



Universidad Autónoma de Querétaro

Facultad de Ciencias Naturales

Diversidad de ectosimbiontes en el murciélago *Desmodus rotundus*  
(Chiroptera: Phyllostomidae) en localidades con diferente grado de perturbación en la costa  
de Oaxaca, México

Tesis Individual

Que como parte de los requisitos para obtener el título de:

Licenciado en Biología

Presenta:

Gabriela Naomi Vázquez Xicoténcatl

Dirigido por:

Dr. Juan Bibiano Morales Malacara

Dr. Juan Bibiano Morales Malacara  
Presidente

Firma

Dr. Aurelio Guevara Escobar  
Secretario

Firma

Dr. Carlos García Estrada  
Vocal

Firma

Dr. Humberto Suzán Azpiri  
Vocal

Firma

Dr. Luis Gerardo Hernández Sandoval  
Vocal

Firma

Centro Universitario, Querétaro, Qro.

Noviembre 2019

México

A mis padres Gabriela y Gerado, y a mi hermana Cris,  
que son mi fuente de inspiración y fortaleza  
y mi tesoro más grande.

Dirección General de Bibliotecas UAQ

Dirección General de Bibliotecas UAQ

A León Esteban, el amor de mi vida.

## **Agradecimientos**

Al Dr. Juan B. Morales Malacara, sin él este trabajando no hubiera sido posible. Le agradezco enormemente, por incursionarme al mundo de la acarología, por su amabilidad y cariño. Por enseñarme la importancia de la taxonomía tradicional. Por ayudarme a desarrollar este trabajo de una forma integrativa con aspectos evolutivos, ecológicos y taxonómicos. Por estimular mi desarrollo profesional y mostrarme toda su confianza y paciencia y por proporcionarme todo el material y el espacio de trabajo.

Al Dr. Aurelio Guevara Escobar por su invaluable apoyo en los análisis de datos y observaciones tan certeras al trabajo.

Al Dr. Humberto Suzán Azpiri por su enseñanza en el uso de softwares para los análisis estadísticos y ayuda en la comprensión de los resultados.

Al Dr. Carlos García Estrada por la colecta de murciélagos, por sus correcciones que también fueron muy certeras y por mostrarse siempre dispuesto a contestar mis dudas.

A la Mtra. Helisama Colín Martínez por su ayuda en la colecta de murciélagos y extracción de ectoparásitos.

A la Dra. Valeria Salinas Ramos por su enseñanza en el montaje de ácaros.

A la Dra. Mónica Cervantes Jiménez por su asesoría en estadística.

A María Edith Vázquez Ayala, Lorenzo Ruiz Santos y a Maricruz Martínez Salazar por su ayuda en campo.

A mis compañeros de laboratorio Linda Aldana y Daniel Zamora por sus buenos consejos.

A mis amigos Aldair Molina, Maximiliano Ortiz, Emmanuel González, Ricardo Sánchez, Lizbeth Acuña y Martín Porras por su apoyo durante toda la carrera y por los buenos momentos en los que aprendí demasiado.

Al Dr. Luis Hernández por haber aceptado ser mi asesor.

A León Esteban Ibarra Garibay, quien se sabe de memoria este trabajo, y que estuvo a mi lado en cada momento de crisis. Le agradezco porque me enseñó a usar Photoshop, a redactar, a tomar fotografías y por siempre hacerme buenas sugerencias para mejorar mi tesis.

## Resumen

Los cambios ambientales antrópicos tales como la fragmentación del hábitat y la disponibilidad de recursos, pueden alterar las interacciones parásito-huésped. Los murciélagos constituyen un importante grupo en los ecosistemas por su diversidad y hábitos tróficos. También proporcionan un interesante modelo de estudio, ya que establecen relaciones estrechas con sus ectoparásitos. *Desmodus rotundus*, presenta una amplia plasticidad ecológica que le ha permitido adaptarse a paisajes modificados, aumentando sus densidades poblacionales, lo que supone un cambio en sus comunidades parasitarias. Por lo que el objetivo de este estudio fue evaluar si se presenta una variación de la comunidad de ectoparásitos en relación a un gradiente de perturbación en la costa Oaxaqueña. Se colectaron 74 murciélagos en seis localidades de tres municipios de Oaxaca. Se determinó el grado de perturbación mediante imágenes LANDSAT y el uso de distintas métricas de fragmentación, se hizo una prueba de correlación, así como un análisis de componentes principales y un coeficiente de similitud para el ordenamiento de los sitios. Se compararon los parámetros parasitológicos entre las especies más abundantes. En total se encontraron 4,311 ectoparásitos representados en 10 familias, 15 géneros y 16 especies. *Amblyomma parvum*, *Cryptonyssus* sp., *Nycteriglyhus* spA, *Whartonia* ca. *glenni* y *Alabidocarpus* sp. A se consideraron como nuevos registros para el vampiro. Se encontró una correlación negativa entre la perturbación y riqueza de especies, que fue afirmada por el ordenamiento y el análisis de similitud. *Periglischrus herrerae* y *Strebla wiedemanni* fueron casi exclusivas en sitios conservados; *Radfordiella desmodi* y *Trichobius parasiticus* mostraron tolerancia moderada a la fragmentación; en cambio *Eudusbabekia arganoi* y *Alabidocarpus* sp A mantuvieron sus niveles de infestación en todos los sitios. Con esto se concluye que el ambiente tiene una posible influencia en las comunidades de parásitos, sin embargo, se desconocen los mecanismos que generan estas configuraciones. Lo que hace necesario un estudio sistemático donde se evalúen las condiciones microclimáticas de los refugios, se monitoré el forrajeo y el comportamiento de *D. rotundus* para confirmar si esto es una cuestión de causa y efecto o de mera correlación.

**Palabras clave:** Interacción Parásito-Huésped, Fragmentación, Comunidades, Murciélago, *Desmodus rotundus*

## Abstract

Anthropic environmental changes, such as habitat fragmentation and resource availability, can alter parasite-host interactions. Bats are an important group in ecosystems because of their diversity and trophic habits. They also provide an interesting study model, since they establish close relationships with their ectoparasites. *Desmodus rotundus*, presents a wide ecological plasticity that has allowed it to adapt to modified landscapes, increasing its population densities, which translate in changes in its parasitic communities. Therefore, the objective of this study was to evaluate if there is a variation of the ectoparasite community in relation to a disturbance gradient on the Oaxacan coast. 74 bats were collected in six locations in three municipalities of Oaxaca. The degree of disturbance was determined using LANDSAT images and the use of different fragmentation metrics, a correlation test was performed, as well as an analysis of main components and a similarity coefficient for the ordering of sites. Parasitological parameters were compared among the most abundant species. In total, 4,311 ectoparasites were collected, represented by 10 families, 15 genera and 16 species. *Amblyomma parvum*, *Cryptonyssus* sp., *Nycteriglychus* sp A, *Whartonia* ca. *glenni* and *Alabidocarpus* sp. A were considered as new records for the vampire. The results show a negative correlation between disturbance and species richness, and this was supported by the ordering and the similarity analysis. *Periglischrus herrerae* and *Strebla wiedemanni* were almost exclusive in the preserved area; *Radfordiella desmodi* and *Trichobius parasiticus* showed moderate tolerance to fragmentation; and on the other hand, *Eudusbabekia arganoi* and *Alabidocarpus* sp A maintained their infestation levels in all sites. This concludes that the environment has a possible influence on the communities of parasites, however, the mechanisms that generate these configurations are still unknown. This makes it necessary a systematic study where the microclimatic conditions of the shelters are evaluated, as well as the foraging choices and the behavior of *D. rotundus* to confirm whether this is a case of cause and effect or mere correlation.

**Key words:** Host-Parasite Interaction, Fragmentation, Communities, bat, *Desmodus rotundus*

## Tabla de Contenido

<b>I. Introducción</b> .....	1
<b>II. Marco teórico</b> .....	3
2.1 Parasitismo.....	3
2.2.1 Interacción Parásito-Huésped.....	3
2.1.2 Diversidad de parásitos.....	4
2.1.3 Niveles de especificidad .....	5
2.1.4 Niveles de estudio del parasitismo .....	6
2.1.5 Influencia Ambiental en Parasitismo.....	6
2.2 Ecología de <i>Desmodus rotundus</i> .....	8
2.2.1 Aspectos biológicos.....	8
2.2.2 Distribución.....	9
2.2.3 Sitios de descanso.....	9
2.2.4 Estructura Poblacional y Social.....	10
2.2.5 Dieta .....	11
2.2.6 Forrajeo.....	12
2.2.7 Patógenos en Ectoparásitos.....	12
<b>III. Antecedentes</b> .....	13
3.1 Ectosimbiontes en <i>Desmodus rotundus</i> .....	13
3.2 Influencia Ambiental en la Interacción Parásito-Huésped.....	16
<b>IV. Hipótesis</b> .....	18
<b>V. Objetivos</b> .....	18
<b>VI. Metodología</b> .....	18
6.1 Zona de estudio .....	19
6.2 Caracterización del Paisaje y Grado de Perturbación.....	21
6.3 Captura de Murciélagos.....	23
6.4 Extracción y Montaje de Ectosimbiontes .....	24
6.5 Identificación Taxonómica .....	24
6.6 Análisis de Datos.....	24
6.6.1 Parámetros Parasitológicos .....	24
6.6.2 Atributos de las Comunidades de Ectosimbiontes .....	25
6.6.3 Análisis de Semejanza .....	25

6.6.4 Ordenamiento y Correlación .....	25
6.6.5 Comparación por Especies Monoxenas y Temporadas. ....	26
<b>VII.Resultados</b> .....	26
7.1 Generales .....	26
7.2 Taxonomía alfa .....	35
<b>VIII.Discusión</b> .....	87
8.1 Diversidad de Ectosimbiontes.....	87
8.2 Influencia ambiental.....	89
<b>IX. Conclusión</b> .....	96
<b>X. Referencias</b> .....	97
<b>XI. Apéndices</b> .....	124

Dirección General de Bibliotecas UAQ



## Índice de Cuadros

<b>Cuadro 1.</b> Registro de los datos de colecta. ....	23
<b>Cuadro 2.</b> Murciélagos colectados en la costa de Oaxaca .....	26
<b>Cuadro 3.</b> Medidas de Fragmentación de las Matrices de Paisaje. ....	27
<b>Cuadro 4.</b> Riqueza de especies por sitio de muestreo.....	28
<b>Cuadro 5.</b> Parámetros parasitológicos de las especies asociadas a <i>D. rotundus</i> .....	31

## Índice de Figuras

<b>Figura 1.</b> Efectos entre los componentes ambiente-huésped-parásito .....	7
<b>Figura 2.</b> <i>Desmodus rotundus</i> .....	12
<b>Figura 3.</b> Especies de ectoparásitos registrados en <i>D. rotundus</i> de acuerdo a su distribución. ....	17
<b>Figura 4.</b> Ubicación de los sitios de estudio.....	20
<b>Figura 5.</b> Matrices de Paisaje.....	22
<b>Figura 6.</b> Dendrograma de Similitud de Morisita-Horn.....	29
<b>Figura 7.</b> Análisis de Componentes Principales (PCA).....	30
<b>Figura 8.</b> Biotopo de los artrópodos asociados a <i>D. rotundus</i> .....	34
<b>Figura 9.</b> <i>Ornithodoros yumatensis</i> , larva.....	39
<b>Figura 10.</b> <i>Amblyomma mixtum</i> , larva.....	42
<b>Figura 11.</b> <i>Amblyomma mixtum</i> , larva.....	43
<b>Figura 12.</b> <i>Amblyomma parvum</i> , hembra.....	45
<b>Figura 13.</b> Idiosoma ventral de <i>Cryptonyssus</i> sp.....	47
<b>Figura 14.</b> <i>Cryptonyssus</i> sp.....	48
<b>Figura 15.</b> <i>Radfordiella desmodi</i> .....	53
<b>Figura 16.</b> <i>Radfordiella desmodi</i> , hembra.....	53
<b>Figura 17.</b> <i>Periglischrus herrerae</i> , hembra.....	56
<b>Figura 18.</b> Protoninfa de <i>Periglischrus herrerae</i> .....	57
<b>Figura 19.</b> <i>Beamerella acutascuta</i> .....	59
<b>Figura 20.</b> <i>Eutrombicula alfreddugesi</i> .....	60
<b>Figura 21.</b> <i>Loomisia desmodus</i> .....	62
<b>Figura 22.</b> <i>Perissopalla ipeani</i> .....	64
<b>Figura 23.</b> Morfología del escudo dorsal y sedas sensoriales en patas I-III de larvas Trombiculidae.....	65
<b>Figura 24.</b> <i>Whartonia</i> ca. <i>glenni</i> .....	68
<b>Figura 25.</b> <i>Eudusbabekia arganoi</i> .....	74
<b>Figura 26.</b> <i>Eudusbabekia arganoi</i> , hembra y macho.....	75

<b>Figura 27.</b> <i>Nycteriglyphus</i> sp. A, hembra.....	77
<b>Figura 28.</b> <i>Alabidocarpus</i> sp. A.....	80
<b>Figura 29.</b> <i>Trichobius parasiticus</i> .....	85
<b>Figura 30.</b> <i>Strebla wiedemanni</i> .....	87
<b>Figura 31.</b> Morfología específica de moscas parásitas de <i>Desmodus rotundus</i> ..	87

Dirección General de Bibliotecas UAQ

## I. Introducción

El mundo biológico se caracteriza por una formación de redes complejas de interacciones interespecíficas, que constituyen la base de muchas propiedades y procesos en los ecosistemas (Lang & Benbow, 2013). La asociación íntima entre especies diferentes se le conoce como simbiosis (Douglas, 2010). Este término no implica dependencia fisiológica mutua o unilateral; más bien, se usa en su sentido original (viviendo juntos) sin ninguna referencia a “beneficio” o “daño” a los simbiosistas. Aunque las líneas de demarcación entre ellas son indistintas, al menos cuatro categorías de simbiosis son comúnmente reconocidas: comensalismo, forosis, mutualismo y parasitismo (Bogitsh *et al.*, 2018). Este último es considerado como uno de los estilos de vida más expandidos en la naturaleza, con procesos ecológicos y evolutivos sumamente complejos que los hace únicos entre las demás interacciones (Aguilar-Aguilar, 2008; Bautista-Hernández *et al.*, 2013).

