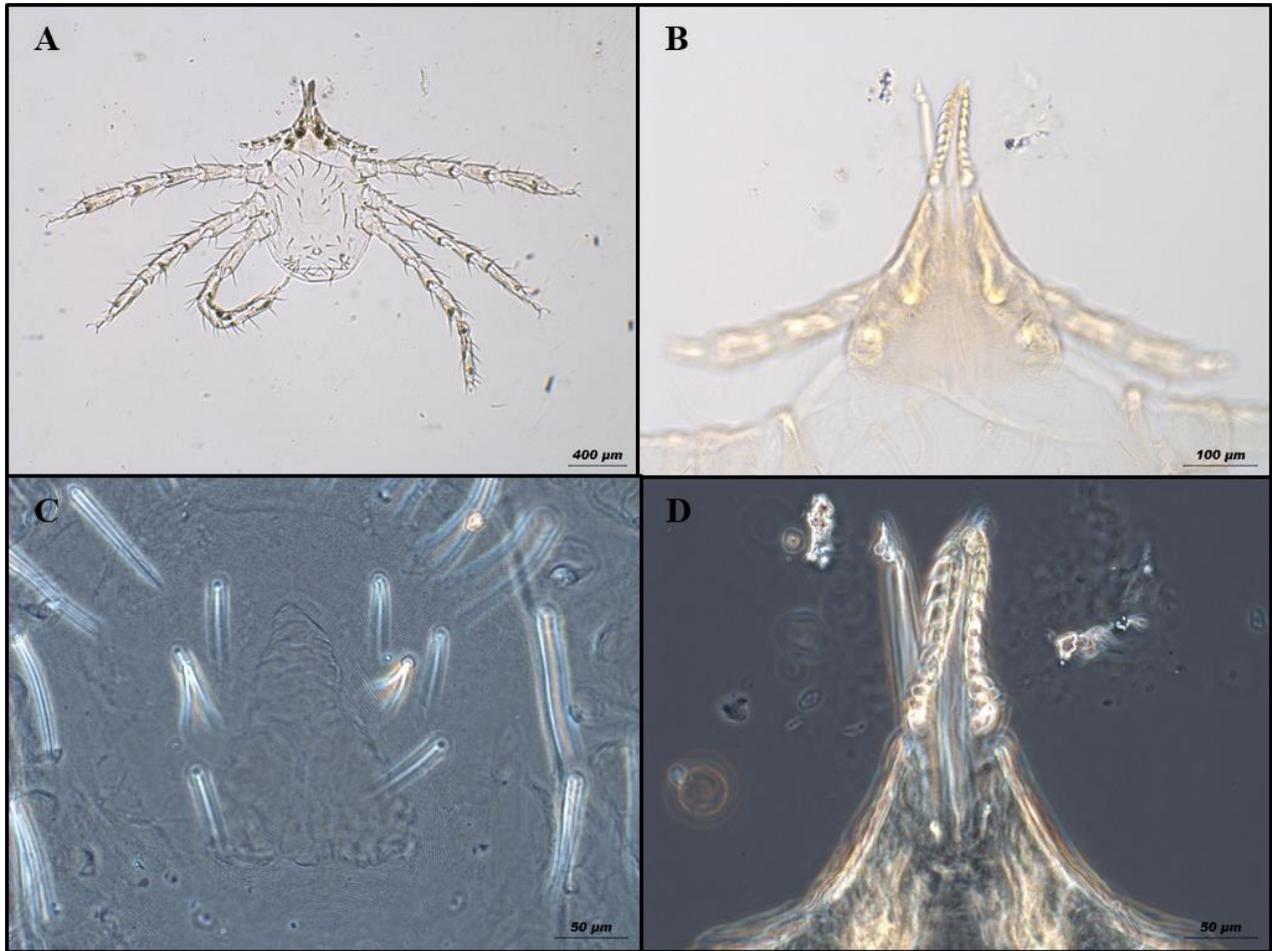


Figura 13. *Ornithodoros azteci*. Larva. **A.** Vista dorsal. **B.** Gnatosoma: hipostoma y pedipalpos. **C.** Placa dorsal (forma triangular). **D.** Hipostoma.

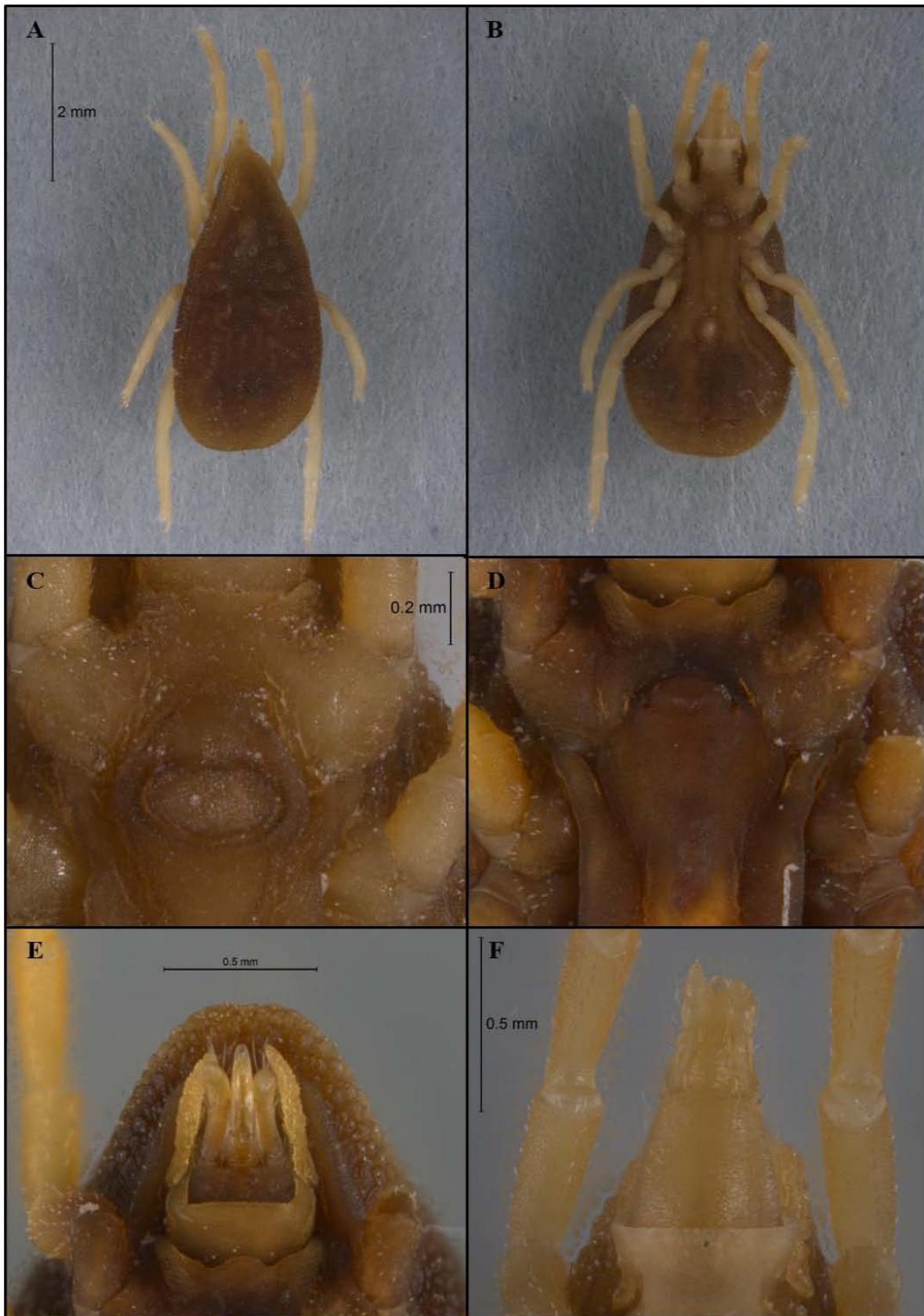


Figura 14. *Ornithodoros azteci*. Adulto. **A.** Vista dorsal. **B.** Vista ventral. **C.** Abertura genital (♀) **D.** Abertura genital (♂) **E.** Gnatosoma: hipostoma y pedipalpos, y mejillas. **F.** Hipostoma.

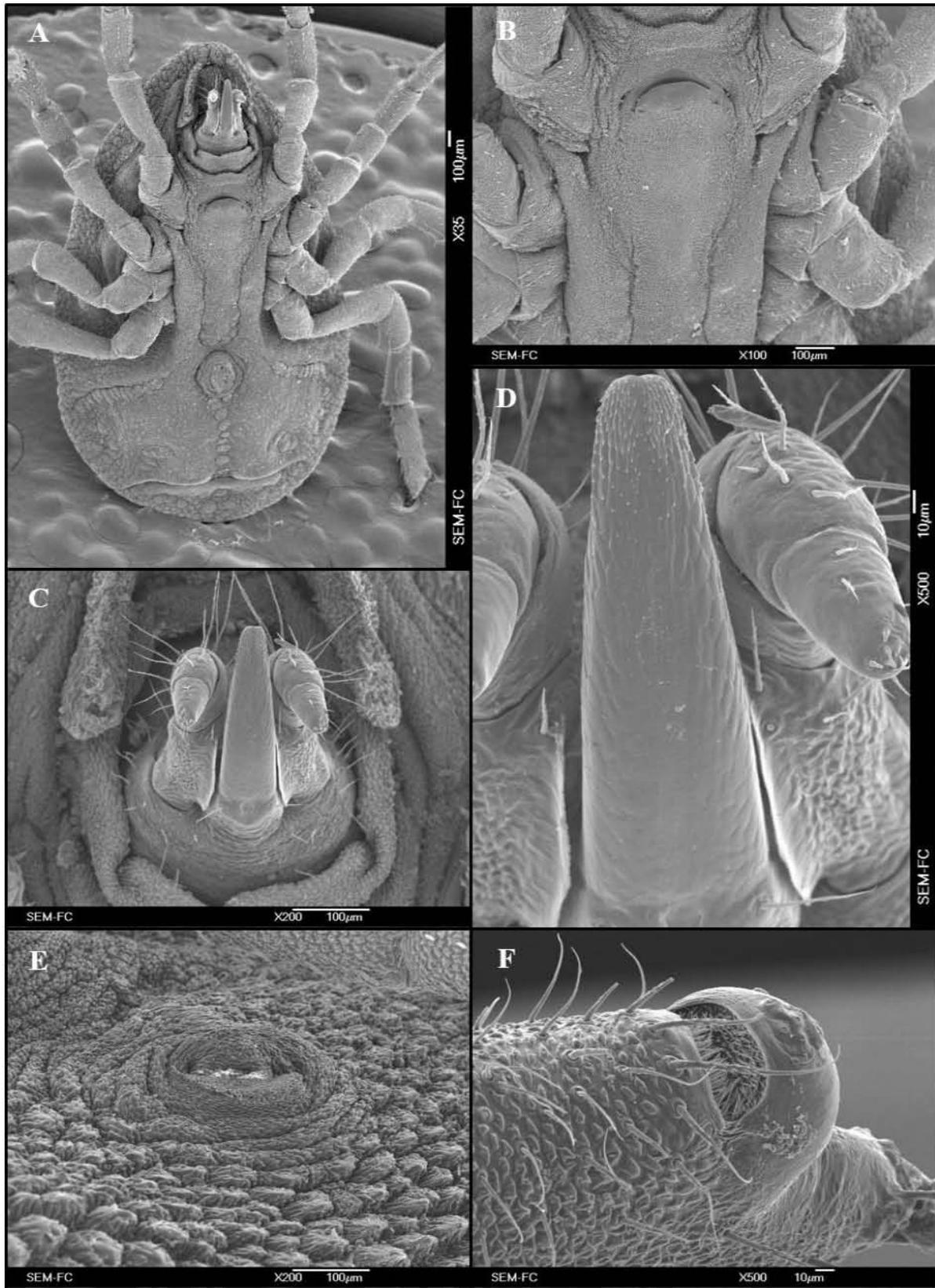


Figura 15. *Ornithodoros azteci*. MEB. **A.** Vista ventral (♂). **B.** Abertura genital (♀). **C.** Mejillas, gnatosoma; hipostoma y pedipalpos. **D.** Hipostoma. **E.** Espiráculo. **F.** Órgano de Haller (reticulado).

***Ornithodoros brodyi* Matheson, 1935**

Diagnosis: Hembra: Cuerpo ovalado, con los extremos laterales casi paralelos, la parte anterior del idiosoma termina en punta y la parte posterior es redondeada (Figura 15-A y B). Mejillas presentes (Figura 17-C; Figura 18-A), Órgano de Haller reticulado (Figura 18-C), prominencias dorsales en las patas y ojos ausentes. Hipostoma sin muesca apical y con los dientes distinguibles (Figura 18-B). Abertura genital situada a la altura de las coxas I y con forma de círculo más ancho que largo, dividido por la mitad, marginado en relieve y este margen en la parte anterior es puntiagudo, mientras que en la parte posterior es redondeado (Figura 17-D; Figura 18-D). **Macho.** Morfológicamente igual que la hembra, pero de menor tamaño y con la forma de la placa genital es de un medio círculo que emerge de una pequeña hendidura, entre las coxas I (Figura 17-E; Figura 18-E y F). **Ninfa.** Similar a la hembra, pero de menor tamaño (Matheson, 1935; Kohls, et al., 1965) (Cuadro 6).

Larva: Forma del cuerpo circular (Figura 16-A) y placa media-dorsal con forma alargada, con la parte anterior muy delgada y la posterior ensanchada (Figura 16-E). Con 14 pares de sedas dorsales (rara vez 13); seis anterolaterales, cuatro centrales y cuatro posterolaterales. Nueve pares de sedas ventrales más una seda posteromediana; tres sedas esternales y cuatro circumanales. La base del gnatosoma es circular y posee dos pares de sedas posthipostomales (Figura 16-B), el hipostoma tiene forma triangular y muy alargado, con dentición 3/3 en la parte anterior y 2/2 en la base; fila 1 con 22-24 dientes, 2 con 21-22, y 3 con 12-14 (Matheson, 1935; Cooley y Kohls, 1944) (Figura 16-C y D) (Cuadro 9).

Huéspedes: Asociados con murciélagos de las familias Phyllostomidae, Vespertilionidae y sus refugios.

Material examinado: Chiapas: 1H y 2M, Cueva del Naranjo, Cintalapa, 30.03.14; 25N, 11H y 16M, Cueva del Guano, San Fernando, 02.04.14; 19L, Cueva del Naranjo, Cintalapa, 30.03.14, *ex. Artibeus jamaicensis* y *Desmodus rotundus*; 19L, Cueva del Guano, San Fernando, 02.04.14, *ex. Artibeus jamaicensis* y *Desmodus rotundus*; Tabasco: 3H y 5M, Cueva Agua Blanca, Villa Hermosa, 30.09.14; Yucatán: 1N, 8H y 2M, Cueva Tzabnah, Tekoh, 03.10.14; 1M, Cueva de la Santa María, Homún, 04.10.14; Quintana Roo: 3N, 10H y 1M, Cueva del Zereque, Lázaro Cárdenas, 06.10.14. 1L, Cueva del Zereque, Lázaro Cárdenas, 06.10.14, *ex. Carollia sowelli*.