El parasitismo se define a grandes rasgos como una relación íntima entre dos especies diferentes, en la cual el parásito depende metabólicamente del huésped y se da un reconocimiento bioquímico, en el que los tejidos del huésped son estimulados para reaccionar de manera inmunológica, conductual (Cheng, 1978; Australian Society of Parasitology, 2010) o de rechazo.

Actualmente se reconoce que la naturaleza y especificidad de las asociaciones parasitarias está fuertemente influenciada por la ecología y el comportamiento tanto del huésped como del parásito (Brooks & McLennan, 1993; Hart, 1992). Sin embargo, la variación en los rasgos de la historia de vida del parásito puede ser resultado de su capacidad para percibir y responder a un conjunto más amplio de variables ambientales que simplemente la biología del huésped (Heeb *et al.* 2000; Patterson *et al.*, 2007). Esto es más probable para los ectoparásitos, aquellos que viven sobre la epidermis o cutícula del huésped (Krasnov *et al.*, 2004). Si bien una gran cantidad de estudios documentan y exploran la influencia del huésped en la biología del parásito, aún no se comprende ni se documenta adecuadamente la influencia del ambiente en esta interacción.

Por ello, dada la ubiquidad de estas interacciones huésped-parásito, comprender los factores que generan, mantienen y limitan estas asociaciones es de interés principal con

implicaciones para una amplia gama de problemas ecológicos aplicados, incluida la dinámica de enfermedades infecciosas emergentes, control biológico, nuevas asociaciones e invasiones y respuestas al cambio climático (Agosta *et al.*, 2010). Esto con el fin de comprender el estado de la biodiversidad y los ecosistemas a lo que hoy se encuentran sometidos por el progreso de la urbanización e intensificación agrícola.

Las asociaciones de vertebrados terrestres, específicamente mamíferos con sus artrópodos ectoparásitos, proporcionan un sistema ecológico natural que es único para el estudio de la influencia ambiental sobre la interacción parásito-huésped. También porque fluyen a lo largo de escalas de tiempo evolutivas y ecológicas. La presencia de pliegues, e invaginaciones de la piel y excrecencias del cabello permiten un alto grado de especificidad y aislamiento relativo (Galloway & Danks, 1990). Además, la mayoría de los mamíferos tienen numerosas glándulas en la piel que han sido invadidas por ácaros y otros organismos epibiontes. Los murciélagos, según Kim (1985) tienen quizás la variedad más diversa de glándulas sudoríparas y sebáceas que se encuentran dentro de la clase Mammalia. Esto sugiere que la diversidad de ácaros que alberga este grupo sea similar o mayor a la cantidad de glándulas, aunque aparentemente ningún insecto ha invadido las glándulas de los mamíferos (Walter & Proctor, 2013). Esa y otras características como el comportamiento gregario, la filopatría, la capacidad de vuelo, la estructura social y los hábitos alimenticios hacen a los murciélagos uno de los mamíferos con mayor diversidad de ectoparásitos, no solo ácaros, sino que otros grupos de insectos como moscas y pulgas. Teniendo incluso grupos específicos de este orden (Mendez, 1998; Colín-Martínez & García-Estrada, 2016).

Específicamente el murciélago vampiro común [*Desmodus rotundus* (Geoffroy, 1810)] perteneciente a la familia Phyllostomidae, es considerado como una de las especies con mayor importancia a nivel médico veterinario y de salud pública al ser uno de los principales quirópteros parásitos principalmente de otros mamíferos y vector de una gran cantidad de patógenos (Shneider *et al.*, 2009; Sodre *et al.*, 2010; Johnson *et al.*, 2014). Debido a las modificaciones antropogénicas de los paisajes naturales a múltiples escalas espaciales, ha aumentado la cantidad de zonas agrícolas y con ello la abundancia de *D. rotundus*; por el cambio en la disponibilidad de sus recursos al aumentar la cría de ganado y otras especies domésticas (Lee *et al.*, 2012). Lo que hace suponer que además de que ocurren cambios en

las densidades poblacionales de este murciélago vampiro como huésped, también haya cambios en su interacción con sus comunidades de parásitos el cual es objeto del presente estudio.

Por ello, se desarrolló una investigación de la comunidad componente ectoparasitaria en poblaciones de *Desmodus rotundus*, con evidencias de perturbación antrópica diferencial en una región de la Vertiente del Pacífico (Oaxaca); con el objetivo de evaluar si había una variación espacial de las comunidades de ectoparásitos, así como nuevas asociaciones, ya que estudios recientes han demostrado que el ambiente puede alterar la selección en las interacciones parásito-huésped (Wolinska & King, 2009; Pilosof *et al.*, 2012; Hernández-Martínez *et al.*, 2018); e incluso se han reportado nuevos registros de artrópodos epizóicos asociados a *Desmodus rotundus* tanto en una zona urbana como ganadera en Yucatán, México (Almazán-Marín, 2017). Esto permitirá determinar los rangos de distribución geográfica de algunas especies de artrópodos que hasta el momento han sido registrados para *D. rotundus* en otras regiones de Latinoamérica, de los cuales se desconoce su posible presencia y/o distribución en nuestro país; al tiempo que permitirá dilucidar información sobre la biología de los ectosimbiontes en el hábitat natural y perturbado del murciélago vampiro.

## **II. Marco teórico**

### **2.1 Parasitismo**

#### **2.2.1 Interacción Parásito-Huésped**

El parasitismo puede ser considerado como una forma de simbiosis, o coexistencia obligada entre dos organismos. Algunos artrópodos utilizan al huésped principalmente como un recurso alimenticio alternativo, considerándose como parásitos facultativos, mientras que, para otros, el huésped constituye todo su entorno o hábitat, del cual obtendrán todos sus recursos alimenticios, éstos son llamados parásitos obligados (Wall & Shearer, 1997).

El grado de daño causado por el parásito o la patogenicidad, no es un carácter estático asociado a un organismo. Puede variar según las condiciones ambientales, la fisiología del huésped, la edad, el sexo y la competencia inmunológica junto con las diferencias de tensión tanto del huésped como del parásito (Humphrey-Smith, 1989). Incluso

la alergia a la infección debido a la exposición frecuente a un parásito puede cambiar el grado de patogenicidad ejercida por el mismo, como ocurre, por ejemplo, en infestaciones con garrapatas, ácaros y pulgas (Walter & Proctor, 2013). El daño puede definirse en términos prácticos y próximos, como una reducción de factores biológicos como la condición, la movilidad, el crecimiento del huésped, o en términos evolutivos, como una reducción de su aptitud (Lehmann, 1993; Hofstede & Feston, 2005). Por lo tanto, los rasgos de la infestación deben verse en ambos protagonistas y pueden estar bajo control genético y fisiológico compartido (Salvaudon, 2007).

Hay ciertas condiciones clave para la colonización exitosa de parásitos, la probabilidad de contacto, que en organismos nidícolas es alta; la capacidad de coexistir con otras especies de parásitos y la especificidad tanto en aspectos ecológicos (proximidad de nichos de transición) como filogenéticos (alta especificidad y posible coevolución) (Balashov Y. S., 1982). La combinación exitosa de las tres condiciones es importante, mientras que las dos últimas condiciones se pueden cumplir como resultado de la adaptación previa en algunas especies de parásitos (Ryss, 2013).

### **2.1.2 Diversidad de parásitos**

El parasitismo es uno de los estilos de vida más ampliamente extendidos en la naturaleza. La mayoría de las estimaciones coinciden en que casi la mitad de todos los seres vivos son parásitos y particularmente el 10 % de los metazoarios viven a expensas de otros organismos de vida libre (Dobson *et al.*, 2008; Poulin 2014; Morand, 2015). Esto se conoce gracias a que en los últimos años se han intensificado los estudios y las discusiones sobre la biodiversidad global de parásitos (Luque, 2008).

De acuerdo a las últimas revisiones taxonómicas, Balashov (2006) reportó que más de 40,000 especies de artrópodos parásitos de mamíferos y aves se habían descrito hasta ese momento. En el caso de México sólo se tiene un consenso hasta Whitaker & Morales-Malacara (2005), quienes registraron 681 especies de ectoparásitos exclusivamente en mamíferos. Aunque estas cifras están aumentando considerablemente para varios grupos, aún hay muchas familias de ácaros ectoparásitos poco estudiados (Pérez *et al.*, 2014).

Respecto a murciélagos, estos presentan una gran variedad de ectoparásitos. De los Parasitiformes, se encuentran muchas garrapatas y miembros de las familias Spinturnicidae,

Spelaeorhynchidae y Macronyssidae. Entre los Trombidiformes, están los representantes de las familias Myobiidae, Trombiculidae y Leeuwenhoekidae. En Sarcoptiformes, se encuentran las familias Chirorhynchobiidae, Gastronyssidae, Rosensteiniidae y Teinocoptidae dentro de las cuales algunas son exclusivas del orden Chiroptera. De hecho, Morales-Malacara (1996), reporta 18 familias y más de 1,000 especies de ácaros ectoparásitos. Sin embargo, ahora ya se reconocen 20 familias (Morales-Malacara Comp. Pers.).

En el caso de los insectos se encuentran las pulgas (Siphonaptera), hemípteros de las familias Cimicidae y Polyctenidae, moscas de las familias Nycteriidae y Streblidae (Diptera) (Salinas-Ramos *et al.*, 2017) y algunas especies de dermápteros.

Webb & Loomis (1977) mencionan que la familia de murciélagos Phyllostomidae alberga más de 230 especies de ectoparásitos representados en 15 familias de ácaros y dos familias de insectos dípteros. Sin embargo, a pesar de ser la familia más diversa dentro del orden Chiroptera, la familia Vespertilionidae es la que presenta más grupos de ectoparásitos repartidos en 18 familias de ácaros y seis de insectos.

### **2.1.3 Niveles de especificidad**

Una forma de clasificar los tipos de parásitos es de acuerdo al número de huéspedes necesarios para completar su ciclo de vida y también su especificidad visto desde las jerarquías taxonómicas de los huéspedes.

Están los monoxenos, aquellos que completan su ciclo de vida en un único huésped y están asociados a una especie huésped en particular; los estenoxenos, que se encuentran parasitando varias especies del mismo género; los oligoxenos, que son aquellos de especificidad moderada porque se encuentran regularmente en géneros de la misma familia; le siguen los polixenos con un huésped definitivo y uno o varios huéspedes intermediarios, o que parasitan a huéspedes de la misma familia (Morales-Malacara com. pers.) y eurixenos, con un amplio rango de huéspedes y nula especificidad (Moura de Souza & Antonini, 2011).

Dentro de este espectro de asociaciones, la especificidad filogenética es exhibida por ese grupo de parásitos que manifiestan baja patogenicidad, alta especificidad mantenida a través del tiempo, extensa colonización de un grupo huésped y un ciclo de vida que muestra

cercanía con el huésped. Una vez que se ha establecido una tendencia hacia este tipo de especificidad, los parásitos pueden servir de elementos comparativos y de posible coespeciación a las filogenias de sus huéspedes que presenten afinidad incierta y viceversa (Humphrey-Smith, 1989).

#### **2.1.4 Niveles de estudio del parasitismo**

Muchos de los temas de la ecología espacial moderna también tienen sus paralelos en el parasitismo, teniendo en cuenta al huésped individual como un entorno heterogéneo (Holt *et al.*, 2003). Esto conlleva al primer nivel de estudio, la infrapoblación, definida como todos los miembros de una especie de parásito dada dentro de un individuo huésped individual, le sigue la población componente que incluye a los parásitos de la misma especie en una población huésped (Guégan *et al.*, 2007).

Como tal, un huésped puede estar infestado con más de una especie de parásito, formando comunidades en las cuales se cree que en algunos casos haya competencia interespecífica y otras interacciones, habiendo también distintos niveles jerárquicos que son los que se estudian en este trabajo; los cuales son infracomunidad, que incluye a todas las especies de parásitos dentro de un huésped individual; comunidad componente, formada por todas las infracomunidades dentro de una población de una especie huésped; gremio de comunidad, que incluye a todas las comunidades de parásitos en un ensamble o gremio de huéspedes determinados y supracomunidad, que incluye a toda una comunidad de parásitos en un ecosistema (Bush *et al.*, 1997).