Comentarios taxonómicos: Casi todos los caracteres referidos en la descripción original de la especie coinciden con los ejemplares recolectados, con excepción de la muesca apical del hipostoma, en adultos y ninfas, ya que en la descripción original y en la clave taxonómica utilizada, se menciona que debería ser ausente mientras que en ejemplares estudiados se presenta una ligera muesca apical (Figura 16-B). Además se pudo observar que los tarsos de las patas II-IV poseen un “mechón” de sedas dorsales en su porción terminal, el cual se utilizó para diferenciar entre los ejemplares de esta especie y los de *O. yumatensis*, los cuales son muy parecidos en dichos estadios, posteriormente se pudo confirmar dicha aseveración al identificar a los ejemplares en estadio de larva, los cuales poseen caracteres que permiten una fácil diferenciación entre ambas especies.

Nuevos registros: Todas las localidades representan nuevos sitios de colecta para la especie, al igual que los cuatro estados. En cuanto a los huéspedes *D. rotundus* y *C. sowelli* también representan nuevos registros.

Cuadro 6. Medidas de ejemplares *Ornithodoros brodyi* analizados en el presente estudio.

n	Idiosoma		Tarso I	Tarso IV
	Largo	Ancho	Largo	Largo
12 ♀	5.39 ± 0.95 (3.8 – 6.96)	2.89 ± 0.53 (1.92 – 3.68)	0.91 ± 0.26 (0.4 – 1.2)	1.15 ± 0.31 (0.6 – 1.44)
5 ♂	4.26 ± 0.73 (2.94 – 5)	2.45 ± 0.42 (1.71 – 3)	0.74 ± 0.19 (0.39 – 0.95)	0.9 ± 0.23 (0.45 – 1.15)
2 N	3.56 ± 0.16 (3.4 – 3.72)	2.14 ± 0.02 (2.12 – 2.16)	0.66 ± 0.14 (0.52 – 0.8)	0.8 ± 0.24 (0.56 – 1.04)

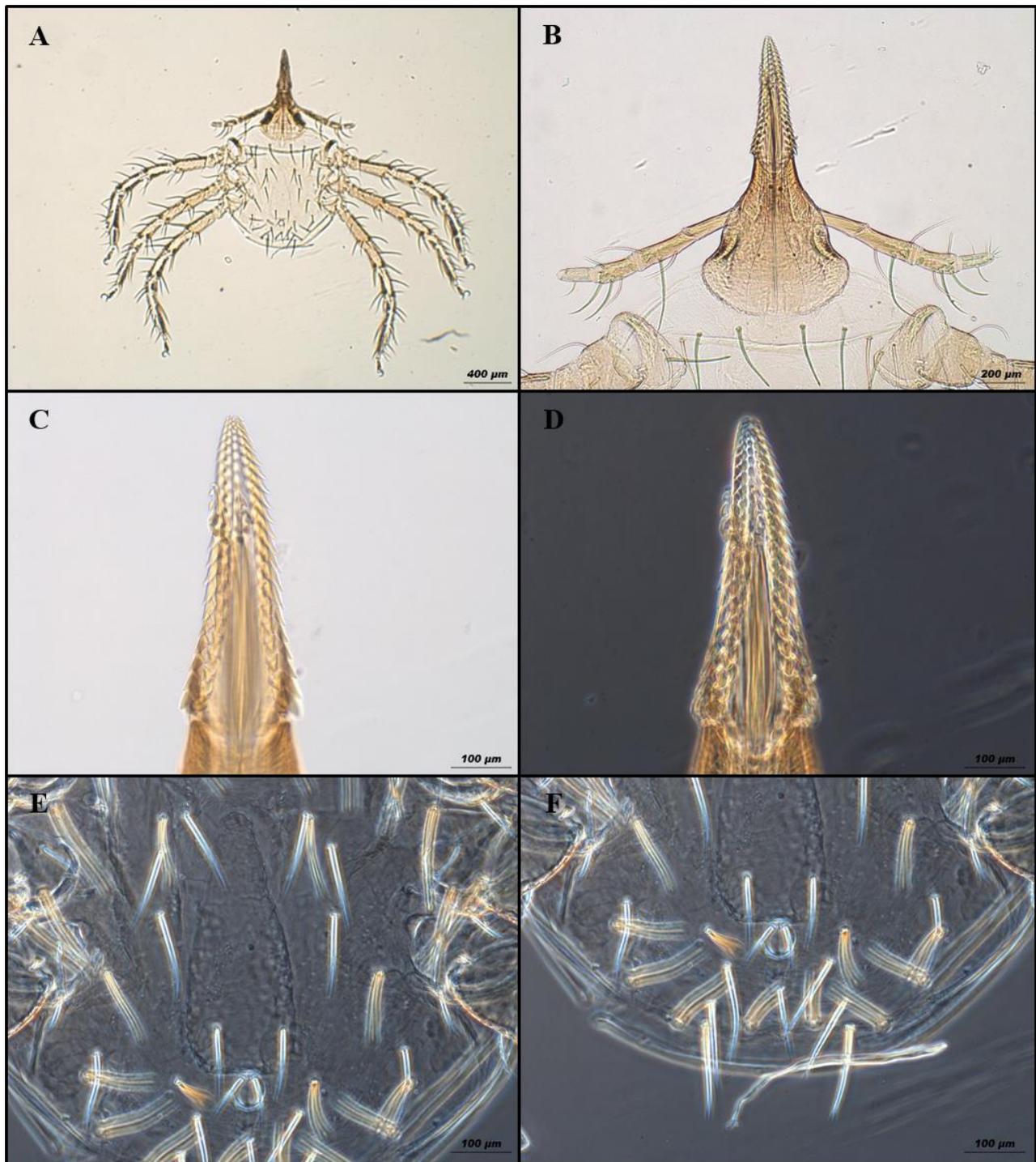


Figura 16. *Ornithodoros brodyi*. Larva. A. Vista dorsal. B. Gnatosoma, hipostoma y pedipalpos. C. y D. Hipostoma E. Placa dorsal (piriforme). F. Abertura anal con sedas.



Figura 17. *Ornithodoros brodyi*. Adulto. **A.** Vista dorsal. **B.** Vista ventral. **C.** Gnatosoma: hipostoma, pedipalpos, y mejillas. **D.** Abertura genital (♀) **E.** Abertura genital (♂) **F.** Órgano de Haller. **G.** y **H.** IV par de patas, sin mechón de sedas.

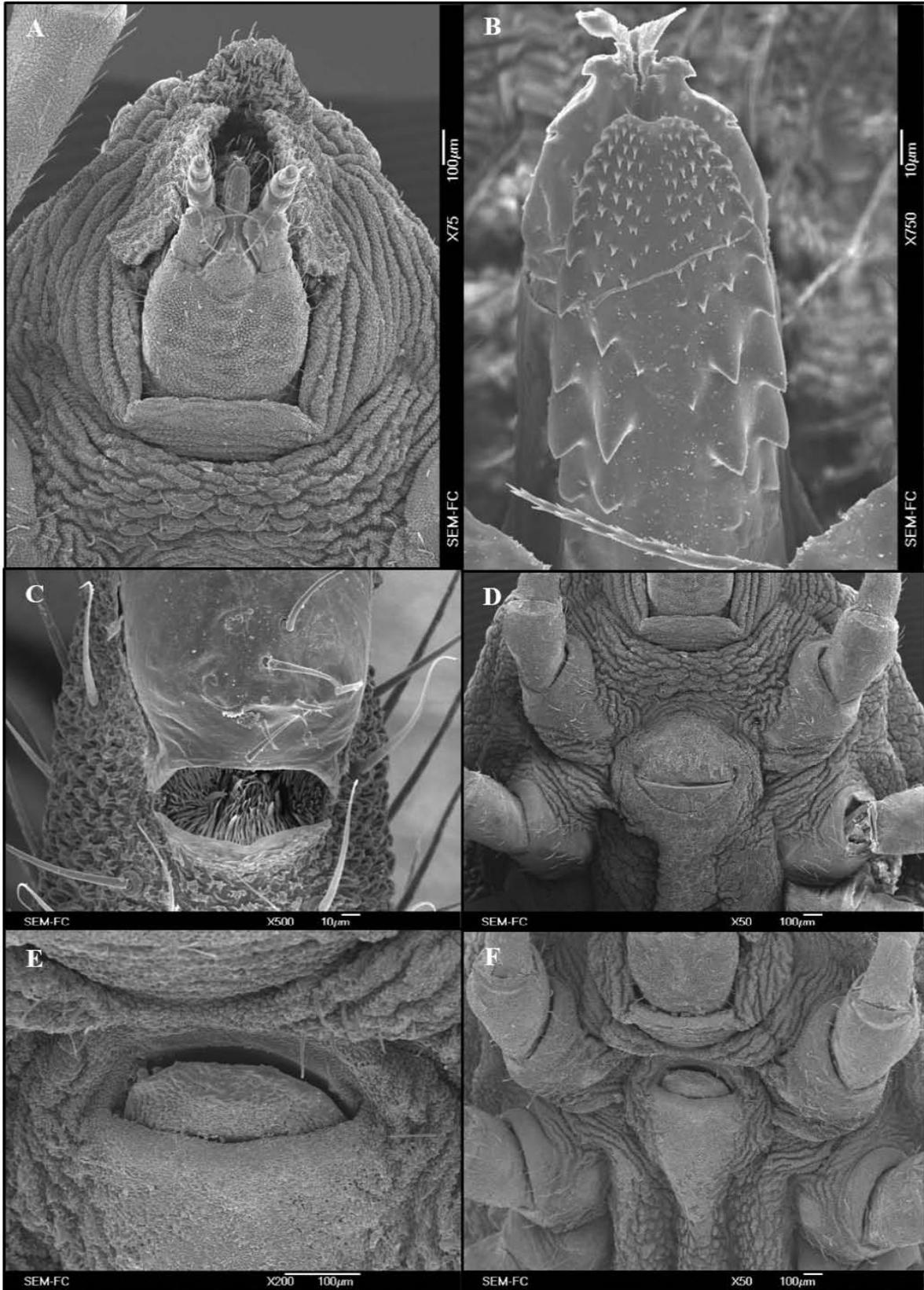


Figura 18. *Ornithodoros brodyi*. MEB. **A.** Mejillas, gnatosoma: hipostoma y pedipalpos. **B.** Hipostoma. **C.** Órgano de Haller (reticulado). **D.** Abertura genital (♀). **E.** y **F.** Abertura genital (♂).

***Ornithodoros dyeri* Cooley y Kohls, 1940**

Diagnosis: Hembra. Cuerpo alargado, terminación de la parte anterior en punta y parte posterior redondeada. Dorso delimitado por dos anillos continuos y un tercer anillo (interior) incompleto en cada lado (Figura 20-A y B). Mejillas presentes (Figura 20-B), prominencias dorsales en las patas; ojos ausentes. Hipostoma con una pequeña muesca apical. Abertura genital al nivel de las coxas I-II, con forma de “V” (Figura 20-D). **Macho.** Forma similar a la de la hembra, pero de menor tamaño, abertura genital entre las coxas I y con forma de trapecioide (Figura 20-C). **Ninfa.** Cuerpo como el de la hembra, pero de menor tamaño y sin abertura genital (Cooley y Kohls, 1940; Kohls, et al., 1965) (Cuadro 7).

Larvas: Forma del cuerpo ovalada, placa media-dorsal piriforme y moderadamente larga (Figura 19-A y B). Con 14 pares de sedas dorsales; siete anterolaterales, tres centrales y cuatro posterolaterales (Figura 19-B). Vientre del cuerpo con nueve sedas más una posteromediana; tres pares de sedas esternales, cuatro pares de sedas circumanales y una seda postcoxal (Figura 19-A). La base del gnatosoma de forma ligeramente rectangular, con dos pares de sedas posthipostomales, de la cual emerge un hipostoma bien esclerotizado, de tamaño mediano y forma subtriangular, con dientes largos y formula 3/3 en la parte anterior y 2/2 en la base; fila 1 con 15 dientes, 2 con 13 y 3 con 9 (Figura 19-C y D) (Cooley y Kohls, 1940; Cooley y Kohls, 1944) (Cuadro 9).

Huéspedes: Asociadas con murciélagos de las familias Vespertilionidae, Emballonuridae, Phyllostomidae y sus refugios.

Material examinado: Yucatán: 1H, 1M, Oquedad 2, Carretera Sta. Elena-Loltun, 01.10.14. 4L, Oquedad 1, Carretera Sta. Elena-Loltun, 01.10.14, *ex. Mimon cozumelae*; 16L, Oquedad 2, Carretera Sta. Elena-Loltun, 01.10.14, *ex. Mimon cozumelae*; 3L, Cueva el Naranjal, Tekax, 02.10.14, *ex. Peropteryx macrotis*.

Comentarios taxonómicos: Todos los caracteres referidos en la descripción original de la especie coinciden con los ejemplares recolectados. Los caracteres más distintivos en los ejemplares adultos y ninfas de esta especie, es la forma alargada del cuerpo y el dorso delineado por dos anillos completos continuos. En el caso de las larvas se observó que la especie *O. brodyi* posee el mismo número de sedas dorsales y ventrales que esta, por lo cual la forma de la placa media-dorsal y de la base del hipostoma fueron caracteres de gran importancia para diferenciar entre especies,

posteriormente el tamaño y forma del hipostoma, fueron caracteres que permitieron confirmar las identificaciones morfológicas de larvas.

Nuevos registros: Todas las localidades y huéspedes (*Mimon cozumelae* y *Peropteryx macrotis*) representan nuevos registros para la especie.

Cuadro 7. Medidas de ejemplares *Ornithodoros dyeri* analizados en el presente estudio.

n	Idiosoma		Tarso I	Tarso IV
	Largo	Ancho	Largo	Largo
1 ♀	3.72	1.65	0.4	0.52

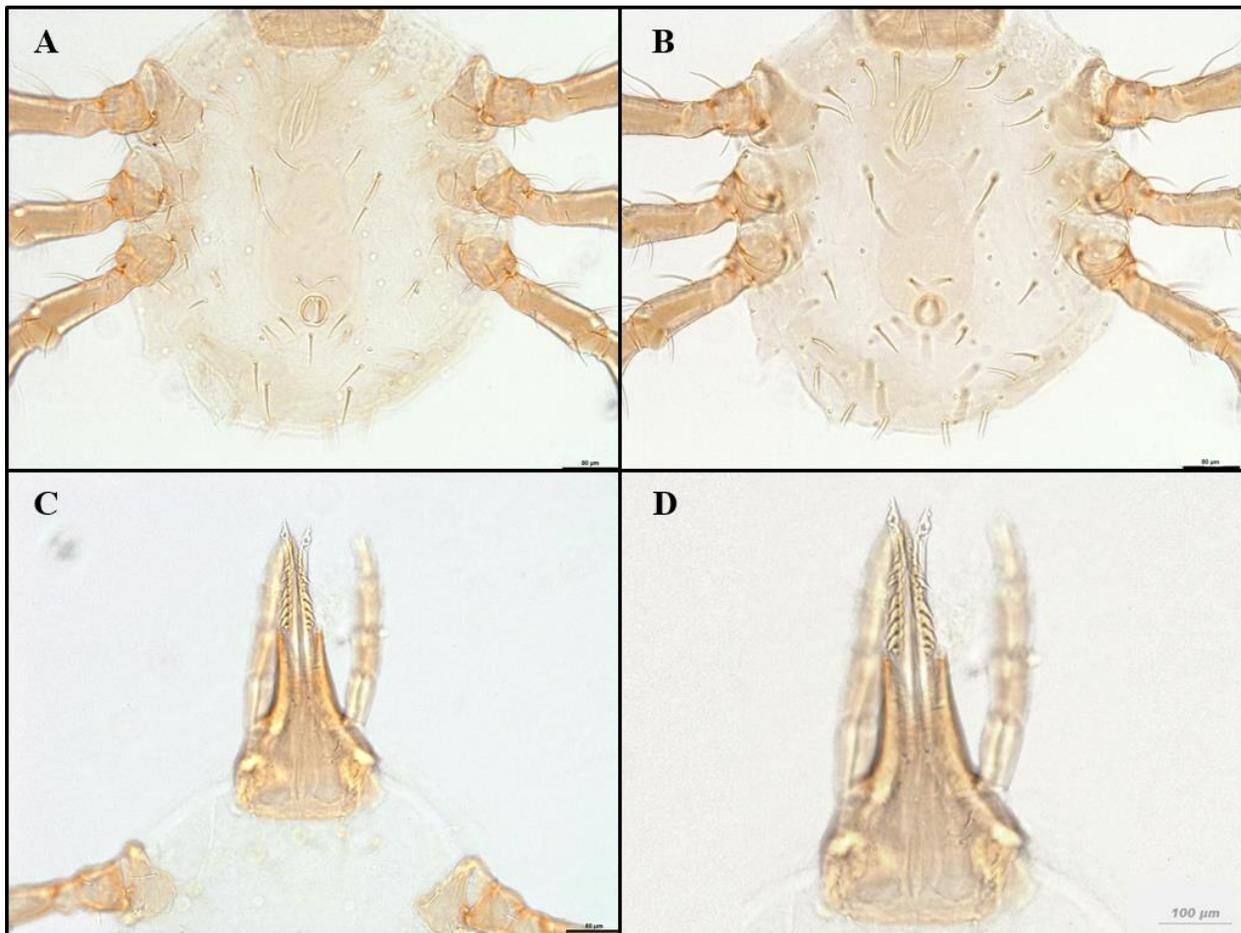


Figura 19. *Ornithodoros dyeri*. Larva. **A.** Vista ventral del idiosoma. **B.** Vista dorsal del idiosoma. **C.** y **D.** Gnatosoma: hipostoma y pedipalpos.



Figura 20. *Ornithodoros dyeri*. Adulto. A. Vista dorsal. B. Vista ventral. C. Abertura genital (♂) D. Abertura genital (♀).

Ornithodoros yumatensis Cooley and Kohls, 1941

Diagnosis: Hembra. Forma del cuerpo ovalada, con los extremos laterales casi paralelos, la parte anterior termina en punta mientras que la parte posterior es redondeada (Figura 21- A y B). Mejillas presentes (Figura 21-E; Figura 22-A), prominencias dorsales en las patas y ojos, ausentes. Órgano de Haller reticulado (Figura 22-F). Espiráculos por detrás de las coxas IV (Figura 22-G). Hipostoma con una pequeña muesca apical y dientes pequeños o débilmente marcados, largos en las filas laterales y progresivamente disminuyen su tamaño (Figura 22-B y C). Patas notablemente largas, las cuales poseen un “mechón” de sedas en la parte posterior del tarso, del IV par de patas (Figura 21-F y G). Abertura genital situada a la altura de las coxas I y con forma de círculo más ancho que largo, dividido por la mitad, marginado en relieve y este margen en la parte anterior es puntiagudo, mientras que en la parte posterior es redondeado (Figura 21-C; Figura 22-E). **Macho.** Morfológicamente igual que la hembra, pero de menor tamaño y con la forma de la placa genital de medio círculo que emerge de una pequeña hendidura, entre las coxas I (Figura 21-D y Figura 22-D). **Ninfa.** Similar a la hembra, pero de menor tamaño (Cooley y Kohls, 1941; Kohls, et al., 1965) (Cuadro 7).

Larvas: Forma del cuerpo ovalada (Figura 20-A), placa media-dorsal con forma piriforme alargada (Figura 20-F). Con 14 pares de sedas dorsales; siete anterolaterales, tres centrales y cuatro posterolaterales. Ventralmente posee ocho sedas más una posteromediana; tres esternales, tres circumanales y una postcoxal. La base del gnatosoma larga y circular en su parte posterior y posee dos sedas posthipostomales (Figura 20-B). El hipostoma tiene forma alargada y cónica, con dentición 3/3 en la parte anterior y 2/2 en la parte posterior; fila 1 con 15-19 dientes, 2 con 16-19 y 3 con 9-12 (Cooley y Kohls, 1941; Cooley y Kohls, 1944) (Figura 20-D) (Cuadro 8).

Huéspedes: Asociadas con murciélagos de la familia Phyllostomidae y sus refugios.

Material examinado: 11N, 10H y 5M, Cueva Chocantes, Tecax, Yucatán, 02.10.15; 3N, 5H y 5M, Cueva cercana a Bal-mil, Homún, Yucatán, 04.10.14; 7N, 11H y 7M, Cueva Kaua, Kaua, Yucatán, 05.10.14. 12L, Cueva del Naranja, Cintalapa, Chiapas, 30.03.14, *ex. Desmodus rotundus* y *Artibeus jamaicensis*; 5L, Cueva del Guano, San Fernando, Chiapas, 02.04.14, *ex. Desmodus rotundus*; 1L, Oquedad 2, Carretera Sta. Elena-Loltun, Yucatan, 01.10.14 *ex. Diphylla ecaudata*; 4L, Cueva el Naranjal, Tekax, Yucatán, 02.10.14, *ex. Artibeus jamaicensis*.

Comentarios taxonómicos: Todos los caracteres referidos en la descripción original de la especie coinciden con los ejemplares recolectados. Para el caso de los adultos fue un poco difícil determinar la especie, puesto que posee muchas características similares a las de la especie *O. brodyi* de tal manera que para determinar que es *O. yumatensis* se compararon caracteres como longitud del idiosoma, de las patas y un “mechón” de sedas en la parte posterior del tarso, del IV par de patas. Para el caso de las larvas, éstas pueden diferenciarse fácilmente por el número de sedas ventrales y dorsales, también la forma y tamaño del hipostoma son muy característicos.

Nuevos registros: Todas las cuevas representan nuevos sitios de colecta para la especie, al igual que los murciélagos de las especies *A. jamaicensis* y *D. ecaudata*.

Cuadro 8. Medidas de ejemplares *Ornithodoros yumatensis* analizados en el presente estudio.

n	Idiosoma		Tarso I	Tarso IV
	Largo	Ancho	Largo	Largo
12 ♀	4.20 ± 0.42 (3.56 – 4.8)	2.30 ± 0.32 (1.84 – 2.85)	0.67 ± 0.1 (0.5 – 0.9)	0.84 ± 0.1 (0.75 – 1.1)
8 ♂	3.26 ± 0.9 (2.4 – 4.7)	1.78 ± 0.6 (1.2 – 2.65)	0.53 ± 0.25 (0.27 – 0.88)	0.68 ± 0.25 (0.39 – 1.04)
7 N	3.18 ± 1.65 (1.94 – 4.75)	1.68 ± 0.7 (1.08 – 2.8)	0.57 ± 0.18 (0.42 – 0.85)	0.75 ± 0.20 (0.55 – 1.05)

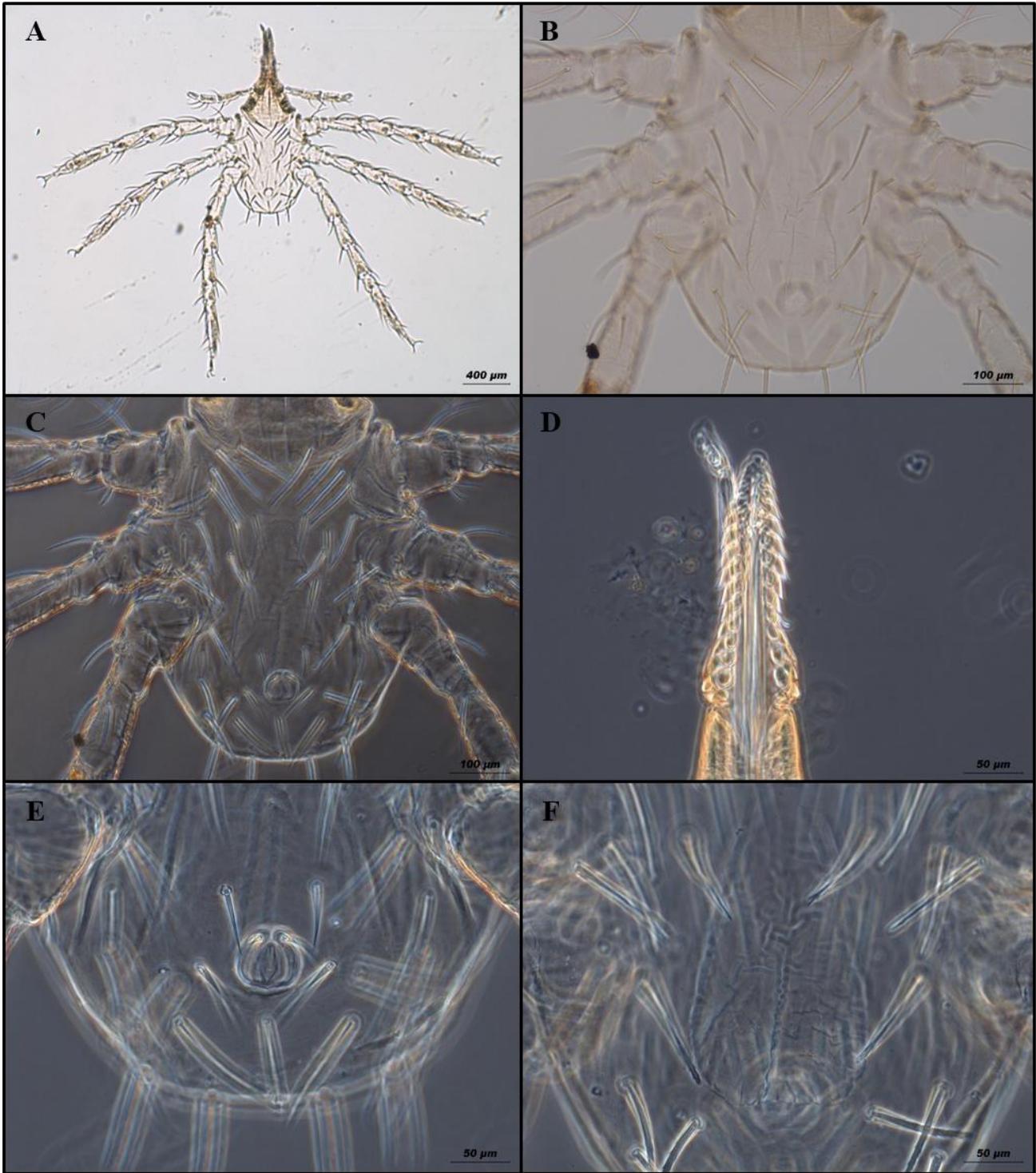


Figura 21. *Ornithodoros yumatensis*. Larva. **A.** Vista dorsal del ejemplar completo. **B.** y **C.** Vista dorsal del idiosoma. **D.** Hipostoma. **E.** Abertura anal y sedas ventrales. **F.** Placa media-dorsal.

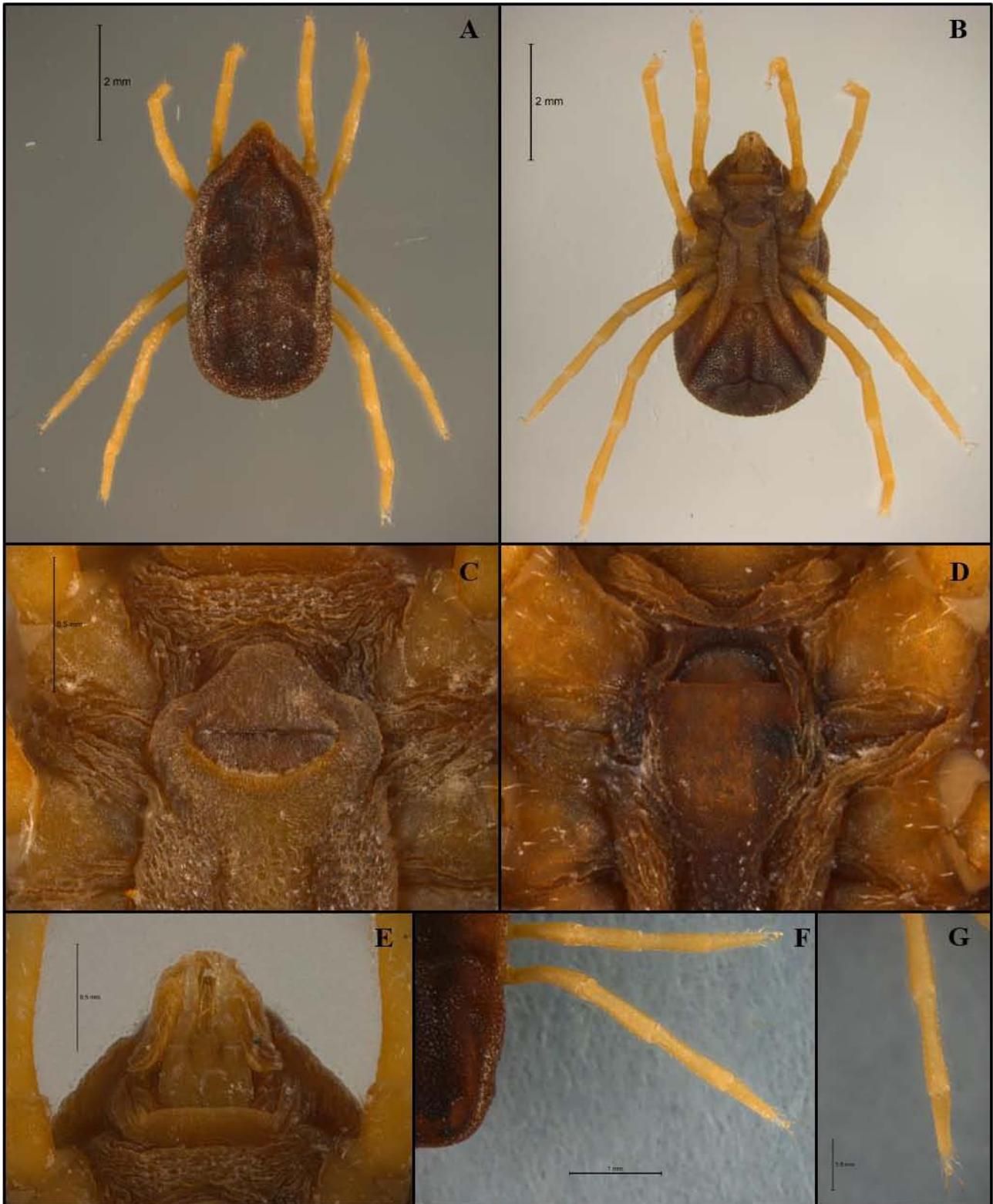


Figura 22. *Ornithodoros yumatensis*. Adulto. **A.** Vista dorsal. **B.** Vista ventral. **C.** Abertura genital (♀) **D.** Abertura genital (♂). **E.** Mejillas y Gnatosoma; hipostoma y pedipalpos. **F.** y **G.** “Mechón” de sedas en el tarso del IV par de patas.