#### **2.1.5 Influencia Ambiental en Parasitismo**

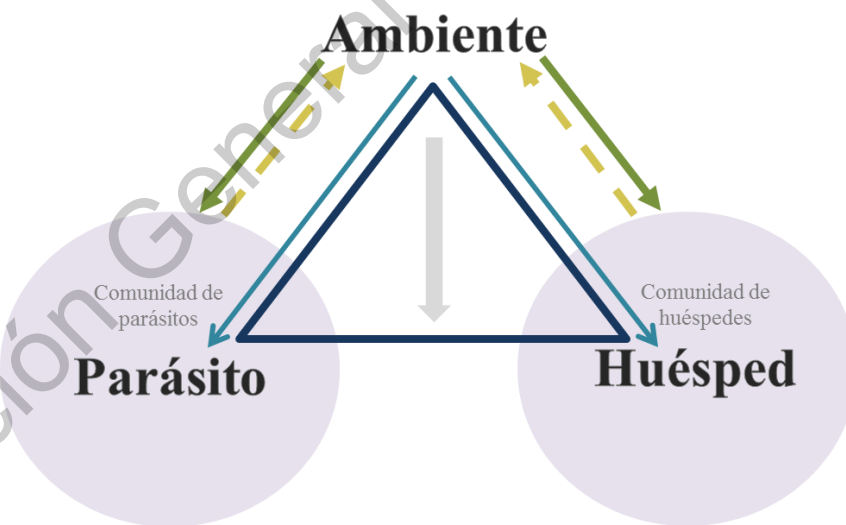
El ambiente puede tener efecto en cuatro niveles; en el huésped, en el parásito, en la interacción entre ambos y la comunidad ecológica (Figura 1). Esto altera los mecanismos locales de adaptación de diferentes maneras (Brunner & Eizaguirre, 2016). A la especie individual, puede cambiar sus parámetros inmunitarios (recuento de células inmunitarias y expresión génica inmunitaria), por ejemplo, como respuesta en una variación de temperatura y al propio paisaje adaptativo. Hasta el momento, no está claro a qué se traducen estos cambios, ya que la mayoría de los que se observan son redistribuciones de la inversión en diferentes parámetros inmunitarios en lugar de reducciones claras o aumentos en la respuesta inmunitaria (Landis *et al.*, 2012). Además, la resistencia del huésped puede mejorarse a través



de efectos plásticos como cuando las madres estresadas por ambientes con temperaturas críticas producen descendientes más resistentes y los comportamientos del huésped como las estrategias de alimentación o la elección del hábitat, pueden cambiar con el cambio climático (Garbutt *et al.*, 2014). Y finalmente, los comportamientos del huésped, como las estrategias de forrajeo o la elección del hábitat, pueden cambiar bajo el cambio climático (Graham & Harrod, 2009).

La resistencia a los parásitos variará debido a las comunidades de parásitos que contrastan entre los hábitats, que son los nichos del huésped y la gran diversidad genética existente en la población huésped (Larsen & Mouritsen, 2014).

En el parásito, el cambio ambiental puede alterar la patogenicidad sobre el huésped, favoreciéndose o disminuyéndose. Se puede dar el escenario donde el estrés ambiental promueve la susceptibilidad del huésped o aumenta la densidad del huésped y, por lo tanto, también el potencial de transmisión. A la inversa también se puede dar que el número de parásitos podría disminuir si el parásito se ve más afectado por el cambio ambiental que el huésped y tiene un potencial de infestación reducido (Lafferty & Kuris, 2005).



**Figura 1. Efectos entre los componentes ambiente-huésped-parásito.** El ambiente puede afectar directamente a los individuos parásitos y huéspedes (flechas azules). Puede alterar la dinámica de la interacción entre las dos especies cambiando la especificidad (flecha gris). Además, puede cambiar los entornos ecológicos en los que tiene lugar la interacción, modificando así las trayectorias evolutivas (por ejemplo, a través de cambios en comunidades de huéspedes y parásitos - flechas verdes continuas). Algunos, si no todos los cambios en los

huéspedes, los parásitos y sus interacciones pueden tener repercusiones en el ecosistema circundante (flechas amarillas discontinuas). Imagen basada en Brunner & Eizaguirre (2016).

## 2.2 Ecología de *Desmodus rotundus*

### 2.2.1 Aspectos biológicos

*Desmodus rotundus* es junto con otras dos especies [*Diphylla ecaudata* Spix, 1823 y *Diaemus youngi* (Jentink, 1893)] un murciélago hematófago perteneciente a la subfamilia Desmodontinae. Es de tamaño mediano (6.5 – 9 cm de longitud), con pelaje corto y denso, de color castaño pardo. Sus orejas son pequeñas, ligeramente puntiagudas y redondeadas; sus pulgares están bien desarrollados y presentan tres cojines inferiores marcados. Su rostro es reducido, el labio inferior es acanalado y presenta una cresta nasal en forma de herradura (Figura 2a). Los incisivos superiores y los caninos son grandes y afilados. Carece de cola y se caracteriza por su locomoción cuadrúpeda y por su capacidad para elevar al vuelo desde el suelo (Suzán, 2005).

Al nacer, los bebés se mantienen unidos a su madre durante aproximadamente cuatro meses, mientras aprenden a volar y cazar (Schmidt *et al.*, 1980).

La gestación dura cerca de siete meses y su reproducción se da durante todo el año por la alta incidencia de hembras lactando y hembras con bebé en todas las estaciones, siendo los meses de abril, mayo, octubre y noviembre en los que más abundan en las colonias. Incluso los machos son sexualmente activos durante todo el año (Goodwin & Greenhall, 1961; Souza *et al.*, 2018).

La interacción tan cercana que presentan la madre y el hijo propicia al intercambio tanto de endoparásitos como de ectoparásitos. También la condición en la que se encuentra la madre genera una vulnerabilidad inmunológica y con ello la susceptibilidad a contraer una mayor carga parasitaria a diferencia de los machos. Es muy posible que esta asociación se deba a los altos niveles de glucocorticoides (cortisol y cortisona) circulantes durante varias etapas del ciclo reproductivo de las hembras, los cuales pueden ejercer un efecto negativo directo sobre el sistema inmune al inhibir la liberación de interleucinas (principalmente interleucina 2) (Christe *et al.*, 2000).

*D. rotundus* no hiberna ni estiva. Tampoco tiene la capacidad de termorregularse como cualquier otro mamífero. Necesita de actividad motora para aumentar su temperatura cuando el ambiente es frío (Greenhall *et al.*, 1983).

### **2.2.2 Distribución**

Se distribuye ampliamente en el Neotrópico que se extiende desde el este (norte de Tamaulipas) y oeste (norte de Sonora) de México hasta el norte de Chile en el oeste, y todo el territorio brasileño y uruguayo en el este (Koopman, 1988). Habita desde el nivel del mar hasta más de 3500 m de altitud y ha sido capturado en hábitats tan diversos como los bosques lluviosos y vegetación semiárida (Martins *et al.*, 2009).

### **2.2.3 Sitios de descanso**

Los vampiros posan en lugares naturales como pequeñas cuevas moderadamente iluminadas, cuevas grandes con fisuras profundas y estrechas, cenotes, árboles huecos e incluso en contrafuertes de árboles (Young, 1971; Greenhall *et al.*, 1983). También se han reportado colonias en casas abandonadas, pozos, puentes y otras estructuras hechas por el hombre (Figura 2b) (Juárez-Castillo, 2012; Delpietro *et al.*, 2017).

Usualmente es la única especie en el refugio, pero también puede coexistir con otros murciélagos de los géneros *Micronycteris*, *Glossophaga*, *Carollia*, *Sturnira*, *Saccopteryx* y *Artibeus* (Greenhall *et al.*, 1983; López-Vidal, 2004; Juárez-Castillo, 2012).

Varios autores han afirmado que existe una relación entre el hábitat del huésped y la densidad de ectoparásitos. De manera que las especies de murciélagos que habitan en cavidades naturales, tales como las que usa *D. rotundus*, tienden a presentar una densidad ectoparasitaria mayor que aquellos murciélagos que viven en ambientes expuestos como ramas de árboles u hojas de arbustos (Rojas-Chaves, 2006).

Existe debate sobre la fidelidad de *D. rotundus* a sus sitios de descanso. Algunos afirman que tiene una alta fidelidad a sus zonas de percha (Young, 1971; Wilkinson, 1985; Delpietro *et al.*, 2017) y otros que el murciélago forma comunidades móviles con uso de múltiples sitios de descanso (Villa, 1966; Wimsatt, 1969; Greenhall, 1971; Mitchell *et al.*, 1973). Incluso, además de los refugios diurnos, han reportado que usan refugios nocturnos temporales donde los murciélagos van después de alimentarse, a los que Greenhall *et al.*,

(1983) llamaron “lugares de digestión”. No fue hasta que Young (1971) concluyó que la situación cambia para las diferentes colonias de vampiros, dependiendo principalmente de la proximidad y accesibilidad de cantidades adecuadas de animales presa. Es decir, la fidelidad del sitio de percha se da en función de la ubicación de las presas.

Si bien, la disponibilidad de presas ha aumentado con el tiempo, la abundancia de sitios de descanso de calidad disminuye y por ello Delpietro *et al.* (2017) encontraron una mayor cantidad de colonias en construcciones humanas, pero esto implicaba mayor riesgo de exposición a depredadores y/o combate por humanos. Probablemente también, una mayor exposición a cambios en el microclima del lugar, algo que no pareciera favorecer el buen desarrollo de los individuos y con ello el de sus parásitos, ya que Zarza *et al.* (2017) determinó que los murciélagos dependen de una variación de temperatura mínima de 4 ° C.

#### **2.2.4 Estructura Poblacional y Social**

Se considera a *D. rotundus* como un organismo gregario y no migratorio, con una estructura social compleja (Wimsatt, 1969). Forman colonias que generalmente se conforman de 20 a 100 individuos, aunque en refugios grandes puede haber incluso miles, pero es raro que se dé (Taddei *et al.*, 1991; Bernard, 2005). En un refugio, las colonias pueden estar constituidas por varios agrupamientos principales y diversos individuos aislados y/o pequeños grupos en el interior del refugio (Novaes & Uieda, 2004). Estos grupos pueden estar localizados en distintos sitios de la percha. Se da la formación de harén, conformado por hembras adultas y crías, que son protegidas por un macho dominante, donde los machos inferiores en jerarquía forman pequeños grupos o viven aislados, e incluso algunos machos pueden abandonar la colonia. Incluso, se han identificado comportamientos altruistas en los que algunos individuos regurgitan la comida para darles a otros (Carter & Wilkinson, 2013). Comportamientos de acicalamiento grupal se han observado entre los individuos, y que las hembras son filopátricas (Delpietro *et al.*, 2017).

Se ha observado que, en los refugios, es común que la composición de individuos cambie, pero se mantenga el número de organismos y haya un constante flujo génico (Wilkinson, 1985) porque varios machos y hembras visitan otros sitios de descanso para el apareamiento. Lo que provoca complicaciones para delimitar como tal una población. Martins *et al.* (2009) con el estudio de varios marcadores moleculares, como el ADN

mitocondrial, encontraron que las barreras ecológicas provocaban las subdivisiones poblacionales del vampiro y que estas no se traducen en colonias o sitios de hibernación, sino en ecodominios.

Esta estructura social permite el intercambio de ectoparásitos entre los individuos. Komeno & Linhares (1999) mencionaban que se necesita de al menos unos 50 organismos en la colonia, para que la población de ectoparásitos pudiera sobrevivir exitosamente.

### 2.2.5 Dieta

Se sabe que se alimentan preferentemente de mamíferos medianos y grandes. De los que más se tienen registros son las especies domesticas como cerdos, vacas, mulas, cabras, caballos, gallinas, perros e incluso el humano (Delpietro *et al.*, 1992). En el caso de presas silvestres, se conocen el tapir *Tapirus terrestris* (Linnaeus, 1758), el pecarí *Tayassu pecari* (Link, 1795), monos *Callicebus aureipalatii* Wallace, 2005 y *Saimiri boliviensis* Geoffroy, 1834 e incluso mamíferos marinos como los leones marinos *Otaria flavescens* Shaw, 1800 en Sudamérica (Streicker & Allgeier, 2016). También, observaciones esporádicas de cicatrices de mordeduras sugieren que se alimentan del capibara *Hydrochoerus hydrochaeris* Linnaeus, 1766 y la llama *Lama glama* Linnaeus, 1758 (Greenhall, 1988). En cambio, en México sólo se tiene registro del venado cola blanca (*Odocoileus virginianus* Zimmermann, 1780) (Sánchez-Cordero *et al.*, 2010; Tello-Mera & Mandujano, 2016).

Sus hábitos alimenticios dependen de la accesibilidad y la ubicación de las presas al oler las heces de los animales objetivo. También, su cavidad bucal posee termorreceptores que permiten detectar los vasos sanguíneos superficiales (Scheffer *et al.*, 2015).

Actualmente la producción de ganado ha aumentado y esto ha generado una reducción del nicho dietético del murciélago, en la que prefiere presas domésticas que silvestres (Mialhe, 2014; Johnson *et al.*, 2014; Bobrowiec *et al.*, 2015). Este cambio de dieta plantea preguntas interesantes para la salud y el comportamiento de los vampiros. La sangre de especies domésticas podría afectarlos directamente a través de diferencias en la calidad nutricional, a través de la exposición a nuevos patógenos y antibióticos, o indirectamente a través de la alteración de las comunidades microbianas intestinales y parasitarias (Ezenwa *et al.*, 2012).

### 2.2.6 Forrajeo

Muchos estudios varían en la estimación de forrajeo de *D. rotundus*. Trajano (1996) menciona que entre 1-3 km alrededor de su sitio de descanso, Crespo *et al.* (1961) de 5 a 8 km; Villa (1966) hasta 10 km a la redonda; Gómez & Uieda (2004) hasta 16 km y Young (1971) hasta más de 16 km.

Informes obtenidos fortalecen la idea de que el murciélago vampiro depende de la obscuridad para forrajear y que al acortarse el mismo, los vampiros tienden a acortar también la duración y distancia de sus vuelos en busca de alimento y hacen uso de porciones más pequeñas de su área de actividad. Aparentemente, los vampiros usan rutas habituales de vuelo y probablemente tengan patrones definidos para alimentarse (Mitchell *et al.*, 1973).

Como tal, el forrajeo se ve afectado por diversos factores, como el carácter del terreno local, las densidades poblacionales, la disponibilidad de sitios de descanso preferidos, la accesibilidad de posibles presas y los cambios climáticos estacionales (Young, 1971).



**Figura 2.** *Desmodus rotundus*, a) individuo infectado con moscas de la especie *T. parasiticus*, en San Luis Potosí, México, b) pequeña colonia en una construcción en Mato Grosso del Sur, Brasil. Imágenes tomadas de Cruzado-Cortés (2016) y Fazenda, Barranco Alto (2019).

### 2.2.7 Patógenos en Ectoparásitos

Actualmente ya se reconoce el papel de los artrópodos ectoparásitos en la epidemiología de ciertas enfermedades, al actuar como vectores de virus, bacterias y protozoarios de importancia médica y/o veterinaria.

Se sabe que la garrapata *Ornithodoros kelleyi* es vector de varias bacterias patógenas como *Rickettsia*, *Borrelia* y *Bartonella* (Loftis *et al.*, 2005); Los hemípteros de la familia Cimicidae específicos de murciélagos, son vectores de *Tripanosoma* (Paterson & Woo, 1984); y moscas de la familia Nycteriibidae transmiten *Polychromophilus*, un parásito protozoario, a los murciélagos (Gardner & Molyneux, 1988). Especialmente para las moscas parásitas de *D. rotundus* como *T. parasiticus* y *S. wiedemanni* se han detectado varios patógenos como el virus de la rabia (Rhabdovirus) con similitud al género *Vesiculovirus* (Almazán-Marín, 2017); el virus del dengue (flavivirus) (Abundes-Gallegos *et al.*, 2018), y *Bartonella* spp. (Morse *et al.*, 2012; Moskaluk *et al.*, 2018).

Dick y Dittmar (2014), sugieren una probable función de esta bacteria gram negativa como simbiote o patógeno en las moscas Streblidae, y también que la transmisión se da más de forma vertical (entre madre e hijo) que horizontal (por absorción del medio).

### III. Antecedentes

#### 3.1 Ectosimbiontes en *Desmodus rotundus*

Gracias a su abundancia, su amplio rango de distribución y su importancia médica, se han realizado numerosos estudios para conocer los parásitos de *Desmodus rotundus*. Particularmente para artrópodos ectoparásitos, se han registrado 6 órdenes, 13 familias, 42 géneros y 91 especies repartidas en Diptera (35 especies), Siphonaptera (tres especies), Sarcoptiformes (dos especies), Ixodida (ocho especies), Mesostigmata (15 especies) y Trombidiformes (28 especies). Sin embargo 19 especies son consideradas accidentales por la conocida asociación con otras especies de murciélagos, y 13 solo se identificaron a género (Anexo 1).

Si bien, se han obtenido registros de ectosimbiontes en casi todo su rango de distribución (Figura 3), la mayoría se concentran en unos cuantos países como Venezuela con 43 especies registradas (Jones *et al.*, 1972, Brennan & Reed, 1975, Herrin & Tipton, 1975, Saunders, 1975, Wenzel, 1976 & Guerrero, 1996), México con 38 especies (Hoffmann, 1944, Kohls *et al.*, 1965, Morales-Malacara, 1980, 1998; Almazán-Marín, 2017), Trinidad con 22 especies (Brennan & Jones, 1960; Radovsky, 1967; Webb & Loomis, 1971) y Panamá junto con Colombia, 17 especies (Wenzel *et al.*, 1966; Marinkelle & Grose, 1981; Tarquino-Carbonel *et al.*, 2015; Durán *et al.*, 2017). Mientras que los países con menor cantidad de

registros son Belice y Honduras con dos especies y Ecuador con una especie registrada (Gervais, 1944; Brennan & Bronskijk, 1975; Dusbábek & Lukoschus, 1975; Guerrero, 1997; Hofstede *et al.*, 2004).

México presenta el 41.75 % de especies conocidas en *D. rotundus* gracias a la gran cantidad de estudios realizados en su mayoría en los estados de Yucatán con 21 especies (Pearse, 1938; Kohls *et al.*, 1965; Loomis 1969; Guerrero, 1995; Morales-Malacara, 1998), Puebla con ocho especies (Hoffmann, 1944; Morales-Malacara 1998), y Michoacán con siete especies (Morales-Malacara, 1998; Sheeler-Gordon & Owen, 1999). Mientras que, en Oaxaca, a pesar de ser una de las zonas con una interesante historia biogeográfica sólo se tienen registradas las especies *Periglischrus herrerae*, *Strebla mirabilis* y *Trichobius parasiticus* (Hoffmann 1944, 1953; Morales-Malacara *et al.*, 2018).

En cuanto al grupo de los dípteros, en la familia Streblidae, la mayor cantidad de registros corresponden a *Trichobius parasiticus* y *Strebla wiedemanni* (Anexo 1). Destacan los trabajos de Wenzel y colaboradores (1966, 1970, 1976) donde registran 20 especies asociadas al murciélago vampiro como *S. mirabilis*, *S. hertigi*, *T. costalimai*, *T. jobligi* entre otras. Incluso en algunas zonas de Sudamérica mencionan que domina *T. furmani* sobre *T. parasiticus*. *Desmodus rotundus* no es huésped natural de moscas de la familia Nycteribiidae, un grupo que está relacionado con Streblidae y que también se encuentran exclusivamente en murciélagos (Mendez, 1988). Por lo que el registro de Guimarães (1972) de *Basilisa ferrisi* se considera como accidental o una contaminación.

Para Siphonaptera, la especie *Hormopsylla fosteri* de la familia Ischnopsyllidae fue registrada en Brasil (Linardi & Guimarães, 2000), mientras que dos especies de la familia Rhopalopsyllidae fueron registradas en Venezuela (Tipton y Machado-Allison, 1972). Sin embargo, Webb & Loomis (1977) consideran los registros de la familia anterior como accidentales, porque que no se conocen asociaciones de murciélagos de la familia Phyllostomidae con esas especies de pulgas; a excepción de Ischnopsyllidae que sí es exclusiva del orden Chiroptera (Quetglas *et al.*, 2014), por lo que podría considerarse como una asociación ocasional.

Dentro de los artrópodos, el grupo más diversificado y quizás el más importante es el grupo de los ácaros (Acari). A partir de Matheson (1935), se comienzan a registrar las



especies de garrapatas, especialmente de la familia Argasidae como *Ornithodoros azteci*, *O. brodyi*, *O. hasei* y *O. yumatensis* (Kohls *et al.*, 1965; Jones *et al.*, 1972). Para la familia Ixodidae se registran únicamente los géneros *Amblyomma* e *Ixodes* sin determinación específica (Jones *et al.*, 1972). Solo Almazán-Marín (2017) registra ejemplares de *A. mixtum* (registrada anteriormente como *A. cajennense*).

En el orden Mesostigmata, se han registrado seis especies de la familia Macronyssidae. Entre ellas, *Radfordiella desmodi* y *R. oudemansi* se describieron por primera vez en *Desmodus rotundus* por Radovsky (1967) y Fonseca (1948) respectivamente. *R. desmodi* se considera monoxena para el murciélago vampiro gracias a su abundancia y presencia en nueve de los países de distribución de *D. rotundus*, principalmente en México, Trinidad y Costa Rica por los trabajos de Radovsky (1967), Morales-Malacara (1998) y Rojas *et al.* (2008). En la familia Spinturnicidae se conocen nueve especies del género *Periglichrus*, siendo *P. herrerae* monoxena para *D. rotundus* (Furman, 1966; Casebeer, 1966; Morales-Malacara, 1998; Morales-Malacara *et al.*, 2018).

En los Trombidiformes se encuentran las familias Leeuwenhoekiidae con la especie *Whartonia nudosetosa* y una con afinidad a *Wagenaaria similis*, ambas registradas en Yucatán, México por Loomis (1969) y Almazán-Marín (2017); y la anterior también en Trinidad, Venezuela y Colombia (Brennan & Jones, 1960; Marinkelle & Grose, 1981); Myobiidae con *Eudusbabekia arganoi*, monoxena para *D. rotundus* (Vomero, 1972) y Trombiculidae siendo la mejor representada en ácaros con 19 especies repartidas en 16 géneros gracias a los trabajos de Brennan & Jones (1960), Brennan & Reed (1975), Brennan & Bronswijk (1975), Marinkelle & Grose (1981) y Almazán-Marín (2017).

El orden Sarcoptiformes parece ser el menos estudiado o el que menos se asocia al vampiro, con las especies *Chirnyssoides caparti* en Panamá (Fain, 1962) y *Paralabidocarpus desmodus* en Surinam (Fain, 1972, 1973).

### 3.2 Influencia Ambiental en la Interacción Parásito-Huésped

En los últimos años, se han realizado más esfuerzos para comprender cómo las variables ambientales pueden influir en la riqueza y la carga parasitaria.

Bolívar-Cimé *et al.* (2017), estimaron la prevalencia de infestación de moscas Streblidae en tres especies de murciélagos incluida *D. rotundus*, con diferencias en uso de sitios de descanso (cuevas, árboles o ambos), y en dos tipos de matrices de paisaje: bosque tropical semi-caducifolio y pastos artificiales. Encontraron que la abundancia de murciélagos fue mayor en la matriz de pastos; sin embargo, la prevalencia de infestación fue significativamente mayor en la matriz forestal continua y en murciélagos que posaron en cuevas. Con ello, concluyeron que las especies de moscas pueden responder de manera diferente a la fragmentación del hábitat de sus huéspedes, generando cambios en las interacciones de ectoparásitos de murciélagos en áreas fragmentadas.

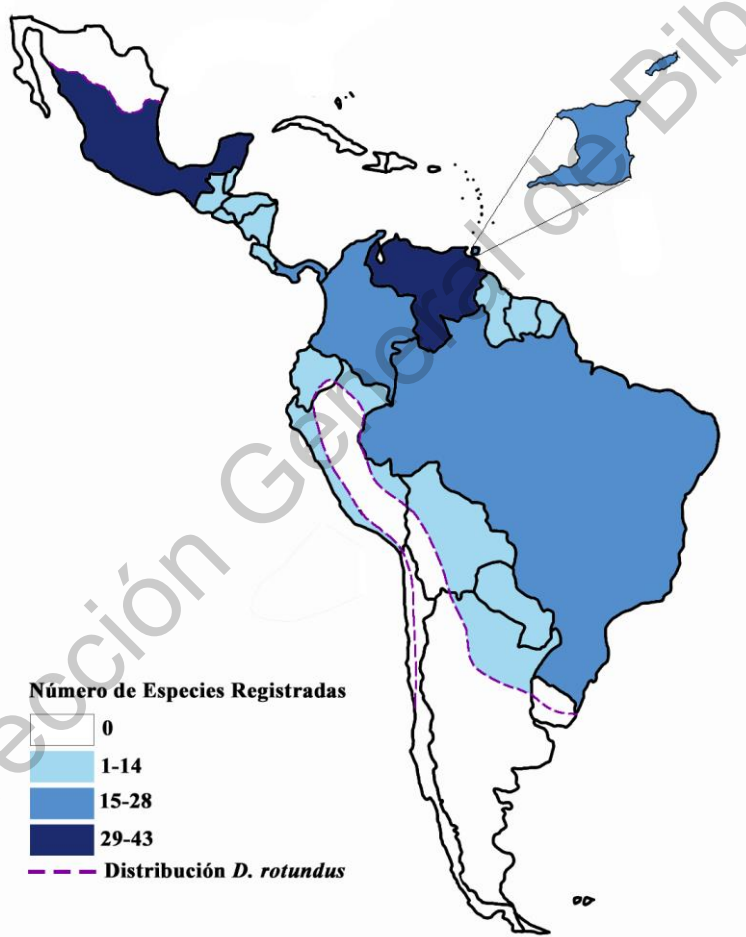
Ramalho *et al.* (2018), realizaron un estudio en Brasil para comparar la carga parasitaria de moscas en varias especies de murciélagos entre ambientes y observaron una mayor diversidad y abundancia de huéspedes en sitios degradados, pero la prevalencia y abundancia de moscas de murciélago fue más alta en áreas preservadas. También concluyeron que el sexo y la edad no fueron factores predictivos en las tasas de parasitismo.