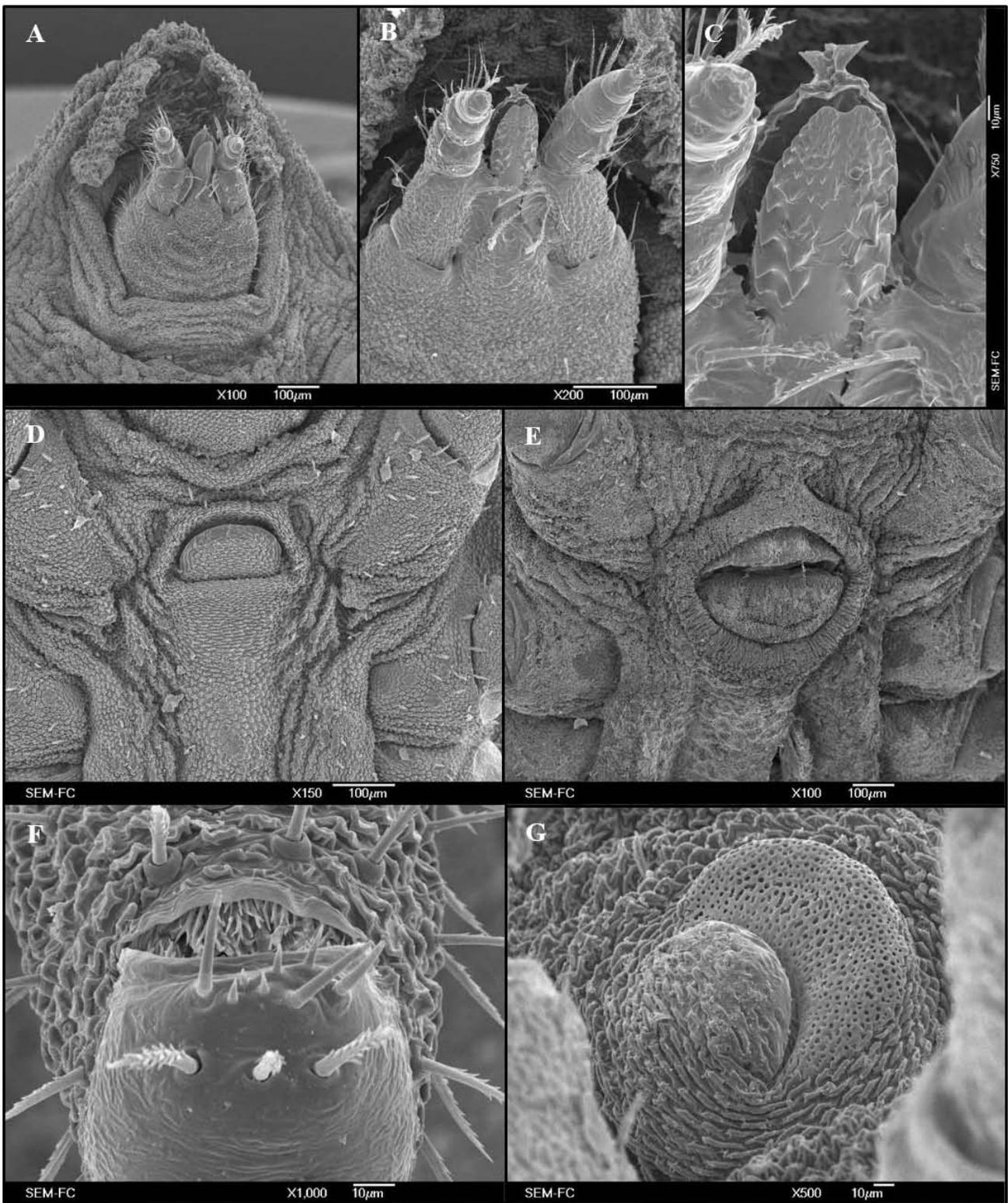


Figura 23. *Ornithodoros yumatensis*. MEB. **A.** Mejillas y gnatosoma; hipostoma y pedipalpos. **B.** Hipostoma y pedipalpos. **C.** Hipostoma. **D.** Abertura genital (♂). **E.** Abertura genital (♀). **F.** Órgano de Haller (reticulado) **G.** Espiráculo.

Cuadro 9. Comparativo de medidas de larvas de *O. azteci*, *O. brodyi*, *O. dyeri* y *O. yumatensis*, analizados en el presente estudio.

Caracteres	<i>O. azteci</i> n=10	<i>O. brodyi</i> n=7	<i>O. dyeri</i> n=12	<i>O. yumatensis</i> n=8
Largo del Idiosoma (a)	1477.45 ± 437.66 (1102.34 – 2186.75)	2148.36 ± 819.55 (1471.01 – 3123.8)	1119.83 ± 208.9 (900.88 – 1425.5)	1783.15 ± 367.54 (1374.94 – 2148.64)
Largo del Idiosoma (b)	1228.51 ± 467.86 (739.72 – 1830.95)	1304.55 ± 634.32 (662.44 – 2286.44)	761.76 ± 160.5 (559.29 – 1099.64)	1199.24 ± 293.28 (770.91 – 1573.64)
Ancho del Idiosoma	862.91 ± 241.61 (631.43 – 1146.67)	1275.42 ± 695.58 (736.92 – 2598.8)	613.50 ± 139.28 (424.79 – 948.04)	874.71 ± 370.06 (146.64 – 1291.73)
Placa dorsal: largo	186.37 ± 11.80 (170.52 – 206.43)	459.28 ± 34.23 (428 – 513.7)	219.72 ± 11.40 (206.34 – 248.63)	309.80 ± 13.25 (295.18 – 331.98)
Placa dorsal: Ancho	143.48 ± 6.59 (137.27 – 156.57)	220.03 ± 19.56 (182.91 – 239.57)	127.35 ± 9.3 (111.17 – 142.2)	162.01 ± 9.07 (148.3 – 176.42)
Sedas dorsales (pares): total	17 – 18	14	14	14
Sedas dorsales (pares): dorsolaterales	14 – 15	10	11	11
Sedas dorsales (pares): centrales	3	4	3	3
Seda dorsal anterolateral: Al₁	113.00 ± 9.16 (97.2 – 126.43)	190.25 ± 13.89 (171.33 – 208.47)	64.27 ± 6.62 (51.12 – 74.06)	112.07 ± 13.29 (82.22 – 127.62)
Seda dorsal anterolateral: Al₂	105.43 ± 7.27 (90.97 – 114.41)	177.90 ± 21.06 (136.35 – 201.34)	63.13 ± 5.72 (55.37 – 73.98)	105.49 ± 12.82 (78.6 – 121.11)
Seda dorsal anterolateral: Al₃	98.04 ± 6.75 (87.39 – 108.67)	179.64 ± 19.64 (149.55 – 208.47)	61.57 ± 5.43 (49.51 – 68.94)	99.74 ± 15.86 (74.33 – 123.87)
Seda dorsal anterolateral: Al₄	100.67 ± 7.21 (92.09 – 110.8)	181.56 ± 21.12 (157.27 – 210.02)	54.21 ± 5.52 (42.95 – 62.88)	97.47 ± 9.54 (85.96 – 110.88)
Seda dorsal anterolateral: Al₅	102.78 ± 6.08 (93.95 – 111.7)	180.15 ± 13.27 (161.96 – 195.65)	53.39 ± 3.03 (46.65 – 57.36)	99.54 ± 9.10 (91.99 – 118.69)
Seda dorsal anterolateral: Al₆	99.37 ± 15.58 (93.69 – 118.98)	174.61 ± 18.53 (154.09 – 198.75)	46.57 ± 5.88 (39.28 – 56.3)	101.28 ± 10.53 (81.8 – 111.8)
Seda dorsal anterolateral: Al₇	98.66 ± 4.38 (93.98 – 106.01)	----	54.80 ± 4.78 (47.56 – 62.59)	100.03 ± 13.74 (82.18 – 120.59)
Seda dorsal posterolateral: Pl₁	83.17 ± 6.5 (71.03 – 91.15)	175.51 ± 17.19 (146.77 – 199.44)	49.15 ± 6.54 (39.33 – 58.14)	91.47 ± 13.02 (67.82 – 115.25)
Seda dorsal posterolateral: Pl₂	80.08 ± 6.25 (68.55 – 90.13)	136.18 ± 13.57 (116.66 – 151.11)	47.66 ± 3.88 (41.63 – 54.27)	87.97 ± 8.11 (78.78 – 99.92)
Seda dorsal posterolateral: Pl₃	82.76 ± 7.14 (73.3 – 94.37)	123.02 ± 18.01 (90.15 – 146.27)	45.84 ± 4.62 (37.72 – 50.95)	81.56 ± 8.70 (71.49 – 95.46)

Caracteres	<i>O. azteci</i> n=10	<i>O. brodyi</i> n=7	<i>O. dyeri</i> n=12	<i>O. yumatensis</i> n=8
Seda dorsal posterolateral: Pl₄	80.60 ± 6.82 (73.48 – 92.44)	116.79 ± 12 (99.75 – 129.9)	43.49 ± 3.35 (37.08 – 49.44)	70.24 ± 8.61 (59.35 – 84.35)
Seda dorsal posterolateral: Pl₅	81.17 ± 5.73 (70.22 – 87.47)	----	----	----
Seda dorsal posterolateral: Pl₆	79.93 ± 5.64 (70.75 – 89.89)	----	----	----
Seda dorsal posterolateral: Pl₇	80.04 ± 4.48 (73.85 – 86.71)	----	----	----
Seda dorsal posterolateral: Pl₈	72.53 ± 7.14 (63.81 – 83.29)	----	----	----
Seda central: C₁	78.74 ± 15.37 (50.03 – 101.37)	150.50 ± 19.22 (129.26 – 185.96)	57.25 ± 6.4 (49.14 – 65.79)	103.93 ± 5.26 (96.65 – 111.96)
Seda central: C₂	75.02 ± 12.32 (53.99 – 90.29)	144.13 ± 26.58 (107.45 – 192.59)	48.45 ± 6.36 (35.43 – 58.73)	100.35 ± 12.70 (81.67 – 122.1)
Seda central: C₃	72.57 ± 11.63 (46.22 – 86.92)	121.40 ± 26.06 (81.61 – 149.26)	47.11 ± 4.6 (39.86 – 56.8)	87.18 ± 10.85 (64.57 – 98.12)
Seda central: C₄	----	107.16 ± 26.11 (84.59 – 159.48)	----	----
Sedas ventrales (pares): total	8	9	9	8
Seda esternal: St₁	62.54 ± 7.8 (50.69 – 72.66)	142.51 ± 9.38 (128.05 – 154.61)	49.58 ± 8.19 (34.54 – 63.01)	73.16 ± 9.69 (60.88 – 86.81)
Seda esternal: St₂	66.15 ± 6.55 (57.82 – 73.05)	150.25 ± 17.31 (125.65 – 173.69)	48.42 ± 5.48 (38.44 – 54.71)	77.51 ± 8.12 (61.47 – 85.5)
Seda esternal: St₃	72.63 ± 6.39 (60.49 – 85.56)	144.34 ± 24.02 (108.19 – 175.61)	46.96 ± 5.64 (36.77 – 54.21)	78.21 ± 15.99 (44.4 – 93.85)
Seda circumanal: Ca₁	59.39 ± 8.68 (43.52 – 72.3)	111.40 ± 22.24 (78.93 – 135.07)	35.05 ± 5.01 (27.45 – 41.12)	59.84 ± 10.58 (44.47 – 79.39)
Seda circumanal: Ca₂	84.54 ± 12.37 (66.65 – 100.03)	159.98 ± 21.95 (136 – 190)	41.40 ± 5.57 (32.33 – 51.15)	87.24 ± 17.99 (71.12 – 123.97)
Seda circumanal: Ca₃	96.31 ± 9.55 (84.07 – 111.63)	168.18 ± 23.23 (142.02 – 208.47)	49.52 ± 9.05 (41.07 – 74.05)	98.16 ± 13.28 (84.18 – 126.37)
Seda circumanal: Ca₄	----	170.19 ± 11.17 (158.48 – 190.53)	48.94 ± 5.17 (38.11 – 55.15)	----
Seda posteromediana: Pm	66.00 ± 6.71 (57.13 – 77.24)	105.10 ± 22.5 (77.07 – 135.44)	36.21 ± 5.86 (26.89 – 43.83)	60.61 ± 15.08 (42.09 – 83.98)
Seda postcoxal: Pc	54.53 ± 10.11 (40.56 – 73.34)	97.31 ± 25.86 (74.45 – 133.88)	32.10 ± 5.31 (26.05 – 43.52)	57.33 ± 12.90 (43.26 – 83.96)
Largo de la base del gnatosoma (c)	232.54 ± 12.76 (211.42 – 255.45)	385.62 ± 48.44 (343.48 – 490.58)	73.19 ± 4.34 (66.97 – 81.92)	270.14 ± 7.29 (259.62 – 283.74)

Caracteres	<i>O. azteci</i> n=10	<i>O. brodyi</i> n=7	<i>O. dyeri</i> n=12	<i>O. yumatensis</i> n=8
Largo de la base del gnatosoma (d)	294.08 ± 13.29 (273.32 – 311.57)	462.76 ± 36.79 (401 – 504.72)	270 ± 16.16 (229.8 – 293.66)	368.37 ± 11.78 (352.6 – 384.69)
Largo de la base del gnatosoma (e)	428.76 ± 19.71 (400.65 – 457.84)	816.98 ± 29.92 (784.14 – 857.42)	404.22 ± 14.6 (384.96 – 425.76)	588.41 ± 14.95 (574.29 – 608.91)
Ancho de la base del gnatosoma	318.32 ± 17.56 (286.47 – 344.43)	428.05 ± 7.65 (414.36 – 435.11)	198.01 ± 8.38 (180.47 – 211.64)	305.23 ± 15.52 (281.13 – 322)
Seda posthipostomal: Ph₁	13.24 ± 1.61 (11.01 – 14.75)	14.50 ± 1.59 (13.52 – 16.34)	----	----
Seda posthipostomal: Ph₂	27.75 ± 7.68 (21.84 – 41.17)	22.83 ± 5.94 (16.1 – 30.68)	21.67 ± 14.95 (10.75 – 54.04)	23.13 ± 5.61 (18.46 – 29.35)
Distancia entre Ph₁	43.58 ± 3.16 (37.9 – 48.56)	31.58 ± 5.36 (23.56 – 40.98)	18.87 ± 3.07 (12.92 – 22.85)	27.60 ± 3.15 (22.57 – 31.96)
Distancia entre Ph₂	130.35 ± 6.84 (115.77 – 137.28)	104.25 ± 7.48 (96.94 – 116.66)	85.51 ± 4.94 (76.4 – 92.62)	92.81 ± 7.72 (80.56 – 104.77)
Largo del palpo	303.39 ± 13.46 (282.71 – 323.74)	541.99 ± 19.12 (517.21 – 576.22)	278.51 ± 8.73 (267.08 – 291.91)	391.96 ± 12.76 (362.78 – 406.31)
Largo del artejo I	83.25 ± 5.61 (77.58 – 92.86)	159.40 ± 9.17 (144.08 – 171.47)	79.85 ± 5.89 (67.18 – 88.45)	103.60 ± 6.75 (92.46 – 114.74)
Largo del artejo II	82.30 ± 6.37 (66.97 – 90.38)	161.95 ± 5.55 (156.68 – 169.7)	77.70 ± 7.9 (64.83 – 89.67)	118.71 ± 8.54 (105.42 – 127.35)
Largo del artejo III	94.29 ± 8.08 (77.12 – 105.45)	124.10 ± 7.11 (112.98 – 132.78)	76.69 ± 2.62 (73.58 – 80.12)	100.16 ± 5.11 (92.65 – 105.45)
Largo del artejo IV	46.89 ± 4.89 (40.56 – 55.56)	98.22 ± 7.54 (89.62 – 107.73)	49.25 ± 3.92 (43.85 – 54.76)	69.01 ± 4.51 (64.64 – 76.46)
Ancho del artejo I	51.12 ± 4.36 (44.58 – 57.54)	55.95 ± 10.15 (39.26 – 69.61)	32.53 ± 2.17 (28.73 – 36.78)	42.08 ± 7.02 (31.96 – 52.33)
Ancho del artejo II	53.26 ± 3.01 (49.84 – 58.97)	62.76 ± 3.44 (57.37 – 67.22)	33.70 ± 1.98 (30.52 – 38.27)	47.34 ± 5.54 (38.7 – 55.26)
Ancho del artejo III	51.69 ± 2.31 (48.02 – 54.92)	56.50 ± 3.23 (51.5 – 59.52)	32.38 ± 1.35 (30.64 – 34.87)	42.48 ± 2.46 (39.06 – 45.95)
Ancho del artejo IV	26.01 ± 2.55 (23.88 – 29.81)	35.29 ± 3.57 (29.08 – 38.59)	18.21 ± 1.5 (15.85 – 22.08)	24.25 ± 2.82 (18.09 – 26.78)
Sedas del artejo I del palpo	0	0	0	0
Sedas del artejo II del palpo	4	4	4	4
Sedas del artejo III del palpo	5	5	5	5