Barbier *et al.* (2018) también analizaron cargas parasitarias de moscas en distintas especies de murciélagos, pero comparando tres ambientes que diferían en precipitación y tipos de vegetación para evaluar correlaciones. En promedio no encontraron correlación entre los dos factores, pero sí analizando individualmente dos especies. En *Carollia perspicillata* hubo diferencias en las prevalencias de moscas entre ambientes y en *Artibeus planirostris* se presentó una mayor abundancia de moscas en la estación lluviosa de una zona semiárida. Sugiriendo que hay otros factores que influyen en la carga parasitaria y que las especies huéspedes pueden responder de manera diferente, sin un patrón general obvio. Tampoco encontraron diferencias entre sexos de los huéspedes.

Trujillo-Pahua e Ibáñez-Bernal (2018) hicieron un estudio similar al de Ramalho *et al.* (2018) en Michoacán, México, comparando tres tipos de uso antropogénico: bosque de pino-encino, huertos de aguacate y un parque urbano en prevalencias de moscas y obtuvieron

resultados similares, el porcentaje de huéspedes fue mayor en el parque urbano (49%) que en los huertos de aguacate (24%) y pino-encino (27%) y se observó un patrón inverso para las mosquitas hematófagas en que el porcentaje más alto fue en pino-encino (50%), huertos de aguacate (26%) y parque urbano (24%). Sin embargo, ellos no discuten sus resultados.

Adicional a esto, se han reportado tendencias ambientales en algunas especies específicas de *D. rotundus*; Rojas *et al.* (2008) encontró que *T. parasiticus* y *R. desmodi* parecen preferir hábitats relativamente fríos y poco húmedos, en cambio *S. wiedemanni* y *P. herrerae* tienen preferencia por zonas de vida más cálidas y húmedas. Esto también concuerda con los resultados presentados por Bolívar-Cimé *et al.* (2018) quienes observan una tendencia de *T. parasiticus* de abundar en zonas más perturbadas y *S. wiedemanni* en zonas de bosque continuo.



**Figura 3. Especies de ectoparásitos registradas en *D. rotundus* de acuerdo a su distribución.**

#### **IV. Hipótesis**

Las condiciones ambientales tendrán una influencia en las comunidades de ectosimbiontes generando diferencias en la composición y estructura de las mismas a nivel espacial. La riqueza será menor en paisajes ganaderos que en paisajes boscosos.

#### **V. Objetivos**

##### **General**

Determinar la diversidad de artropodofauna asociada a *Desmodus rotundus* en la costa de Oaxaca e identificar si existe una variación en la comunidad de ectosimbiontes a nivel de paisaje entre los sitios que presentan un grado de perturbación diferencial.

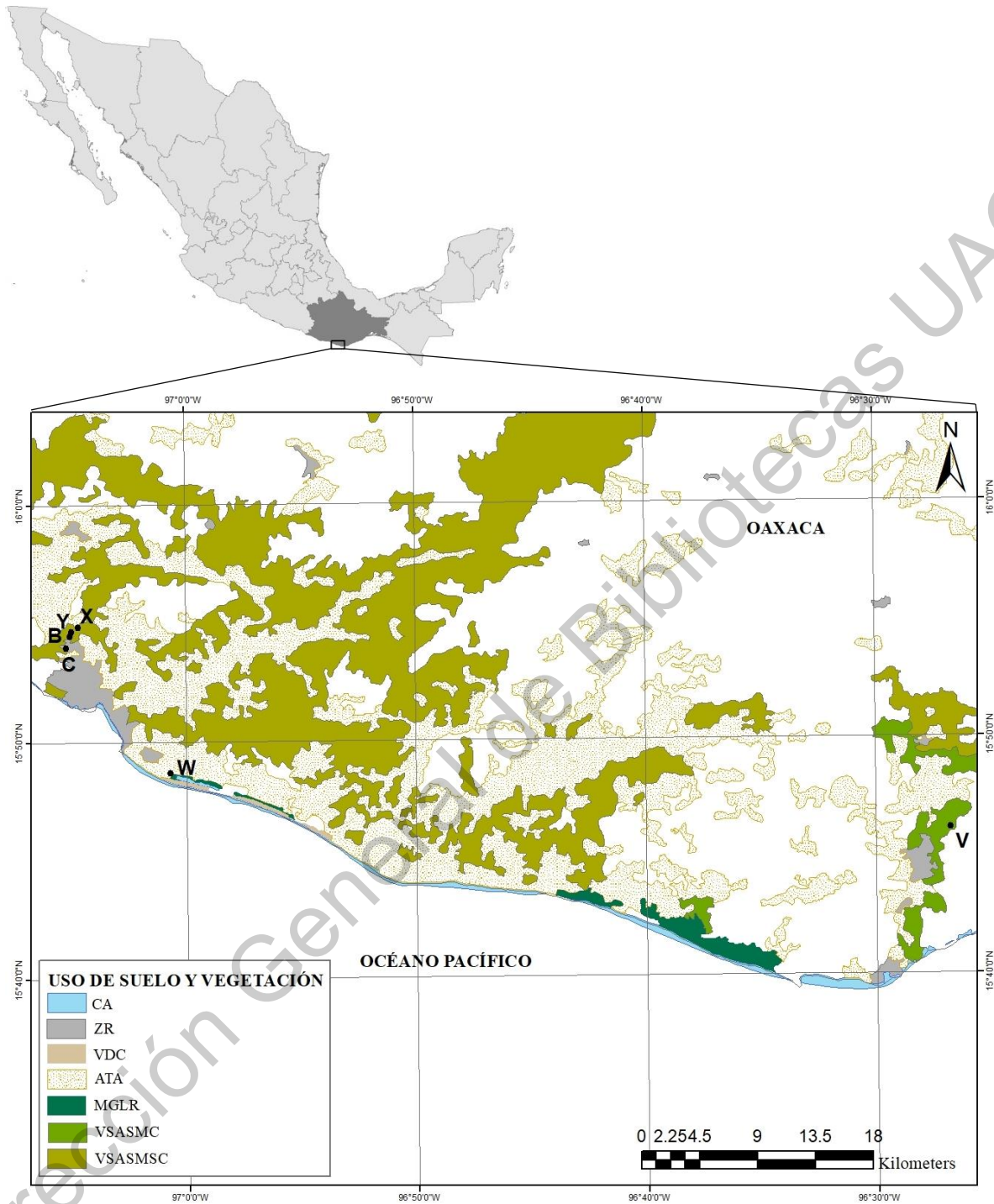
##### **Particulares**

- Determinar el índice de perturbación de los sitios de muestreo.
- Identificar taxonómicamente la artropodofauna en *D. rotundus*.
- Medir la prevalencia, intensidad media, intensidad mediana y abundancia total en cada uno de los sitios de muestreo por especie de parásito.
- A nivel de componente de comunidad medir la riqueza y estimar la diversidad por sitio.
- Comparar la riqueza y los parámetros parasitológicos entre todas las zonas que presentan diferentes matrices de paisaje.
- Comparar parámetros parasitológicos de las más abundantes específicas de ectosimbiontes entre los sitios.
- Identificar si se presenta una correlación entre los parámetros a nivel comunidad de ectosimbiontes con el estado de conservación del sitio.

#### **VI. Metodología**

## 6.1 Zona de estudio

La región de la costa oaxaqueña forma parte de la gran provincia fisiográfica de la Sierra Madre del Sur y los sitios de colecta se encuentran ubicados en la subprovincia Planicie Costera del Pacífico (Ferrusquía-Villafranca, 1998). Se eligieron seis localidades para los muestreos, ubicados en tres municipios, San Pedro Pochutla, Santa María Colotepec y San Pedro Mixtepec pertenecientes a los distritos de Pochutla y Juquila (Figura 4). Esta zona forma parte de la región del trópico seco con clima cálido subhúmedo (Aw'0) (Trejo, 2004), y la temperatura media anual es de 26.3 °C. La precipitación oscila entre los 800-1000 mm anuales (García, 1998), concentrándose principalmente en los meses de mayo a octubre, mientras que de enero-abril se caracteriza por ser una estación seca (Moreno-Casasola *et al.*, 2015). Cabe destacar que Trejo (2004), considera a una de las zonas de estudio correspondientes a San Pedro Mixtepec con clima semiárido cálido BS1(h') w. Ésta se diferencia de la anterior en la estación de lluvias, la cual empieza desde abril y termina en noviembre y la temperatura máxima anual es de 34 °C.



**Figura 4. Ubicación de los sitios de estudio.** Se presentan las claves de colecta ubicados en distintos tipos de vegetación y uso de suelo. Chepilme, San Pedro Pochutla (V), Barra de Navidad (W), Mandingas (X), Los Limones (Y), Los Hojिताles (B) y La Lucerna (C). Cuerpo de Agua (CA), Zona Rural (ZR), Vegetación de Dunas Costeras (VDC), Agricultura de Temporal Anual (ATA), Manglar (MGLR), Vegetación Secundaria Arbustiva de Selva Mediana Caducifolia (VSASMC) y Vegetación Secundaria Arbustiva de Selva Mediana

Subcaducifolia (**VSASMSC**). Conjunto de datos vectoriales obtenidos de la Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad (CONABIO), (2008).

## **6.2 Caracterización del Paisaje y Grado de Perturbación**

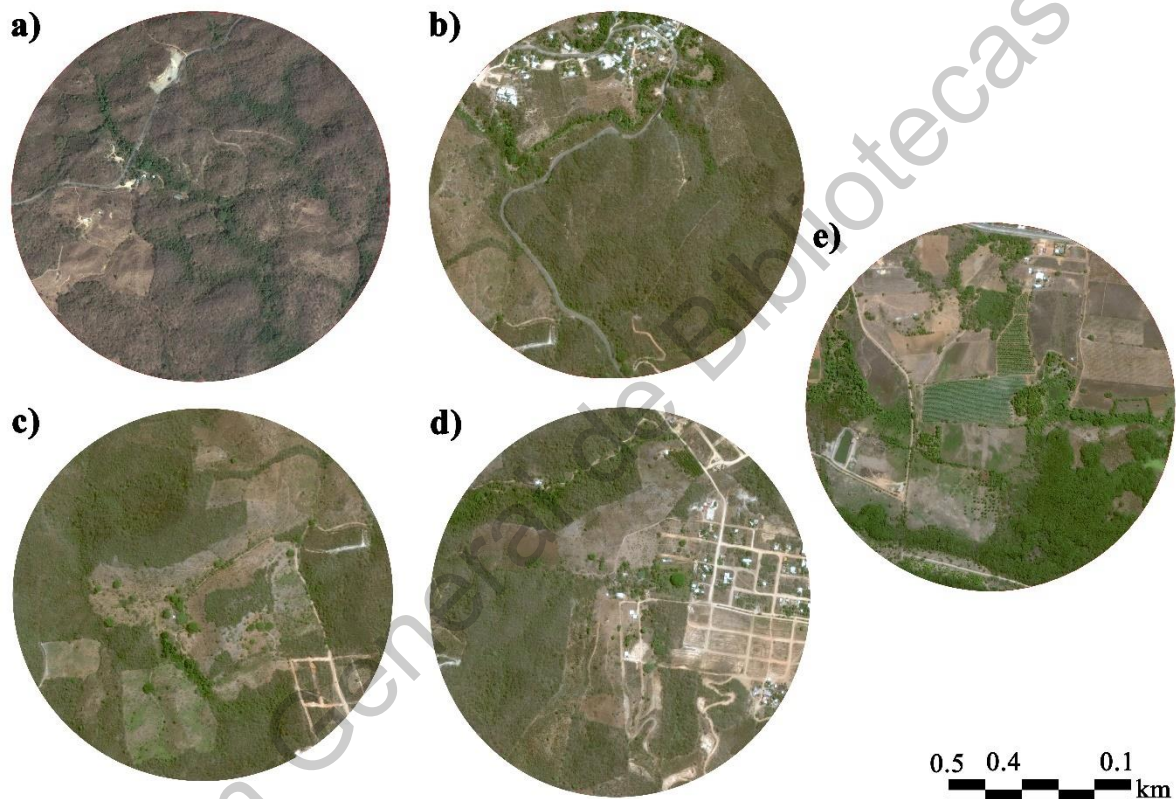
En la zona se observan cinco tipos contrastantes de matrices de paisajes, una dominada por cultivos de temporal anual (*Zea mays*, *Phaseolus vulgaris* y *Cucurbita pepo*), donde abundan potreros y la cobertura forestal se limita a un pequeño parche de manglar (*Laguncularia racemosa*) en el límite del suroeste más cercano a la costa; este corresponde a Barra de Navidad (W) (15°48.703'N, 97°00.672'W, 15 msnm). Limones (Y, D) y (15°54.670'N, 97°04.973'W, 95 msnm) y Hojिताles (B) (15°54.546'N, 97°05.054'W, 89 msnm) conforman una matriz con parches medianos de pastizales inducidos para la ganadería y alrededor se presentan parches pequeños de selva mediana subcaducifolia con vegetación secundaria arbustiva. Hacia el sur se encuentra La Lucerna (C) (15°54.014'N, 97°05.236'W, 98 msnm), dominado por asentamientos humanos, caracterizado por ser una zona rural, con parches medianos de vegetación secundaria de selva mediana subcaducifolia (Figura 4).