Caracteres	<i>O. azteci</i> n=10	<i>O. brodyi</i> n=7	<i>O. dyeri</i> n=12	<i>O. yumatensis</i> n=8
Sedas del artejo IV del palpo	8	9	9	9
Hipostoma: largo (f)	206.24 ± 7.53 (193.4 – 215.22)	447.57 ± 30.75 (406.59 – 478.59)	311.22 ± 16.84 (286.34 – 321.98)	301.94 ± 39.99 (232.79 – 333.82)
Hipostoma: largo (g)	150.70 ± 5.65 (144.3 – 161.92)	337.73 ± 10.99 (326.12 – 352.64)	127.57 ± 7.12 (119.95 – 137.48)	245.41 ± 50.42 (212.83 – 334.27)
Hipostoma: ancho de la porción media	46.31 ± 7.13 (40.61 – 55.93)	77.49 ± 12.5 (57.9 – 90.41)	41.50 ± 3.03 (37.42 – 44.75)	55.71 ± 4.9 (52.13 – 64.11)
Hipostoma: ancho de la porción basal	92.53 ± 9.52 (70.68 – 101.64)	127.36 ± 18.41 (98.14 – 142.71)	47.57 ± 5.97 (40.27 – 54.54)	90.06 ± 27.48 (36.75 – 115.1)
Formula dental: apical	“4/4”	“3/3”	“3/3”	“3/3”
Formula dental: media	“2/2”	“2/2”	“2/2”	“2/2”
Formula dental: basal	“2/2”	“2/2”	“2/2”	“2/2”
Dientes hipostomales de la fila 1	12 – 14	22 – 24	15	15 – 19
Dientes hipostomales de la fila 2	12 – 15	21 – 22	13	16 – 19
Dientes hipostomales de la fila 3	5 – 6	12 – 14	9	9 – 12
Dientes hipostomales de la fila 4	2 – 5	----	----	----
Tarso I: largo	386.11 ± 11.75 (368.12 – 405.03)	505.68 ± 30.79 (474.53 – 567.05)	197.52 ± 22.86 (151.72 – 225.68)	350.29 ± 12.74 (335.18 – 373.7)
Tarso I: ancho	92.37 ± 5.81 (84.51 – 104.59)	105.43 ± 7.22 (95.08 – 113.94)	54.61 ± 2.62 (49.7 – 57.9)	76.36 ± 5.40 (67.76 – 85.85)

(a) Incluyendo gnatosoma (capítulo). (b) Excluyendo el gnatosoma (c) Largo de la base del gnatosoma hasta Ph1 (d) Largo de la base del gnatosoma hasta la inserción del hipostoma (e) Largo de la base del gnatosoma hasta el final del hipostoma (f) Medido desde Ph1 (g) Medido desde la inserción del hipostoma.

Identificación molecular de las especies de argásidos recolectadas.

Se obtuvieron 16 secuencias para realizar el análisis de diferenciación de especies, utilizando el gen Citocromo Oxidasa subunidad I (COI), de las cinco especies de argásidos identificadas por medio del análisis de caracteres morfológicos.

Utilizando el análisis de BLAST (Basic Local Alignment Search Tool, National Center for Biotechnology Information), se obtuvieron los rangos de similitud entre especies y con cualquier otra secuencia de argásidos disponible en GenBank (Cuadro 10).

Cuadro 10. Porcentaje de similitud entre las secuencias obtenidas, utilizando el análisis de BLAST.

Especie	No. de secuencias por especie estudiadas	Porcentaje de similitud entre las especies	Rango de similitud con otras secuencias de Gen Bank (%)
<i>A. mexicanus</i>	2	95	≤98*
<i>O. azteci</i>	3	99	≤78
<i>O. brodyi</i>	4	95-99	≤85
<i>O. dyeri</i>	2	98	≤82
<i>O. yumatensis</i>	5	88-99	≤84

*Comparación de las secuencias obtenidas vs. una secuencia de la misma especie obtenida de GenBank.

Por otro lado las 16 secuencias obtenidas, fueron alineadas junto con otras dos, obtenidas del GenBank, las cuales pertenecen a los mismos géneros referidos en este estudio (*Ornithodoros* y *Antricola*) (Cuadro 11).

Cuadro 41. Secuencias de GenBank utilizadas para el análisis molecular.

Especie	País/Estado	No. de acceso al GenBank
<i>Antricola mexicanus</i>	México/Yucatán	KC769591
<i>Ornithodoros porcinus</i>	Tanzania	AB105451

Finalmente el alineamiento se conformó por 18 secuencias con una longitud de 360 pb. Estas secuencias en consenso presentaron 225 sitios conservados, 135 sitios variables y 116 sitios filogenéticamente informativos (Apéndice C). Las frecuencias de composición nucleotídica quedaron conformadas de la siguiente manera: (A) 31.1%, (T/U) 34.6%, C 18.4% y (G) 15.9%. Y el valor de sesgo de transición/transversión (*R*) fue de 1.33.

A partir del alineamiento generado, se realizó un análisis de distancias genéticas, utilizando el modelo de Kimura 2 parámetros. En la cual se presenta el porcentaje de similitud genética entre las secuencias de las especies de argásidos estudiadas y las de referencia, las cuales muestran un intervalo de similitud que va desde 69.63 a 100%, el valor máximo obtenido corresponde a las tres secuencias de *O. azteci* recolectadas en cuevas de tres localidades distintas (C. Kaua, y Oquedad 2, Yucatán y C. Cerro Hueco, Chiapas), mientras que el valor mínimo de similitud fue obtenido al comparar a *O. azteci* y *O. porcinus* (Cuadro 12).

Cuadro 12. Matriz de similitud genética, obtenida con el modelo de Kimura de 2 parámetros (MEGA 6).

Taxón	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17
1 <i>A. mexicanus</i>																	
2 <i>A. mexicanus</i>	95.06																
3 <i>A. mexicanus</i>	97.72	93.83															
4 <i>O. azteci</i>	74.65	72.21	72.14														
5 <i>O. azteci</i>	74.65	72.21	72.14	100													
6 <i>O. azteci</i>	74.65	72.21	72.14	100	100												
7 <i>O. brodyi</i>	82.05	81.30	79.82	73.19	73.19	73.19											
8 <i>O. brodyi</i>	80.36	79.61	78.47	71.81	71.81	71.81	96.86										
9 <i>O. brodyi</i>	81.79	81.42	79.55	73.76	73.76	73.76	99.72	96.59									
10 <i>O. brodyi</i>	81.42	81.79	79.93	73.34	73.34	73.34	99.43	96.29	99.72								
11 <i>O. dyeri</i>	83.87	83.51	80.94	74.31	74.31	74.31	83.35	80.64	83.06	82.69							
12 <i>O. dyeri</i>	83.53	83.17	80.59	75.54	75.54	75.54	82.64	80.24	82.35	81.98	98.02						
13 <i>O. yumatensis</i>	83.25	82.18	81.82	75.41	75.41	75.41	90.75	87.61	90.82	90.49	82.10	81.75					
14 <i>O. yumatensis</i>	83.25	82.54	81.82	75.81	75.81	75.81	90.43	87.94	90.79	90.47	82.47	81.75	99.16				
15 <i>O. yumatensis</i>	83.60	82.54	81.45	75.81	75.81	75.81	90.75	88.28	91.12	90.79	82.47	81.75	98.31	99.16			
16 <i>O. yumatensis</i>	82.54	81.83	80.36	75.03	75.03	75.03	90.44	87.29	90.81	90.48	81.75	81.03	98.59	98.87	98.59		
17 <i>O. yumatensis</i>	82.89	82.18	81.45	75.41	75.41	75.41	90.75	87.61	91.12	90.79	82.10	81.38	99.44	99.72	98.87	99.16	
18 <i>O. porcinus</i>	79.52	78.30	80.28	69.63	69.63	69.63	82.68	80.31	82.43	82.06	78.00	77.24	81.73	82.43	81.31	81.34	82.06

1) *A. mexicanus* (♀), C. Calcehtok, Yuc.; 2) *A. mexicanus* (♀), C. de las Sardinas, Tab.; 3) *A. mexicanus*, Gen bank (KC769591), Yuc.; 4) *O. azteci* (♀), C. Kaua, Yuc.; 5) *O. azteci* (♀), Oquedad 2, Yuc.; 6) *O. azteci* (L), C. Cerro Hueco, Chis.; 7) *O. brodyi* (♀), C. del Guano, Chis.; 8) *O. brodyi* (♀), C. del Zereque, Q. Roo.; 9) *O. brodyi* (L), C. del Naranja, Chis.; 10) *O. brodyi* (♂), C. Agua Blanca, Tab.; 11) *O. dyeri* (♀), Oquedad 2, Yuc.; 12) *O. dyeri* (L), Oquedad 1, Yuc.; 13) *O. yumatensis* (♀), C. Chocantes, Yuc.; 14) *O. yumatensis* (♀), C. Kaua, Yuc.; 15) *O. yumatensis* (L), C. del Naranja, Chis.; 16) *O. yumatensis* (L), C. el Naranjal, Yuc.; 17) *O. yumatensis* (♂), C. cercana a Bal-mil, Yuc.; 17) *O. porcinus*, Gen bank (AB105451), Tanzania.

Los valores de distancias intraespecíficas más pequeños se registraron entre las secuencias de *O. azteci* (con un valor de 0), por el contrario, las distancias más grandes se registraron entre las secuencias de *A. mexicanus* (6.168). Por otro lado, la mayor distancia interespecífica se registró entre las secuencias de *O. azteci* y *O. porcinus* (30.365) y las distancias interespecíficas menores se registraron entre las secuencias de *O. brodyi* y *O. yumatensis* (8.880) (Cuadro 13).

Cuadro 13. Matriz de intervalos de distancias genéticas intra e interespecíficas de las secuencias de argásidos recolectados y los de referencia.

Especies	<i>A. mexicanus</i>	<i>O. azteci</i>	<i>O. brodyi</i>	<i>O. dyeri</i>	<i>O. yumatensis</i>
<i>A. mexicanus</i>	2.273 6.168				
<i>O. azteci</i>	25.347 27.858	0			
<i>O. brodyi</i>	17.942 21.527	26.235 28.182	0.279 3.701		
<i>O. dyeri</i>	16.126 19.408	24.460 25.681	16.649 19.760	1.978	
<i>O. yumatensis</i>	16.399 19.633	24.185 24.967	8.880 12.384	17.530 18.962	0.279 1.405
<i>O. porcinus</i>	19.711 21.699	30.365	17.314 19.688	21.997 22.758	17.570 18.681

Con base en la matriz de distancias genéticas obtenida, se realizó la construcción del dendograma mediante el método de Neighbor-Joining (con un Bootstrap de 1000 repeticiones y utilizando como grupo externo la secuencia de *O. porcinus* tomada de Gen bank); en este se pudieron identificar dos grandes grupos, el primero conformado por *O. brodyi* y otro por *O. yumatensis*, y el segundo, por tres subgrupos, en los que se incluyó a *O. dyeri*, *A. mexicanus* y *O. azteci*. En total estos cinco subgrupos (soportados por valores de Bootstrap de 100), corresponden a las cinco especies de garrapatas identificadas morfológicamente: *O. yumatensis*, *O. brodyi*, *O. dyeri*, *A. mexicanus* y *O. azteci* (Figura 24).

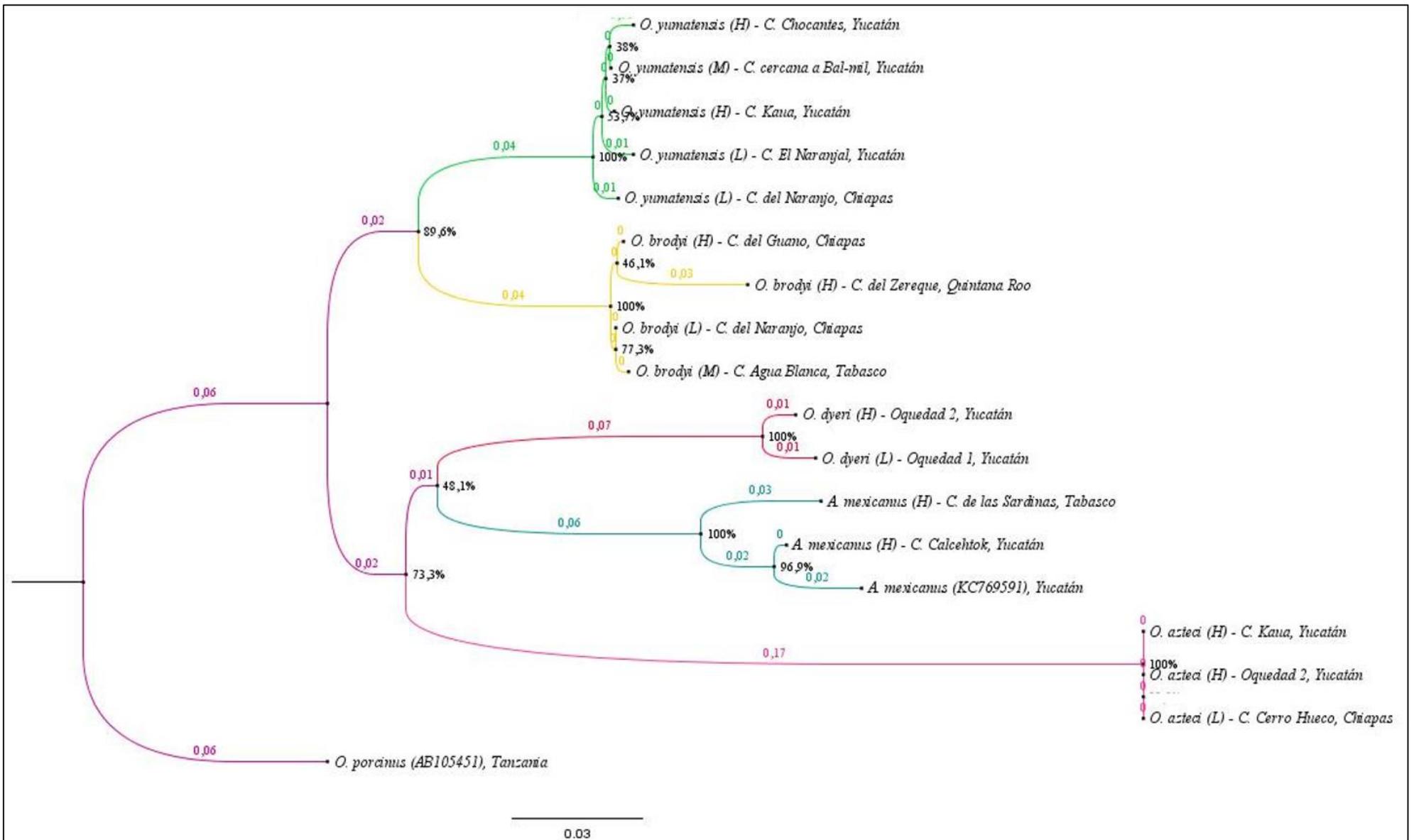


Figura 24. Dendrograma del análisis de distancias genéticas, obtenido mediante el método de Neighbor-Joining. Los números por encima de cada rama representan las distancias genéticas, mientras que el número de cada nodo (%), representa el valor de Bootstrap de cada rama.

Distribución geográfica.

De las aproximadamente 200 especies de argásidos registradas en el mundo (Nava et al., 2009; Guglielmone et al., 2010; Burger et al., 2014, Venzal et al., 2015) sólo 32 han sido registradas en México. Sin embargo, esto podría ser consecuencia de la poca investigación que se ha realizado sobre este grupo en particular en nuestro país.

De las especies registradas en este estudio, solo *O. azteci* presenta una distribución Neotropical, mientras que para *A. mexicanus*, *O. brodyi*, *O. dyeri* y *O. yumatensis*, la distribución conocida incluye la región Neártica y la Neotropical (Kohls, et al., 1965; Guglielmone et al., 2003).

Antricola mexicanus, fue una de las especies que tuvo la distribución más reducida, al ser registrada únicamente en una cueva del estado de Chiapas (Figura 25). En México, se ha referido viviendo en guano de murciélagos, entre los que se encuentra la especie *Mormoops megalophylla*, de Campeche, Guerrero, Tabasco y Yucatán. También se registró en Campeche, asociada con *Pteronotus davyi* y en cuevas de Guerrero, Chihuahua, San Luis Potosí y Tabasco (Hoffmann, 1959; Hoffmann y López-Campos, 2000; Hoffmann et al., 2004) (Cuadro 1), así como en cuevas de otros países como Guatemala, Panamá, Colombia y Trinidad (Kohls, et al., 1965).

Ornithodoros azteci se encontró en seis cuevas de dos estados (Chiapas y Yucatán) (Figura 25); en México anteriormente se había registrado en una cueva del estado de Morelos, asociada con murciélagos de la especie *Desmodus rotundus*, y en Quintana Roo y Yucatán asociada con *Artibeus jamaicensis* (Hoffmann y López-Campos, 2000; Hoffmann et al., 2004) (Cuadro 1). También ha sido citada en países como Panamá, Venezuela, Cuba, Jamaica, Trinidad y Colombia (Matheson, 1935; Cooley y Kohls, 1944; Kohls, et al., 1965).

Ornithodoros brodyi, representó la especie más ampliamente distribuida habiéndose recolectado en seis cuevas de los cuatro estados estudiados (Chiapas, Tabasco, Quintana Roo y Yucatán) (Figura 25); en México se ha registrado también en Jalisco asociada con *Pteronotus parnelli* y en Quintana Roo parasitando a *Artibeus jamaicensis*, *Chrotopterus auritus* y *Myotis nigricans* (Hoffmann y López-Campos, 2000). Adicionalmente se ha encontrado en países como Panamá, Guatemala, Cuba, Venezuela, Colombia y República Dominicana (Matheson, 1935; Cooley y Kohls, 1944; Kohls, et al., 1965).

Ornithodoros dyeri, es otra especie con distribución reducida, ya que solo se encontró en tres cuevas del estado de Yucatán (Figura 25). Aunque anteriormente esta especie ya había sido registrada en una cueva de dicho estado, además de otras cuevas de los estados de Colima, San Luis Potosí, Chiapas y Nuevo León, asociada con murciélagos de las especies *Pizonyx vivesi* en Baja California, *Balantiopteryx plicata* en Oaxaca y con *Trachops cirrhosus* en Quintana Roo (Hoffmann y López-Campos, 2000; Hoffmann et al., 2004) (Cuadro 1); además de otros países como Estados Unidos de América y El Salvador (Cooley y Kohls, 1940; Cooley y Kohls, 1944; Kohls, et al., 1965).

Finalmente, *Ornithodoros yumatensis* fue encontrada en siete cuevas de dos de los cuatro estados de colecta (Chiapas y Yucatán) (Figura 25), ejemplares de esta especie ya habían sido registrados en cuevas de dichos estados, en Chiapas asociada con *Desmodus rotundus*, en Yucatán y Sinaloa con *Artibeus literatus*, además de los estados de Guerrero y Tamaulipas (Hoffmann y López-Campos, 2000; Hoffmann et al., 2004; CNAC) (Cuadro 1). Su distribución incluye también otros países como Estados Unidos de América, Colombia, Nicaragua y Venezuela (Cooley y Kohls, 1941; Cooley y Kohls, 1944; Kohls, et al., 1965).

Todas las especies especies citadas en este estudio ya habían sido previamente registradas en México (Cuadro 1; Figura 6), a pesar de esto, todos los sitios de colecta representan nuevos registros de localidad para las cinco especies recolectadas.

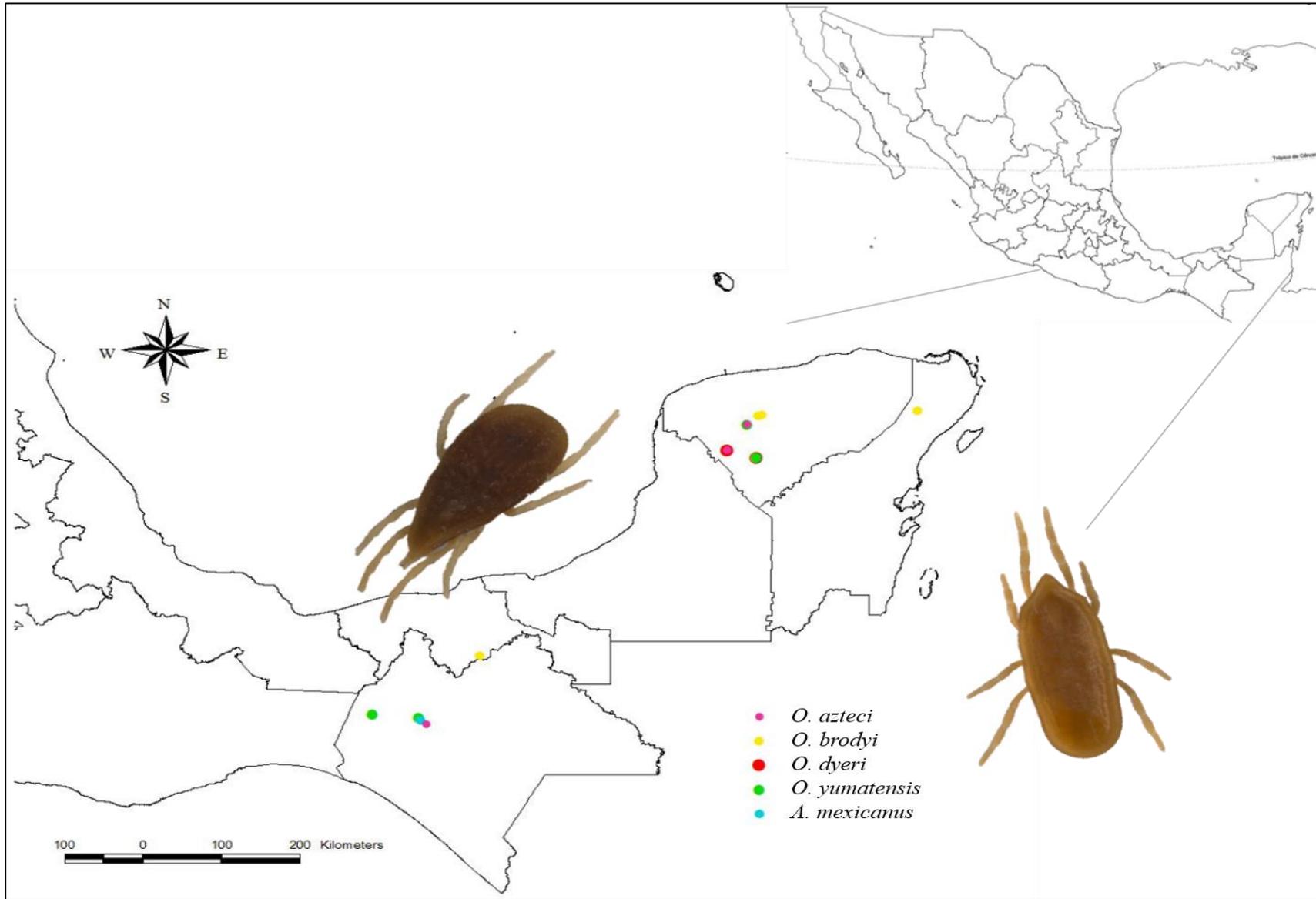


Figura 25. Mapa de distribución de argásidos recolectados en cuevas del sur de México.

DISCUSIÓN

El conocimiento de argásidos en México está aún lejos de completarse, hasta el momento solo se han registrado 32 especies, lo que representa un 3.6% del total conocido. En cuanto a argásidos registrados en cuevas solo doce especies, pertenecientes a tres géneros (*Antricola*, *Ornithodoros* y *Nothoaspis*), han sido referidas en cuevas de 14 estados de la República Mexicana (Cuadro 1), en asociación con 19 especies de murciélagos (Hoffmann et al., 2004; Whitaker y Morales-Malacara, 2005). En este contexto, el presente estudio contribuye con información morfológica, molecular y de distribución geográfica para cinco especies de argásidos habitantes de cuevas.

La incorporación en éste estudio de ejemplares de distintos estados de desarrollo (larvas, ninfas y adultos), llevó en primer lugar a tratar de identificarlos morfológicamente, partiendo en la mayoría de los casos de las larvas, ya que la taxonomía del grupo está basada principalmente en este estado de desarrollo, además de que los caracteres larvales han sido profundamente analizados buscando patrones más coherentes para el arreglo sistemático de Argasidae (Estrada-Peña et al., 2010). Sin embargo, la identificación de las ninfas y los adultos para algunas especies fue complicada, debido a que los caracteres morfológicos no resultan tan evidentes como se mencionan en las descripciones originales; un ejemplo son las especies *O. brodyi* y *O. yumatensis*, las cuales según Cooley y Kohls (1944), se distinguen principalmente por presencia o ausencia de una muesca en el hipostoma; este carácter no es lo suficientemente discriminatorio para diferenciar a ambos taxones. Considerando en este caso en particular la similitud que guardan ambas especies, la identificación morfológica de las larvas como primer paso y posteriormente el análisis molecular de larvas, ninfas y adultos, nos arrojó información importante, al formarse dos grupos, uno en el que se incluía la larva de *O. brodyi* y otro por la larva de *O. yumatensis*. Esta información dio la pauta para saber que se tenían ninfas y adultos de las dos especies, a partir de lo cual se pudo regresar a la parte morfológica para buscar nuevos caracteres que ayudarán en su diferenciación. La observación comparativa de ejemplares de ambas especies, permitió el reconocimiento de caracteres, e inclusive de nuevas características morfológicas, que nos ayudaron a su diferenciación, tales como el tamaño y número de sedas en la porción distal de los tarsos II-IV.

Debido a que la diferenciación morfológica entre las especies puede ser un tema controversial, sobre todo en aquellos casos en los que la variación morfológica puede confundir la taxonomía de un grupo o cuando los caracteres morfológicos están tan conservados, que los linajes

independientes no pueden diferenciarse, como es el caso de *O. brodyi* y *O. yumatensis*, en estos casos, las secuencias de ADN proveen una fuente independiente de información para diferenciar linajes, por lo que la caracterización molecular se ha convertido en una técnica común para discernir entre especies o poblaciones de organismos morfológicamente similares. En el presente trabajo se recurrió a la búsqueda de nuevos caracteres de adultos y ninfas, para que junto con la evidencia morfológica de las larvas, así como de la información molecular, (la cual ha demostrado que el estudio taxonómico de este grupo de ácaros, así como el de otros taxones de invertebrados altamente diversos y poco estudiados, puede verse enormemente favorecido con el empleo de marcadores moleculares para la determinación de especies (Hebert et al., 2003), se pudieran “empatar” las identificaciones y con esto proporcionar soporte y congruencia tanto al análisis molecular como al morfológico, obteniendo por lo tanto resultados más robustos.

Las identificaciones morfológicas realizadas, se pudieron corroborar molecularmente a través del uso del gen COI, lo cual permitió reconocer su importancia como un marcador eficaz en la identificación específica, para este grupo de garrapatas en particular; para este taxón se han utilizado una variedad de marcadores moleculares para tratar de esclarecer diversas preguntas a distintos niveles taxonómicos, siendo de los más empleados los genes mitocondriales y nucleares para resolver problemas a niveles supraespecíficos (Burger, et al., 2014; Nava et al., 2009; Estrada-Peña et al., 2010) y los genes mitocondriales para evidenciar relaciones a nivel específico (Jizhou et al., 2014; Zhang y Zhang, 2014). Particularmente para Ixodida, estudios con el gen mitocondrial COI, han resultado en valores de distancias genéticas entre las secuencias inter-específicas que van del 8 al 25%, mientras que las intra-específicas van del 0 al 14.5% (Jizhou et al., 2014). En el presente estudio los valores que registramos de distancias inter-específicas van del 8 al 30%, encontrándose valores muy cercanos al rango de lo registrado anteriormente para garrapatas, mientras que para las distancias intra-específicas los valores son más pequeños (0 entre *O. azteci*; 0.279-3.701 entre *O. brodyi*; 1.978 entre *O. dyeri*; 0.279-1.405 entre *O. yumatensis*), siendo el intervalo de distancias entre secuencias de *A. mexicanus* las que registra la mayor distancia (2.273-6.168) con respecto al resto de las especies, incluso más pequeñas que lo referido anteriormente en el trabajo de Jizhou et al., (2014) (Cuadro 13). Consideramos necesario resaltar la importancia que tiene integrar toda la información, de tal forma que la identificación de las especies basada en caracteres morfológicos, y soportado con caracteres moleculares, provean un mejor reconocimiento de los taxones que conforman la familia Argasidae.

Aunado a lo anterior, resulta importante el haber obtenido nuevas secuencias con el gen COI, las cuales son las primeras que se tienen para las especies estudiadas del género *Ornithodoros*.

En cuanto a la biología de las especies de garrapatas estudiadas, se tiene, que solo *A. mexicanus* fue recolectada en guano, en una cueva habitada por murciélagos mormópidos y con temperatura de 36°C y humedad relativa del 74%, lo anterior ha sido previamente señalado por otros autores (Labruna et al., 2008; Hoffman y López-Campos, 2000; De la Cruz, 1973), los cuales refieren estos mismos factores como importantes para la presencia de esta especie.