En contraste, hay dos zonas con áreas relativamente extensas de vegetación forestal continua. Mandingas (X) (15°54.903'N, 97°04.683'W, 152 msnm) representa un bosque en regeneración, en el que hace 20 años era utilizado como tierra de cultivo, pero éste se encuentra cerca de asentamientos humanos. En cambio, Chepilme (V) (15°46.177'N, 96°26.769'W, 149 msnm), se encuentra dominado por vegetación de selva mediana caducifolia con la presencia de un solo parche pequeño de asentamiento humano.

Para determinar el índice de perturbación, se obtuvieron imágenes LANDSAT con fecha del 22 de enero del 2016 de Google Earth. Se delimitaron círculos por matriz de paisaje de 1 km de diámetro para evitar superposición en algunas zonas y respetar el área mínima de forrajeo de *D. rotundus* (Figura 5). Después se clasificó el mosaico de cada matriz en seis categorías: cubierta forestal (incluye vegetación de selva mediana sub y caducifolia, vegetación secundaria y manglar), áreas agrícolas (pastos y cultivos), suelo desnudo, cuerpo de agua y urbanización (casas o granjas).

Se realizaron mediciones de fragmentación, basadas en las métricas encontradas en otros estudios que se asocian con la presencia y abundancia de murciélagos (Avila-Cabadilla *et al.*, 2012; Bolívar-Cimé *et al.*, 2013). Estas fueron porcentaje de cobertura forestal (PV),

definida como la suma de las áreas ( $m^2$ ) de todos los parches de vegetación dividido por el área total de la parcela (círculo) y multiplicados por 100; el tamaño promedio del fragmento (MPS), definido como la suma de las áreas ( $m^2$ ) de todos los parches de vegetación dividido por el número de parches de ese tipo; densidad de fragmentos (PD), que equivale a el número de fragmentos con vegetación entre 100 hectáreas y densidad de borde (ED) calculado con la división de la suma de todos los bordes (m) entre el área total de la parcela por 10000, para convertirlo a hectáreas (Badii & Landeros, 2007).



**Figura 5. Matrices de Paisaje.** a) Chepilme (V), vegetación continua dominante, b) Mandingas (X), selva en regeneración, c) Limones/Hojitales (Y, D, B) pastizales para crianza de ganado, d) Lucerna (C), zona rural, e) Barra de Navidad (W), pastizales de cultivo y potreros.

Se tomaron los criterios de García-García & Santos-Moreno (2014) para clasificar dos agrupaciones de matrices de acuerdo a las métricas obtenidas. Estas fueron áreas de bosques continuos caracterizados por una mayor proporción de cobertura de bosque ( $> 84.96\%$ ), baja densidad de fragmentos ( $<1.27$  fragmentos/100 ha) y menor densidad de borde ( $<38.59$  m/ha); en esa categoría se asignaron los valores de 1 a 5, los cuales representaban sitios con



baja o nula perturbación; en cambio, las áreas de bosques fragmentados que se caracterizaron por baja cobertura de bosque (<75.87%), alta densidad de fragmentos (> 2.46 fragmentos/100 ha) y mayor densidad de borde (>62.07 m/ha) se les asignaron valores del 6 al 10, considerando esos sitios con perturbación alta.

### 6.3 Captura de Murciélagos

Se realizaron capturas de murciélagos durante dos noches consecutivas por salida en las seis localidades evadiendo las noches con luna llena (Cuadro 1).

**Cuadro 1. Registro de los datos de colecta.**

Clave de Colecta	Localidad	Vegetación y uso de suelo	Fecha
V	Chepilme San pedro Pochutla	VSSMC	25 -26/VI/2014
W	Barra de navidad, Santa María Colotepec	ATA	21 -22/VIII/2014
X	Mandingas, San Pedro Mix.	VSSMSC	22 -23/X/2014
Y	Los Limones, San Pedro Mix.	VSSMSC	22 -23/XI/2014
B	Los Hojिताles, San Pedro Mix.	VSSMSC	22 -23/V/2015
C	La Lucerna, San Pedro Mix.	ZR	21 -22/VIII/2015
D	Los Limones, San Pedro Mix.	VSSMSC	4/XII/2015

Se utilizaron cuatro redes de niebla de 9 y 12 m de longitud por 2.6 m de altura (malla de 38 mm), separadas por 25 m y ubicadas a lo largo de un transecto de 100 m en la vegetación. Las redes de niebla se establecieron a una distancia de 0.5 a 3 m del nivel del suelo y se abrieron antes de la puesta del sol y se verificaron constantemente durante cinco horas. Después de quitar los murciélagos de las redes de niebla, los individuos de la especie *D. rotundus* se identificaron por sexo y luego se sacrificaron por asfixia siguiendo las pautas publicadas por el Comité de Cuidado y Uso de Animales de la Sociedad Estadounidense de Mastozoólogos (Sikes, 2016), bajo la licencia de colector científico, revisado por los comités de ética del Ministerio de Medio Ambiente y Recursos Naturales de México (SEMARNAT), Permiso SGPA/DGVS/02748/13, otorgado al Dr. Juan B. Morales Malacara (JBMM). Los murciélagos se colocaron individualmente en una bolsa de polietileno junto con una etiqueta de papel, con localidad, fecha, nombre del colector y número de catálogo. Los murciélagos capturados se conservaron en refrigeración (-29° C) para su posterior revisión en el

Laboratorio de Espeleobiología y Acarología de la Unidad Multidisciplinaria de Docencia e Investigación, Facultad de Ciencias, UNAM, Campus Juriquilla, Querétaro.

#### **6.4 Extracción y Montaje de Ectosimbiontes**

Se hizo una revisión dorsal y ventral incluyendo patas, alas, uropatagio, cabeza y orejas de los ejemplares colectados de *Desmodus rotundus* en el laboratorio bajo un estereoscopio de disección, Zeiss, Stemi 2001 (Göttingen, Niedersachsen, Alemania). La artropodofauna se recolectó con pinzas o agujas entomológicas y se colocaron en viales al 70% de alcohol con su respectiva etiqueta de colecta. La mayoría de los ácaros se aclararon con lactofenol y posteriormente se hicieron preparaciones semipermanentes con líquido Hoyer de acuerdo a la técnica propuesta por Krantz & Walter, (2009).

Todas las preparaciones y viales se depositaron en la colección de J.B.M.M (Colección Morales-Malacara) ubicada en el Laboratorio de Espeleobiología y Acarología, Facultad de Ciencias, Universidad Nacional Autónoma de México, Campus Juriquilla, Querétaro, México.

#### **6.5 Identificación Taxonómica**

En la determinación de especies se usaron distintas claves especializadas o descripciones taxonómicas de acuerdo al grupo de artrópodos.

Para las garrapatas fueron en Argasidae: Kohls *et al.*, (1965); para Ixodidae: Jones *et al.*, (1972), Guzmán-Cornejo *et al.*, (2011); para prostigmados de la familia Trombiculidae: Brennan (1969), Brennan & Dalmat (1960), Brennan & Reed (1972); para Myobiidae: Vomero, (1972), Uchikawa, (1987); para la familia Leeuwenhoekidae: Webb & Loomis, (1977), Hoffmann (1990); para Mesostigmados de la familia Spinturnicidae: Machado-Allison, 1965; Morales-Malacara, (1998); para la familia Macronyssidae: Morales-Malacara (1996); Radovsky (2010); para moscas de la familia Streblidae: Wenzel *et al.*, (1966), Wenzel, (1976).

#### **6.6 Análisis de Datos**

##### **6.6.1 Parámetros Parasitológicos**

La carga parasitaria se mide básicamente por la distribución de frecuencia de una especie de parásito en una población de huéspedes. Los parámetros parasitológicos que se usaron de

acuerdo a Bush *et al.* (1997) y Whitaker *et al.* (2009) fueron prevalencia (P) de ectoparásitos, definida como proporción de huéspedes infectados entre todos los huéspedes revisados, abundancia media (MA) como el promedio de individuos de una especie parásita entre todos los huéspedes revisados, la intensidad media (MI) como la cantidad promedio de ectoparásitos encontrados en los huéspedes infestados y la intensidad mediana con el programa de Quantitative Parasitology 3.0 (Rózsa *et al.*, 2000).

### **6.6.2 Atributos de las Comunidades de Ectosimbiontes**

Se determinó la riqueza y exclusividad a nivel de comunidad componente (Bush *et al.*, 1997). Debido a las dificultades por las diferencias en el esfuerzo de muestreo y por la posibilidad de que algunas especies “raras” no se hayan muestreado en la comunidad, se utilizó una prueba no paramétrica propuesta por Poulin (1998) y Romero-Tejeda *et al.* (2008) que fue el estimador Chao 2 con Quantitative Parasitology y se estimó el valor de equitatividad con el software PAST (Hammer *et al.*, 2001).

### **6.6.3 Análisis de Semejanza**

Para evaluar la similitud en la composición de especies de artrópodos ectosimbiontes entre los sitios de muestreo se utilizó el índice de similitud de Morisita-Horn . El cual se basa en la abundancia relativa de diferentes especies en los ensamblajes de comunidades de parásitos, y se ha encontrado que es insensible a la riqueza y al tamaño de la muestra, a diferencia del índice de Jaccard que se basa sólo en presencia y ausencia (Magurran, 1988). Con ello se realizó un cluster con el software PAST (Hammer *et al.*, 2001) y EstimateS (Smith & van Belle, 1984) para los valores de Morisita.

### **6.6.4 Ordenamiento y Correlación**

Para examinar cómo la composición de especies parásitas en *D. rotundus* varía con el incremento en la perturbación o si se relacionaba más con otros atributos como la proporción de sexos de los huéspedes se hizo un análisis de componentes principales (PCA) con el software PAST (Hammer *et al.*, 2001), también se usó un modelo de regresión logística, donde la riqueza, la estimación de Chao2, índice de equitatividad y número de especies exclusivas fueron las variables respuesta y el valor de perturbación, número de huéspedes revisados y frecuencia de sexo fueron las variables explicativas. Anteriormente los datos se estandarizaron por el tamaño de muestra desproporcional. Se realizaron pruebas ANOVA

para comparaciones de modelos y se calculó el coeficiente de correlación de Pearson con el programa R v.3.1.3 (R Development Core Team 2015).

### 6.6.5 Comparación por Especies Monoxenas y Temporadas.

Para evaluar si el grado de infestación variaba entre las especies monoxenas que se presentaron en casi todos o todos los sitios de muestreo en *D. rotundus*, las cuales fueron *Radfordiella desmodi*, *Alabidocarpus* sp. A, *Eudusbabekia arganoi* y *Trichobius parasiticus*, se compararon las prevalencias mediante la prueba de Fisher y las intensidades medianas con la prueba de Mood, en Quantitative Parasitology 3.0 (Rózsa *et al.*, 2000).

El sitio de Limones se muestreó en dos meses distintos, y en el límite de transición de una estación lluviosa a seca. Por lo que se hicieron varias pruebas para comparar distintos parámetros parasitológicos de *Eudusbabekia arganoi* y *Trichobius parasiticus* entre las dos fechas. Estas fueron prueba de Fisher y prueba exacta incondicional para prevalencias, prueba de Mood para intensidades medianas, comparación de dos muestras de la discrepancia de Poulin con 97.5% CI (Bootstrap BCa con 1000 replicaciones) y prueba de Bootstrap para abundancias medias.

## VII. Resultados

### 7.1 Generales

Se colectaron 74 murciélagos y se obtuvo una prevalencia de 100% de infestación por ectoparásitos, todos los huéspedes se encontraron infestados por al menos un artrópodo. Se extrajo un total de 4,311 ectoparásitos. Estos fueron asignados morfológicamente a 16 especies, pertenecientes a 15 géneros y 10 familias. El sitio con mayor número de huéspedes fue Los Limones con 20 individuos colectados, y el menor con cuatro individuos que fue Chepilme, San Pedro Pochutla (Cuadro 2). Ninguno de los sitios se estableció completamente en el rango de bosque continuo, Chepilme se asignó al límite entre bosque continuo y bosque fragmentado, los demás tuvieron valores altos de perturbación junto con una gran densidad de parches, pero éstos fueron significativamente diferentes entre sí (Cuadro 3).