El resto de las especies tanto adultos como ninfas fueron encontradas en oquedades de las paredes de las cuevas visitadas, en sitios cercanos en donde se localizaron poblaciones de murciélagos y en lugares relativamente más húmedos (observación personal), con temperaturas que oscilaron entre 20 y 30°C, y humedad relativa superior al 78%. En relación a los huéspedes se registró a *A. jamaicensis* como la especie de murciélago con mayor riqueza de argásidos, al estar parasitada por tres especies de argásidos (*O. azteci*, *O. brodyi* y *O. yumatensis*), la asociación con *O. azteci* y con *O. brodyi* (Whitaker y Morales-Malacara, 2005) ya había sido previamente registrada pero no con *O. yumatensis*. Para el caso de los murciélagos de la especie *Desmodus rotundus* se conocía la asociación con *O. azteci* y con *O. yumatensis*, siendo *O. brodyi* registrada por primera vez en dicho huésped. Del total de especies recolectadas y considerando los registros previos podemos referir cinco especies de murciélagos, de dos familias: Emballonuridae (*Peropteryx macrotis*) y Phyllostomidae (*Mimon cozumelae*, *Diphylla ecaudata*, *Glossophaga soricina* y *Carollia sowelli*), como nuevos registros de huéspedes para las especies estudiadas, contribuyendo de esta forma al conocimiento de la relación huésped-parásito.

Respecto a la distribución geográfica de las especies de argásidos recolectadas, la especie más ampliamente distribuida fue *O. brodyi* siendo registrada en cuatro estados (Chiapas, Tabasco, Quintana Roo y Yucatán), seguida por *O. azteci* y *O. yumatensis* especies que fueron encontradas en dos de los cuatro estados de colecta (Chiapas y Yucatán), mientras que las especies con las distribuciones más reducidas fueron *O. dyeri* y *A. mexicanus* registradas en Yucatán y Chiapas, respectivamente (Figura 25). Aunque las especies estudiadas ya habían sido previamente registradas para el país, todos los sitios de colecta representan nuevos registros de localidad para las especies estudiadas. Aunque para algunas especies no se tiene el registro exacto de la cueva y únicamente se cuenta con el estado en el que se realizó la colecta, se sabe que la especie más distribuida en el país es *O. dyeri* contando con registro en 14 estados de la República mexicana,

seguido por *A. mexicanus* en siete estados, *O. azteci* en seis, *O. yumatensis* en cinco y finalmente *O. brodyi* la cual ha sido referida únicamente en tres estados (Hoffmann, 1962; Hoffmann y López-Campos, 2000; Hoffmann, et al., 2004).

A una mayor escala, a excepción de *O. azteci* la cual solo ha sido referida para la región neotropical, el resto de las especies tienen una distribución neártica y neotropical, Guglielmone et al. (2003) citan a *O. brodyi* en siete países (Panamá, Guatemala, Colombia, Cuba, Venezuela, República Dominicana y México), al igual que *O. azteci* (Panamá, Venezuela, Cuba, Jamaica, Trinidad, Colombia y México), mientras que *O. yumatensis* se registró en cinco (Estados Unidos de América, Colombia, Nicaragua, Venezuela y México), al igual que *A. mexicanus* (Guatemala, Panamá, Colombia, Trinidad y México) y finalmente *O. dyeri* cuenta con registro únicamente en tres países (Estados Unidos de América, El Salvador y México).

La determinación taxonómica de las especies de argásidos resulta importante, ya que son un componente más de diversidad biológica, y poco se sabe de este grupo en particular, específicamente de aquellas especies asociadas con murciélagos y que habitan en cuevas. Las garrapatas son potenciales vectores de microorganismos causantes de enfermedades, siendo este grupo el segundo más importante después de los insectos debido a sus hábitos hematófagos (Guglielmone et al., 2010). Considerando que muchas de las especies de argásidos están asociadas con quirópteros, surge la necesidad de conocer más sobre este grupo, ya que los murciélagos realizan importantes servicios en los ecosistemas, tales como el control de los insectos, y polinización de plantas y árboles que sirven de alimento a muchos seres vivos, entre los que se incluye el hombre.

Aún estamos lejos de conocer el número total de especies de argásidos que habitan en México, debido a que muchas áreas no han sido exploradas y muchos huéspedes (murciélagos en particular) no han sido estudiados, tomando en cuenta que los murciélagos constituyen el segundo grupo de mamíferos más abundante en México y en el mundo. Es solo a través de estudios sistemáticos, ecológicos y biogeográficos que podremos entender más sobre las relaciones huésped-parásito para este grupo en particular de artrópodos.

CONCLUSIONES

- ❖ Se establece el registro taxonómico de cinco especies de argásidos (*A. mexicanus*, *O. azteci*, *O. brodyi*, *O. dyeri* y *O. yumatensis*) recolectados en 15 cuevas de cuatro estados de la República Mexicana (Chiapas, Tabasco, Quintana Roo y Yucatán).
- ❖ Todos los sitios de colecta muestreados constituyen nuevos registros de localidad para las especies de argásidos referidas.
- ❖ Se establece el registro de cuatro especies de argásidos del género *Ornithodoros* con siete especies de murciélagos pertenecientes a las familias Emballonuridae (*Peropteryx macrotis*) y Phyllostomidae (*Desmodus rotundus*, *Diphylla ecaudata*, *Mimon cozumelae*, *Glossophaga soricina*, *Artibeus jamaicensis* y *Carollia sowelli*).
- ❖ En la especie *Artibeus jamaicensis*, se registró la mayor riqueza de especies de argásidos, al estar parasitada por tres especies (*O. azteci*, *O. brodyi* y *O. yumatensis*).
- ❖ Se obtuvieron las primeras secuencias del gen Citocromo Oxidasa subunidad I para las especies caracterizadas morfológicamente como *O. azteci*, *O. brodyi*, *O. dyeri* y *O. yumatensis*, de igual forma se obtuvieron secuencias para *A. mexicanus*, especie de la cual ya se contaba con una secuencia en Gen Bank.
- ❖ A partir de la información obtenida en este estudio, *Ornithodoros dyeri* es la especie más ampliamente distribuida en el país (Baja California, Guerrero, Jalisco, Michoacán, Nayarit, Oaxaca, Sinaloa, Sonora, Chiapas, Colima, San Luis Potosí, Nuevo León, Quintana Roo y Yucatán).
- ❖ A excepción de *A. mexicanus* que se localizó en el guano, el resto de las especies de *Ornithodoros* presentaron una marcada preferencia por habitar en las oquedades de las paredes de las cuevas.

- ❖ Para cada uno de los taxones estudiados integramos información morfológica (que incluyo distintos estados de desarrollo, larvas, ninfas y adultos), molecular (con la que se caracterizó a cada una de las especies y que soportó la evidencia morfológica) y ecológica (que incluyó aspectos sobre a relación huésped-parásito); lo anterior dio como resultado un soporte robusto para el diagnóstico específico de los argásidos estudiados.

LITERATURA CITADA

- Álvarez-Padilla, F. y G. Hormiga 2007. A protocol for digesting internal soft tissues and mounting spiders for scanning electron microscopy. *Journal of Arachnology* 35: 538-542.
- Avise, J. C., J. Arnold, R. M. Ball, E. Bermingham, T. Lamb, J. E. Neigel, C. A. Reeb y N. C. Saunders. 1987. Intraespecific phylogeography: The mitochondrial DNA bridge between population genetics and systematics. *Annual Reviews Ecology and Systematics* 18: 489-522.
- Beccaloni, J. 2009. *Arachnids*. University of California. Press. Berkeley and Los Angeles, California. 320 p.
- Blaxter, M. 2003. Molecular systematics: counting angels with DNA. *Nature* 421:122-124.
- Burger, T. D., R. Shao, M. B. Labruna y S. C. Barker. 2014. Molecular phylogeny of soft ticks (Ixodida: Argasidae) inferred from mitochondrial genome and nuclear rRNA sequences. *Ticks and Tick-borne Diseases* 5: 195-207.
- Claridge, M. F., H. A. Dawah y M. R. Wilson. 1997. *The units of biodiversity*. Chapman and Hall, London. 439 p.
- Ceballos, G. y G. Oliva. 2005. *Los mamíferos silvestres de México*. CONABIO. Fondo de Cultura Económica, México, D. F. 986 p.
- Cerritos, F. R. 2007. La especie como unidad evolutiva: uso de marcadores moleculares para su reconocimiento y delimitación, con especial énfasis en microorganismos. Cap. 10. *En: Ecología Molecular*. Eguiarte, L. E., V. Souza, y X. Aguirre, (eds.). México. p. 325-349.
- CNAC (Colección Nacional de Ácaros). Portal de datos abiertos de la UNAM. <https://datosabiertos.unam.mx/> última consulta. 22/III/2015.
- Cooley, R. A. y G. M. Kohls, 1940. Two new species of Argasidae (Acarina: Ixodoidea). *Public Health Reports* 55: 925-933.

- Cooley, R. A. y G. M. Kohls, 1941. Three new species of *Ornithodoros* (Acarina: Ixodoidea). Public Health Reports 56: 587-596.
- Cooley, R. A. y G. M. Kohls, 1944. The argasidae of North America, Central America and Cuba. The American Midland Naturalist Monograph No. 1. University Press Notre Dame, Indiana. 152 p.
- Daly V. H., J. T. Doyen y P. R. Erlich. 1978. Introduction to Insect Biology and Diversity. McGraw Hill. Oxford. 752 p.
- De Bary, A. 1879. De la symbiose. Revue Internationale des Sciences 3: 301-309.
- De La Cruz, J. 1973. Notas sobre las garrapatas del género *Antricola* Cooley y Kohls, 1942 (Ixodiformes, Argasidae) con la descripción de una nueva especie. Serie Espeleológica y Carsológica No. 44. Sociedad Espeleológica de Cuba, Havana, Cuba, 13 p.
- Doyle, J. J. y B. S. Gaut. 2000. Evolution of genes and taxa: a primer. Plant Molecular Biology 42: 1-23.
- Ereshefsky. 1992. The units of evolution. Essays on the Nature of Species. MIT Press, Cambridge, Massachusetts. 424 p.
- Evans, G. O. 1992. Principles of Acarology. CAB International, Wallingford. 563 p.
- García-Deras, G. M. 2003. Límites de especies dentro del complejo *Cynanthus latirostris* (Aves: Trochilidae). Tesis, Facultad de Ciencias, Universidad Nacional Autónoma de México. México, D. F. 59 p.
- Groombridge, B. 1992. Global Biodiversity. Status of the Earth's Living Resources. A Report Compiled by the World Conservation Monitoring Centre. London. 585 p.
- Guglielmone, A.A., A. Estrada-Peña, J.E. Keirans y R.G. Robbins. 2003. Ticks (Acari: Ixodidae) of the Neotropical Zoogeographic Region. Special Publication, International Consortium on Ticks and Tick-borne Diseases, Atalanta, Houten, The Netherlands. 173 p.

- Guglielmone, A. A., R. G. Robbins, D. A. Apanaskevich, T. N. Petney, A. Estrada-Peña, I. G. Horak, R. Shao y S. C. Barker. 2010. The Argasidae, Ixodidae and Nuttalliellidae (Acari: Ixodida) of the world: a list of valid species names. *Zootaxa* 2528: 1-28.
- Guzmán-Cornejo, C., R. Paredes-León, M. B. Labruna, S. Nava y J. M. Venzal. 2012. Molecular identification and description of the female of *Nothoaspis reddelli* (Ixodida: Argasidae) from a cave in southeastern Mexico. *Journal of Parasitology* 98:918-923.
- Hafner, M. S., P. D. Sudman, F. X. Villablanca, T. A. Spradling, J. W. Demastes y S. A. Nadler. 1994. Disparate rates of molecular evolution in cospeciating hosts and parasites. *Science* 265: 1087–1090.
- Halffter, G. y E. Ezcurra. 1992. ¿Qué es la biodiversidad? *En: La diversidad biológica de Iberoamerica*. Halffter G. (ed.). *Acta Zoológica Mexicana*. Vol. Especial. México. p. 4-24.
- Hebert, P. D. N., S. Ratnasingham y J. R. de Waard. 2003. Barcoding animal life: cytochrome *c* oxidase subunit 1 divergences among closely related species. *Proceedings of the Royal Society of London. Series B Biological Sciences* 270: S96-S99.
- Hebert, P. D. N., M. Y. Stoeckle, T. S. Zemlak y C. M. Francis. 2004. Identification of birds through DNA barcodes. *Public Library of Science, PLoS Biology* e312: 1657-1663.
- Hoffmann, A. 1958. Una especie de *Antricola* (Acarina, Argasidae) en México. *Anales de la Escuela Nacional de Ciencias Biológicas* 9: 97–107.
- Hoffmann, A. 1962. Monografía de los Ixodoidea de México I parte. *Revista de la Sociedad Mexicana de Historia Natural* 23:191-307.
- Hoffmann, A. y M. Vázquez. 1986. Los primitivos ácaros opilioacaridos en México. *Folia Entomologica Mexicana* 67:53-60.
- Hoffmann, A. y G. López-Campos. 2000. Biodiversidad de los ácaros en México. *Universidad Nacional Autónoma de México y Conabio, México*, D. F. 230 p.

- Hoffmann, A., M. G. López-Campos y I. M. Vázquez-Rojas. 2004. Ecología 13. Los artrópodos de las cavernas de México. *En: Biodiversidad, taxonomía y biogeografía de artrópodos de México: Hacia una síntesis de su conocimiento*. Vol. IV. J. E. Llorente B., J. J. Morrone, O. Yáñez O., I. Vargas F. (eds.). CONABIO, Facultad de Ciencias, Instituto de Biología, Las prensas de Ciencias. México, D. F. p. 229-326.
- Hoogstraal, H. y A. Aeschlimann. 1982. Tick-host specificity. *Bulletin de la Société Entomologique Suisse* 55: 5-32.
- INAFED (Instituto para el Federalismo y el Desarrollo Municipal. Última Actualización). 2010. Enciclopedia de los municipios y delegaciones de México. <http://www.e-local.gob.mx/work/enciclopedia/index.html> última consulta. 12/III/2015.
- Irola, V. 2001. Introducción a los ácaros (II): hábitats e importancia para el hombre. *Boletín de la Sociedad Española* 28: 141-146.
- Jizhou, L., S. Wu, Y. Zhang, T. Zhang, C. Feng, G. Jia y X. Lin. 2014. Development of DNA barcoding system for the Ixodida (Acari: Ixodida). *Mitochondrial DNA* 25: 142-149.
- Johnston, D.E. 1982. Acari. *En: Parker, S.P. (eds.). Synopsis and classification of living organisms*. McGraw-Hill, New York. 111 p.
- Kethley, J.B., R.A. Norton, P.M. Bonamo, y W.A. Shear. 1979. A terrestrial alicorhagiid mite (Acari: Acariformes) from the Devonian of New York. *Micropaleontology*, 35: 367-373.
- Klimpel, S. y H. Mehlhorn. 2014. Bats (Chiroptera) as Vectors of Diseases and Parasites. *En: Klimpel, S. y H. Mehlhorn. (eds.). Parasitology Research Monographs*. Vol. 5. Springer Berlin Heidelberg. 187p.
- Kohls, G. M., D. E. Sonenshine y C. M. Clifford. 1965. The systematics of the subfamily Ornithodorinae (Acarina: Argasidae). II. Identification of the larvae of the western hemisphere and descriptions of three new species. *Annals of the Entomological Society of America* 58: 331-364.

- Krantz, G. W. y D. E. Walter. 2009. A manual of acarology. Tercera edición, Texas Tech University Press. Texas. 793 p.
- Labruna, M. B., F. A. Terassini, L. M. A. Camargo, P. E. Brandao, A. F. Ribeiro, y A. Estrada-Peña. 2008. New Reports of *Antricola guielmonei* and *Antricola delacruz* in Brazil, and a description of a new argasid species (Acari). *Journal of Parasitology* 94: 788–792.
- Lindquist, E. E., G. W. Krantz y D. E. Walter. 2009. Classification. *En: A manual of Acarology*, G. W. Krantz y D. E. Walter (eds.). Texas Tech University Press, Lubbock, Texas. p. 97-103.
- Llorente, B. J. y I. Luna-Vega. 1994. Taxonomía Biológica. Fondo de Cultura Económica. México, D. F. p. 626.
- Lugo, J. A. A. 2013. Diferenciación morfológica y molecular de garrapatas del género *Antricola* (Ixodida: Argasidae) en México. Tesis, Facultad de Estudios Superiores Zaragoza, Universidad Nacional Autónoma de México. México, D. F.
- Martínez, C. L. 2007. Reconstrucción de la historia de cambio de los caracteres. *En: Ecología Molecular*. Eguiarte, L. E., V. Souza, y X. Aguirre. (eds.). México, D. F.p. 441-461.
- Matheson, R. 1935. Three new species of ticks *Ornithodoros* (Acarina: Ixodoidea). *The Journal of Parasitology* 21:347-353.
- Mayr, E. 1982. *The growth of Biological Thought, Diversity, Evolution and Inheritance*. Belknap. Press of Harvard University Press. Cambridge, Massachusetts, USA.
- Mazzoti, L. 1940. *Ornithodoros coprophilus* McIntosh, en el estado de Chiapas, México. *Ciencia* 1: 405-406.
- Medellín, R. A. 2005. *Mimon cozumelae*. *En: Los mamíferos silvestres de México*. Ceballos, G. y G. Oliva (eds.). CONABIO. Fondo de Cultura Económica, México, D. F. p. 205-206.

- Morrone, J. J. 2013. Sistemática. Fundamentos, métodos, aplicaciones. Universidad Nacional Autónoma de México, Facultad de Ciencias. Ciudad Universitaria. México. 505 p.
- Nava, S., A. A. Guglielmonne y A. J. Mangold. 2009. An Overview of Systematics and evolution of ticks. *Frontiers in Bioscience* 14: 2857-2877.
- Nava, S., J. M. Venzal, E. Reyes-Novelo, A. J. Mangold y M. Labruna. 2012. Morphological study of *Ornithodoros viguerasi* Cooley and Kohls, 1941 (Acari: Ixodida: Argasidae), with sequence information from the mitochondrial 16S rDNA gene. *Acarología* 52(1): 29-38.
- Neyra, L. y L. Durand. 1998. Capítulo 3, Biodiversidad. *En: La diversidad biológica de México: Estudio de País*, Neyra, L. y L. Durand (eds.). CONABIO, México. p. 61-102.
- Norton, R.A., P.M. Bonamo, J.D. Grierson y W.A. Shear. 1988. Oribatid mite fossils from a terrestrial Devonian deposit near Gilboa, New York. *Journal of Paleontology* 62: 259-269.
- Norris, D. E., J. S. H. Klompen, J. E. Keirans y W. C. Black. 1996. Population genetics of *Ixodes scapularis* (Acari: Ixodidae) based on mitochondrial 16S and 12S genes. *Journal of Medical Entomology* 33: 78-89.
- Omland, K. E., J. M. Baker y J. L. Peters. 2006. Genetic signatures of intermediate divergence: population history of old and new world holartic ravens (*Corvus corax*). *Molecular Ecology* 15: 795-808.
- Ortega, J. R. y G. Steers. 2005. *Artibeus jamaicensis*. *En: Los mamíferos silvestres de México*. Ceballos, G. y G. Oliva (eds.). CONABIO. Fondo de Cultura Económica, México, D. F. p. 228-229.
- Page R. D., R. H. Cruickshank, M. Dickens, R. W. Furness, M. Kennedy, R. L. Palma y V. S. Smith. 2004. Phylogeny of “*Philoceanus* complex” seabird lice (Phtiraptera: Ischnocera) inferred from mitochondrial DNA sequences. *Molecular Phylogenetics and Evolution* 30:633-652.

- Patterson, B., C. Dick y K. Dittmar. 2008. Parasitism by bat flies (Diptera: Streblidae) on neotropical bats: effects of host body size, distribution, and abundance. *Parasitology Research* 103:1091-1100.
- Pérez, T. M., C. Guzmán-Cornejo, G. Montiel-Parra, R. Paredes-León y G. Rivas. 2014. Biodiversidad de Ácaros en México. *Revista Mexicana de Biodiversidad* 85:399-407.
- Quinn, T. W. 1997. Molecular Evolution of the Mitochondrial Genome. *En: Avian Molecular Evolution and Systematics*. Mindell (eds.). Academic Press. San Diego. p. 3-23.
- Rambaut, A. 2007. FigTree versión 1.4.2 Molecular evolution, phylogenetics and epidemiology. <http://tree.bio.ed.ac.uk/software/figtree/> última consulta. 18/VIII/2015.
- Reddell, J. R. 1981. A review of the cavernicole fauna of Mexico, Guatemala, and Belize. *Texas Memorial Museum Bulletin* 27:1-327.
- Rivas, G. y A. Hoffmann. 2007. Phylum Arthropoda. *En: Niveles de organización en animales*, M. A Fernández-Álamo y G. Rivas (eds.). Facultad de Ciencias, Universidad Nacional Autónoma de México, México, D. F. pp. 233-253.
- Romero, A. 2009. *Cave Biology: Life in darkness*. New York: Cambridge University Press. New York. 306 p.
- Sáez, A. G. 2009. Genes y especies. *Ecosistemas* 18: 3-9.
- Santa, E. M. e I. Castro-Arellano. 2005. *Peropteryx macrotis*. *En: Los mamíferos silvestres de México*. Ceballos, G. y G. Oliva (eds.). CONABIO. Fondo de Cultura Económica, México, D. F. p. 167-168.
- Simpson, G. G. 1961. *Principles of animal taxonomy*. Columbia University Press. New York. 247 p.
- Sonenshine, D. 1991. *Biology of Tick, Vol. I*. Oxford University Press. New York. 447p.
- Sonenshine, D. 1993. *Biology of Tick, Vol. II*. Oxford University Press. New York. 488p.

- Storer, R. W. 1982. Subspecies and the study of geographic variation. *The Auk* 99: 599-601.
- Suzán, A. G. 2005. *Desmodus rotundus*. *En: Los mamíferos silvestres de México*. Ceballos, G. y G. Oliva (eds.). CONABIO. Fondo de Cultura Económica, México, D. F. p. 193-194.
- Tamura, K., D. Peterson, N. Peterson, G. Stecher, M. Nei y S. Kumar. 2013. MEGA6: Molecular Evolutionary Genetics Analysis using Maximum Likelihood, Evolutionary Distance and Maximum Parsimony Methods. *Molecular Biology and Evolution* 28:2731-2739.
- Téllez-Girón, G. 2005. *Carollia sowelli*. *En: Los mamíferos silvestres de México*. Ceballos, G. y G. Oliva (eds.). CONABIO. Fondo de Cultura Económica, México, D. F. p. 233-236.
- Téllez-Girón, G. y W. López-Forment. 2005. *Diphylla ecaudata*. *En: Los mamíferos silvestres de México*. Ceballos, G. y G. Oliva (eds.). CONABIO. Fondo de Cultura Económica, México, D. F. p. 196-197.
- Uribe, J. y H. T. Arita. 2005. *Glossophaga soricina*. *En: Los mamíferos silvestres de México*. Ceballos, G. y G. Oliva (eds.). CONABIO. Fondo de Cultura Económica, México, D. F. p. 217-218.
- Valencia, A. S. 1999. El problema del concepto de especie. *En: La evolución biológica*. Núñez-Farfán, J. y L. E. Eguiarte, (eds.). Facultad de Ciencias, Instituto de Ecología, Universidad Nacional Autónoma de México y Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad, CONABIO. México. p. 189-202.
- Vázquez, E. 2007. Filogeografía y Vertebrados Cap. 14. *En: Ecología Molecular*. Eguiarte, L. E., V. Souza y X. Aguirre. (eds.). México, D. F. p. 441-461.
- Venzal, J. M., D. Gonzalez-Acuña, S. Muñoz-Leal, A. J. Mangold y S. Nava. 2015. Two new species of *Ornithodoros* (Ixodida: Argasidae) from the Southern Cone of South America. *Experimental and Applied Acarology Journal* 66:127-139.
- Walter, D. E. y H. C. Proctor. 2013. *Mites. Ecology, evolutions and behavior*. CABI Publishing, Wallingford, Oxon. 322p.

-Wheeler, W. C. 1990. Insect diversity and cladistics constraints. *Annals of the Entomological Society of America* 83: 91-7.

-Wilson, E. O. 1992. *The diversity of life*. Harvard University Press, Cambridge. 464 p.

-Whitaker, J. O. y J. B. Morales-Malacara. 2005. Ectoparasites and other associates (Ectodytes) of mammals of Mexico. *En: Contribuciones mastozoológicas en homenaje a Bernardo Villa, V. Sánchez-Cordero y R. A. Medellín (eds.)*. Instituto de Biología e Instituto de Ecología, Universidad Nacional Autónoma de México y Conabio, México, D. F. p. 535-666.

-Zhang R. L. y B. Zhang. 2014. Prospects of using DNA barcoding for species identification and evaluation of the accuracy of sequence databases for ticks (Acari: Ixodida). *Ticks and Tick-borne Diseases* 5: 352-358.

-Zhang, Z-Q. 2013. Phylum Arthropoda. *En: Zhang, Z-Q. (ed.) Animal Biodiversity: An Outline of Higher-level Classification and Survey of Taxonomic Richness (Agenda 2013)*. *Zootaxa* 3703: 17-26.

ÁPENDICES

Ápndice A. Extracción de ADN.

La extracción de ADN se llevó a cabo mediante el uso del Kit “DNeasy Blood & Tissue Kit” de Qiagen, implementado el protocolo “Purification of Total DNA from Animal Tissues (Spin-Column Protocol)” con la siguientes modificaciones.

- 1) Se utilizaron ejemplares preservados en alcohol al 96%, los cuales fueron secados con papel absorbente para retirar el exceso de alcohol (para evitar una posible interferencia con la reacción en cadena de la polimerasa).
 - Para los ejemplares que se encontraban en estadio de ninfas y adultos se realizó una incisión en posición ventral entre el tercer y cuarto par de patas (utilizando navajas de bisturí nuevas para cada ejemplar o tijeras rectas, las cuales fueron esterilizadas después de realizar un corte sumergiéndolas en una solución de cloro al 5% y posteriormente en alcohol al 70%)
 - En el caso de larvas se realizó una pequeña abertura hacia la porción más distal del idiosoma y en la base del gnatosoma con ayuda de una aguja estéril.
- 2) Se colocó al ejemplar en un tubo eppendoff de 1.5 ml y se adicionaron 180 µl de Buffer ATL y 20 µl de Proteinasa K. La mezcla fue mezclada con ayuda del vórtex durante 15 segundos.
- 3) La muestra fue incubada a una temperatura de 56°C durante 24 horas para que el Buffer de Lisis y la Proteinasa degradaran el tejido blando. Se recomienda vortexear el tubo cada 30 minutos durante las primeras dos horas de incubación.
- 4) Pasadas las 24 horas se observó a cada ejemplar (en caso que aún se presentara gran cantidad de tejido blando, se adicionaron otros 180 µl de Buffer ATL y 20 µl de Proteinasa K y se repitió el proceso de incubación durante otras 24 horas) y se homogenizó la solución con ayuda del vórtex (durante 15 segundos).
- 5) Se adicionaron 200 µl del Buffer AL y 200 µl de Etanol Absoluto Grado Biología Molecular. En algunos casos se formó un precipitado blanco, en esos casos el tubo fue vortexeado hasta que quedo completamente disgregado.

- 6) Se recuperó la solución (aproximadamente 850 μ l) y se depositó en una columna DNeasy, la cual fue centrifugada a 8,000 rpm durante un minuto, descartando el sobrenadante y el tubo de colecta.
- 7) Se ajustó un nuevo tubo de colecta a la columna y se adicionaron 500 μ l del Buffer AW1, centrifugando por un minuto a 8,000 rpm y descartando nuevamente tanto el sobrenadante como el tubo de colecta.
- 8) Se ajustó un nuevo tubo de colecta y se adicionaron 500 μ l del Buffer AW2, centrifugando por tres minutos a 14,000 rpm para lavar la membrana DNeasy.
- 9) Finalmente se colocó la columna en un tubo eppendorf de 1.5 ml (no incluido en el Kit, el cual fue nuevo, libre de nucleasas y dnasas) pipeteando directamente sobre la membrana DNeasy:
 - 100 μ l del Buffer AE en el caso de adultos y ninfas
 - 50 μ l del Buffer AE para larvas
- 10) El tubo fue incubado a temperatura ambiente durante tres minutos y se centrifugó a 8,000 rpm durante un minuto, desechando la columna y rotulando el tubo eppendorf con el código completo del ejemplar, para ser congelado a una temperatura de -20°C hasta su posterior uso.

Ápndice B. Amplificación del DNA.

Un fragmento de ≈ 379 pb del gen Citocromo Oxidasa subunidad I (COI) fue amplificado utilizando el siguiente par de oligonucleótidos propuestos por Hafner et al. (1994).

Oligonucleótido	Secuencia (5'→ 3')
L6625	CCGGATCCTTYTGRTTYTTYGGNCAAYCC
H7005	CCGGATCCACANCR TARTANGTRTCRTG

Para amplificar el DNA, se realizó una Reacción en Cadena de la Polimerasa (PCR por sus siglas en inglés) siguiendo las siguientes especificaciones:

Reactivo	Concentración	Por reacción
<i>Taq PCR Master Mix (Qiagen)</i> (MgCl ₂ 25 mM; dNTP's 10 mM; Buffer de reacción 10x; Taq polimerasa 5 unidades/ μ l)		12.5 μ l
Forward	2 μ m	1 μ l
Reverse	2 μ m	1 μ l
DNA	30-50 ng/ μ l	10.5 μ l
Total		25 μ l

En los casos en los que se obtuvieron concentraciones de DNA inferiores a 1 ng/ μ l se clono el producto y no se llevó a cabo la PCR.

Se utilizó el programa de amplificación propuesto por el mismo autor, en el mismo año, el cual consiste de los siguientes pasos: Una desnaturalización a 94°C por 1 min., seguido por 40 ciclos a 92°C por 30s, alineamiento a 45°C por 40s, extensión a 72°C por 30s y una elongación final a 72°C por 10min.

Electroforesis.

Los productos de PCR fueron corroborados mediante electroforesis en geles de agarosa al 1.5%, utilizando 1.5 μ l de fluorocromo SYTO® 60 nucleic acid stain (Invitrogen by Life Technologies CA, USA) y marcador molecular de 100 pb (Nucleic Acid Markers, 100 pb ADN Ladder, Axygen) y 14 μ l del producto de PCR. Los geles fueron corridos durante 45 minutos a 85 V (utilizando buffer TAE 1X como buffer de corrida). Se visualizaron en un fotodocumentador ODYSSEY CLx Imaging System (LICOR Biosciences).