**Cuadro 2. Murciélagos colectados en la costa de Oaxaca.**

Clave de colecta	Localidad	Murciélagos colectados	Hembras	Machos
------------------	-----------	------------------------	---------	--------

V	Chepilme, San Pedro Pochutla	4	1	3
W	Barra de Navidad, Santa María Colotepec	6	2	4
X	Mandingas, Juquila San Pedro Mixtepec	17	9	8
Y	Los Limones, Juquila San Pedro Mixtepec	20	11	9
D	Los Limones, Juquila San Pedro Mixtepec	13	5	8
B	Los Hojिताles, Juquila San Pedro Mixtepec	8	1	7
C	La Lucerna, Juquila San Pedro Mixtepec	6	1	5

La estimación a nivel gamma de acuerdo a Chao 2 fue de 22.2 especies (95% CI: 17±55.6) con un error estándar de 7.5. Por sitio las riquezas y estimaciones fueron diferentes, la de Limones fue ligeramente alta en proporción al tamaño de muestra y se presentaron dos especies exclusivas, que fueron *Whartonia ca. glenni* y *Amblyomma mixtum*, aunque su incidencia fue muy baja. En cambio, Chepilme, San Pedro Pochutla, caracterizado por ser una selva en regeneración, su riqueza de especies fue significativamente grande con ocho especies registradas y con exclusividad de la garrapata *Ornithodoros yumatensis*, el trombicúlido *Beamerella acutascuta* y el ácaro monoxeno *Periglischrus herrerae* (Cuadro 4). Para los demás sitios, las especies exclusivas fueron *Nycteriglyphus* sp. A en Barra de Navidad y *Cryptonyssus* sp. en Hojिताles, aunque estas, su incidencia fue muy baja.

**Cuadro 3. Medidas de Fragmentación de las Matrices de Paisaje.** PV: Porcentaje de Cobertura Forestal, MPS: Tamaño promedio del Fragmento, PD: Densidad de Fragmentos, ED: Densidad de Borde.

Matriz de Paisaje	PV (%)	MPS (ha)	PD (n/100 ha)	ED (m/ha)
Mandingas	68.71	9.18	7.48	77.8
Limones/Hojिताles	53.87	8.5	6.33	88.70
Lucerna	44.67	3.92	11.37	99.62
Barra de Navidad	32.17	5.08	6.32	119.12
Chepilme	84.49	16.73	5.04	36.23

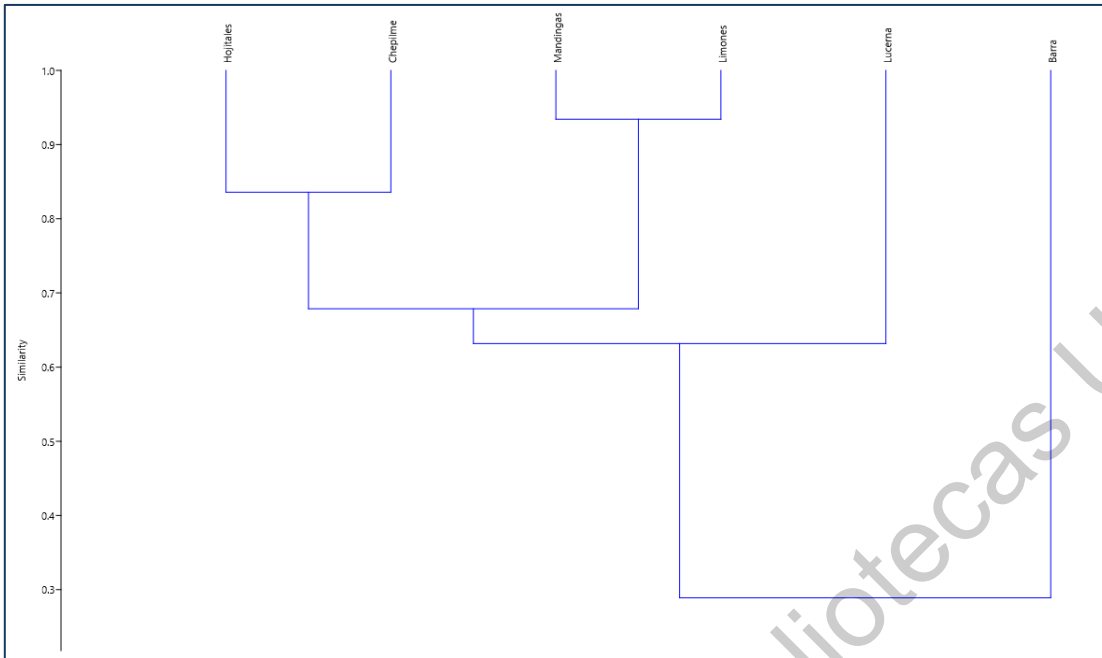
El sitio con menor riqueza de especies fue Barra de Navidad con cuatro especies y Lucerna con cinco. La composición de especies entre las comunidades componentes de

ectosimbiontes fue variable. Las especies que estuvieron presentes en todos los sitios, fueron *Eudusbabekia arganoi*, *Alabidocarpus* sp. A y *Trichobius parasiticus*, todas específicas de *D. rotundus* y dos de ellas (ácaros) consideradas como parásitos permanentes, por su ciclo de vida. La familia mejor representada fue Trombiculidae con cuatro especies registradas en Mandingas, Limones, Hojिताles, Lucerna y Chepilme. Estas fueron *Perissopalla ipeana*, que fue la más abundante dentro de la familia, sigue *Loomisia desmodus*, *Eutrombicula alfreddugesi* y *Beamerella acutascuta*.

**Cuadro 4. Riqueza de especies por sitio de muestreo.** S: riqueza, EE: especies exclusivas, IP: Índice de Perturbación.

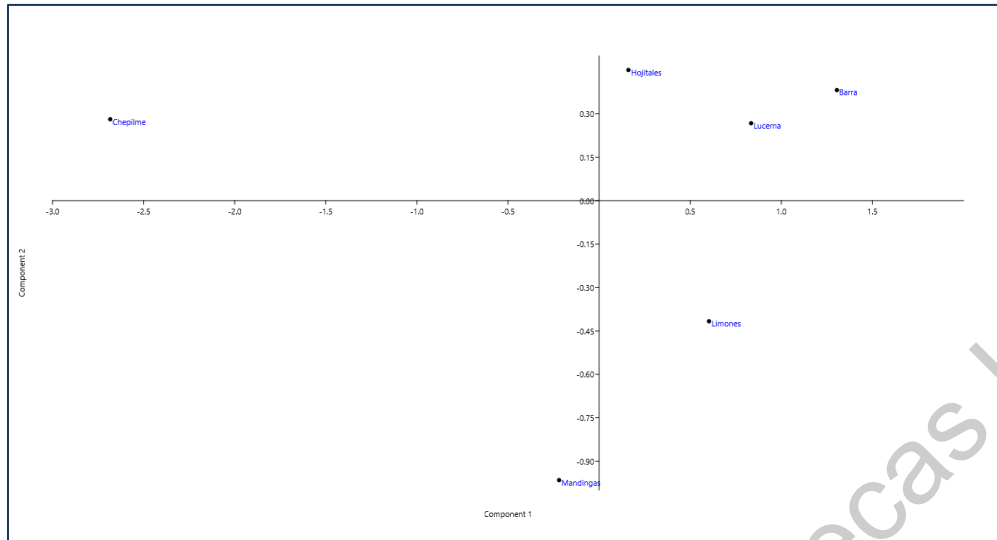
<b>Atributos de comunidad</b>	Chepilme	Mandingas	Barra de Navidad	Limones	Hojिताles	Lucerna
<b>S</b>	8	8	4	9	8	5
<b>EE</b>	3	1	1	2	1	0
<b>IP</b>	5	6.5	8.5	7.5	7.5	8
<b>Chao2</b>	8.2	8	4.8	11.8	10.6	5
<b>Equitatividad</b>	0.73	0.84	0.36	0.33	0.81	0.8

La similitud de composición de especies fue mayor entre Mandingas y Limones con un valor de Morisita-Horn de 0.934, Chepilme y Hojिताles formaban otro grupo (0.83); Hojिताles a su vez presentaba una similitud de 0.74 con Lucerna y con Barra de Navidad de 0.59, pero Lucerna también tenía especies compartidas con Mandingas (0.71). Los sitios con menor similitud fueron Limones y Barra de Navidad (0.033). Estos valores al formar un dendrograma se ajustaron de manera similar al grado de perturbación que presentaba cada sitio. Los más perturbados y más aislados fueron Lucerna y Barra de Navidad. Mientras que los otros, además de presentar un tipo de vegetación similar, sus valores de perturbación también lo eran. A excepción de Mandingas, que tuvo mayor similitud con Limones que con Chepilme (Figura 6).



**Figura 6. Dendrograma de Similitud de Morisita-Horn.** De acuerdo a la diversidad beta de los sitios de muestreo.

El análisis de componentes principales (Figura 7), mostró que el componente uno explicaba el 85.34% de las varianzas y su eigenvalor fue de 2.0007; la variable con mayor peso fue perturbación (0.86) y el menor fue la riqueza (-0.34), y con el análisis de Pearson se encontró una correlación negativa de perturbación con exclusividad de especies y el valor fue significativo (-0.902;  $p = 0.014$ ).



**Figura 7. Análisis de Componentes Principales (PCA).** Donde los sitios se ordenan de acuerdo a la perturbación (eje X).

Los sitios se ordenan conforme a la perturbación, los más perturbados se corren hacia el eje positivo X mientras que la riqueza disminuye, por eso Chepilme es el sitio que se encuentra en el eje negativo y completamente aislado de los demás.

A un nivel más específico se encuentran los parámetros parasitológicos donde se analiza a las especies parásitas por separado (Cuadro 5). La más abundante fue *Radfordiella desmodi* de la familia Macronyssidae, que representó un poco más de la mitad de toda la abundancia total de parásitos, y el estadio más encontrado fue el de protoninfa; su prevalencia fue alta a excepción de Barra de Navidad donde no se encontró en ninguno de los huéspedes revisados. De acuerdo a la prueba de Fisher su prevalencia fue diferente entre los sitios ( $p = 0.0004$ ), así como la intensidad mediana con la prueba de Mood ( $p = 0.0009$ ). En cambio, la mosca hematófaga *T. parasiticus* (Tricho) y el ácaro pilícola *Alabidocarpus* sp. A (*Alab*), ambas presentes en todos los sitios, sólo tuvieron diferencias significativas en la prevalencia ( $p_{Tricho} < 0.001$ ,  $p_{Alab} = 0.003$ ) y en la prueba de Mood sus intensidades medianas fueron similares entre sitios ( $p_{Tricho} = 0.193$ ,  $p_{Alab} = 0.6571$ ).



**Cuadro 5. Parámetros parasitológicos de las especies asociadas a *D. rotundus*.** N: Número de Huéspedes revisados, HI: Número de Huéspedes Infestados, P: Prevalencia (%), IM: Intensidad Media, IMED: Intensidad Mediana.

<b>Chepilme San Pedro Pochutla</b>	<b>N</b>	<b>HI</b>	<b>P</b>	<b>IM</b>	<b>IMED</b>
<i>Ornithodoros yumatensis</i>	4	2	50.00	9.00	9.00
<i>Radfordiella desmodi</i>	4	3	75.00	50.00	58.00
<i>Periglischrus herrerae</i>	4	2	50.00	9.00	9.00
<i>Beamerella acutascuta</i>	4	1	25.00	1.00	1.00
<i>Eudusbabekia arganoi</i>	4	4	100.00	3.25	3.00
<i>Alabidocarpus</i> sp. A	4	3	75.00	42.00	55.00
<i>Strebla wiedemanni</i>	4	4	100.00	3.75	2.50
<i>Trichobius parasiticus</i>	4	4	100.00	15.25	9.00
<b>Mandingas, Juquila San Pedro</b>	<b>N</b>	<b>HI</b>	<b>P</b>	<b>IM</b>	<b>IMED</b>
<i>Amblyomma parvum</i>	17	1	5.90	1.00	1.00
<i>Radfordiella desmodi</i>	17	17	100.00	33.65	11.00
<i>Eutrombicula alfreddugesi</i>	17	5	29.40	1.60	2.00
<i>Loomisia desmodus</i>	17	3	17.60	3.33	3.00
<i>Perissopalla ipeani</i>	17	8	47.10	7.88	2.50
<i>Eudusbabekia arganoi</i>	17	14	82.40	12.21	9.00
<i>Alabidocarpus</i> sp. A	17	3	17.60	12.00	4.00
<i>Trichobius parasiticus</i>	17	16	94.10	9.38	7.50
<b>Los Hojिताles</b>	<b>N</b>	<b>HI</b>	<b>P</b>	<b>IM</b>	<b>IMED</b>
<i>Cryptonyssus</i> sp. A	8	1	12.50	1.00	1.00
<i>Radfordiella desmodi</i>	8	4	50.00	11.00	13.00
<i>Loomisia desmodus</i>	8	4	50.00	5.00	5.00
<i>Perissopalla ipeani</i>	8	4	50.00	1.75	1.00
<i>Eudusbabekia arganoi</i>	8	6	75.00	6.83	5.00
<i>Alabidocarpus</i> sp. A	8	1	12.50	60.00	60.00
<i>Strebla wiedemanni</i>	8	1	12.50	1.00	1.00
<i>Trichobius parasiticus</i>	8	5	62.50	5.00	4.00
<b>Los Limones</b>	<b>N</b>	<b>HI</b>	<b>P</b>	<b>IM</b>	<b>IMED</b>
<i>Amblyomma mixtum</i>	20	3	15.00	1.67	2.00
<i>Radfordiella desmodi</i>	20	20	100.00	84.00	72.00
<i>Eutrombicula alfreddugesi</i>	20	5	25.00	1.80	2.00
<i>Loomisia desmodus</i>	20	1	5.00	1.00	1.00
<i>Perissopalla ipeani</i>	20	5	25.00	1.60	1.00
<i>Whartonia ca. glenni</i>	20	1	5.00	1.00	1.00
<i>Eudusbabekia arganoi</i>	20	19	95.00	5.32	4.00
<i>Alabidocarpus</i> sp. A	20	1	5.00	38.00	38.00
<i>Trichobius parasiticus</i>	20	20	100.00	14.90	14.50
<b>Los Limones, temporada seca</b>	<b>N</b>	<b>HI</b>	<b>P</b>	<b>IM</b>	<b>IMED</b>

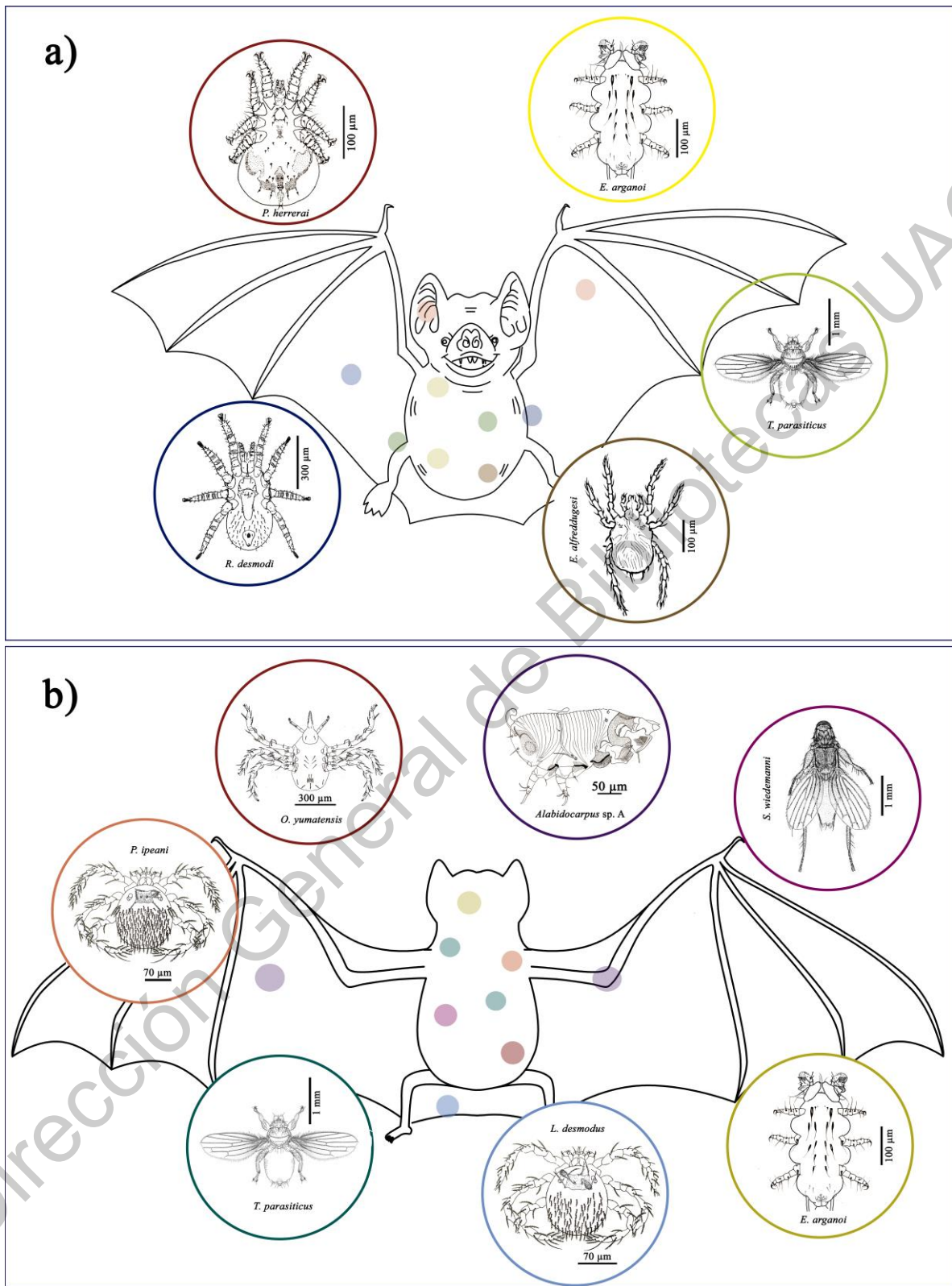
<i>Eudusbabekia arganoi</i>	13	13	100.00	19.92	17.00
<i>Trichobius parasiticus</i>	13	3	23.10	1.00	1.00
<b>La Lucerna</b>	<b>N</b>	<b>HI</b>	<b>P</b>	<b>IM</b>	<b>IMED</b>
<i>Radfordiella desmodi</i>	6	6	100.00	5.17	4.00
<i>Perissopalla ipeani</i>	6	2	33.30	1.50	1.50
<i>Eudusbabekia arganoi</i>	6	5	83.30	11.40	13.00
<i>Alabidocarpus sp. A</i>	6	2	33.30	3.50	3.50
<i>Trichobius parasiticus</i>	6	5	83.30	6.80	6.00
<b>Barra de Navidad, Santa María</b>	<b>N</b>	<b>HI</b>	<b>P</b>	<b>IM</b>	<b>IMED</b>
<i>Eudusbabekia arganoi</i>	6	6	100.00	3.17	2.00
<i>Nycteriglyphus sp. A</i>	6	1	16.70	1.00	1.00
<i>Alabidocarpus sp. A</i>	6	4	66.70	27.00	24.00
<i>Trichobius parasiticus</i>	6	1	16.70	1.00	1.00

En el sitio de Limones, como se muestreó en la transición de una estación lluviosa a una seca que fue en diciembre, se probó si cambiaba la composición y los atributos parasitológicos de las especies presentes en esa estación, para ver si había una influencia fenológica. La composición sí cambió, sólo se encontraron dos artrópodos parásitos que fueron *E. arganoi* y *T. parasiticus*. De éstas, para la primera especie se encontró únicamente diferencias en la abundancia media con la prueba de Bootstrap ( $p = 0.02$ ). La prevalencia de acuerdo a la prueba incondicional exacta fue similar entre sitios ( $p > 0.3$ ) y la comparación de dos muestras de la discrepancia de Poulin (97.5% CI) también ( $p > 0.05$ ). En cambio, la mosca *T. parasiticus* sí mostro diferencias significativas en prevalencia con la prueba incondicional exacta ( $p < 0.0001$ ) y abundancia media con la prueba de Bootstrap ( $p = 0.001$ ), a excepción de la comparación de la discrepancia de Poulin (97.5% CI) ( $p > 0.05$ ).

Durante la extracción de ectosimbiontes, se encontró una preferencia de algunas especies hacia distintas zonas corporales del vampiro, consideradas como biotopo o nicho ecológico según Balashov (2005) (Figura 8). En la zona ventral de las alas, dominaban las protoninfas de *R. desmodi*, principalmente en el sitio de unión al cuerpo. Aunque también se encontraron hembras de *P. herrerae* en las alas ventrales, pero su zona con mayor incidencia fue en las orejas, específicamente en el trago. De los trombicúlidos, *E. alfreddugesi* se encontró más la zona cercana a los genitales, y *L. desmodus* sólo parasitaba en el uropatagio, principalmente en el borde. *Eudusbabekia arganoi* presentó mayor abundancia en la cabeza y *Alabidocarpus sp. A* fue dominante en el antebrazo, membranas alares y patas, así como

el uropatagio. Las moscas generalmente se encontraron en todo el cuerpo pero se encontró preferencia en el pliegue entre los hombros y sitio de unión del ala con el cuerpo.

Dirección General de Bibliotecas UAQ



**Figura 8. Biotopo de los artrópodos asociados a *D. rotundus*.** a) zona ventral del murciélago y b) zona dorsal. Imágenes modificadas de Kohls et al., (1969); Morales-Malacara (1981); Hoffmann (1990); Radovsky (2010).

## 7.2 Taxonomía alfa

Se presenta una diagnosis tanto de la familia, el género y la especie en sus distintos estadios de desarrollo, de acuerdo a lo encontrado en este estudio; junto con un listado taxonómico propuesto por Lindquist *et al.* (2009).

Los caracteres morfológicos en la familia Trombiculidae se tomaron de acuerdo a Hoffmann (1990) y se optó por usar la nomenclatura nueva de las sedas en Mesostigmata, Trombidiformes y Sarcoptiformes.

Phylum Arthropoda Latreille, 1829

Subphylum Chelicerata Heymons, 1901

Clase Arachnida Lamarck, 1801

Subclase Acari Leach, 1817

Superorden Parasitiformes Reuter, 1909

Orden Ixodida Leach, 1815

Superfamilia Ixodoidea Leach, 1815

Familia Argasidae Canestrini, 1890

Género *Ornithodoros* Koch, 1844

*Ornithodoros yumatensis* Cooley & Kohls, 1941

Familia Ixodidae Koch, 1944

Género *Amblyomma* Koch, 1884

*Amblyomma mixtum* Koch, 1844

*Amblyomma parvum* Aragão, 1908

Orden Mesostigmata Canestrini, 1891

Superfamilia Dermanyssoidea

Familia Macronyssidae Oudemans, 1936

Género *Cryptonyssus* Radovsky, 1966

*Cryptonyssus* sp.

Género *Radfordiella* Fonseca, 1948

*Radfordiella desmodi* Radovsky, 1967

Familia Spinturnicidae Oudemans, 1902

Género *Periglischrus* Kolenati, 1857

*Periglischrus herrerae* Machado-Allison, 1965

Superorden Acariformes Zakhvatkin, 1952

Orden Trombidiformes Reuter, 1909

Superfamilia Trombiculoidea Ewing, 1929

Familia Trombiculidae Ewing, 1929

Género *Beamerella* Brennan, 1958

*Beamerella acutascuta* Brennan, 1958

Género *Eutrombicula* Ewing, 1938

*Eutrombicula alfreddugesi* (Oudemans, 1910)

Género *Loomisia* Brennan & Reed, 1972

*Loomisia desmodus* (Brennan & Dalmat, 1960)

Género *Perissopalla* Brennan & White, 1960

*Perissopalla ipeani* Brennan, 1969

Familia Leeuwenhoekiiidae Womersley, 1944

Género *Whartonia* Ewing, 1944

*Whartonia ca. glenni*

Superfamilia Myobiodea Mégnin, 1877

Familia Myobiidae Mégnin, 1877

Género *Eudusbabekia* Jameson, 1971

*Eudusbabekia arganoi* (Vomero, 1972)

Orden Sarcoptiformes Reuter, 1909

Superfamilia Glycyphagoidea

Familia Rosensteiniidae Cooreman, 1954

Género *Nycteriglyphus* Zachvatkin, 1941

*Nycteriglyphus* sp. A

Superfamilia Sarcoptoidea

Familia Chirodiscidae Trouessart, 1892

Género *Alabidocarpus* Ewing, 1929

*Alabidocarpus* sp. A

Subphylum Hexapoda Latreille, 1825

Clase Insecta Linnaeus, 1758

Orden Diptera Linnaeus, 1758

Superfamilia Hippoboscoidea

Familia Streblidae Kolenati, 1863

Género *Trichobius* Gervais, 1844

*Trichobius parasiticus* Gervais, 1844

Género *Strebla* Wiedemann, 1824

*Strebla wiedemanni* Kolenati, 1856

Familia **Argasidae** Canestrini, 1890

**Diagnosis.** Gnatosoma en posición anteroventral en larvas; cubierto o ventral al idiosoma en adultos y ninfas. Artejos de los pedipalpos libres en todos los estadios. Adultos y ninfas con tegumento coriáceo, arrugado, granulado, mamilado o con tubérculos; pseudo-escutelo rara vez presente; estigmas dorsales entre las patas III y IV; pulvilo generalmente rudimentario o ausente. Ojos cuando están presentes colocados en los pliegues supracoxales. Larvas con presencia o ausencia de la placa dorsal; algunas veces con pulvilo desarrollado o funcional (Cooley & Kohls, 1944).

**Generalidades.** Ectoparásitos obligados y hematófagos, conocidos como garrapatas blandas que presentan un ciclo de vida con varios estadios ninfales, en los que pueden alimentarse de múltiples huéspedes, pero usualmente parasitan aquellos que regresan periódicamente a un refugio permanente o semipermanente (Hoogstraal, 1985) . En caso de no estar sobre un huésped pueden entrar en letargo. Producen espermátidas en el último estadio ninfal. Muestran un dimorfismo sexual mínimo y se encuentran principalmente en regiones áridas semitropicales y tropicales (Guglielmone *et al.*, 2003).

Género *Ornithodoros* Koch, 1844

**Diagnosis, larva.** Ápice del hipostoma redondeado o puntiagudo. Presencia de 6-9 pares de sedas en el idiosoma ventral y generalmente más de 10 pares de sedas en el idiosoma dorsal. Placa dorsal, ubicada en el centro del idiosoma y la cual puede presentar forma subrectangular, piriforme o triangular con menos de 3 o 4 sedas centrales anteriores a la parte media de la placa dorsal. Uñas presentes y pulvilo poco desarrollado (Figura 9) (Jones & Clifford, 1972).

*Ornithodoros yumatensis* Cooley & Kohls, 1941

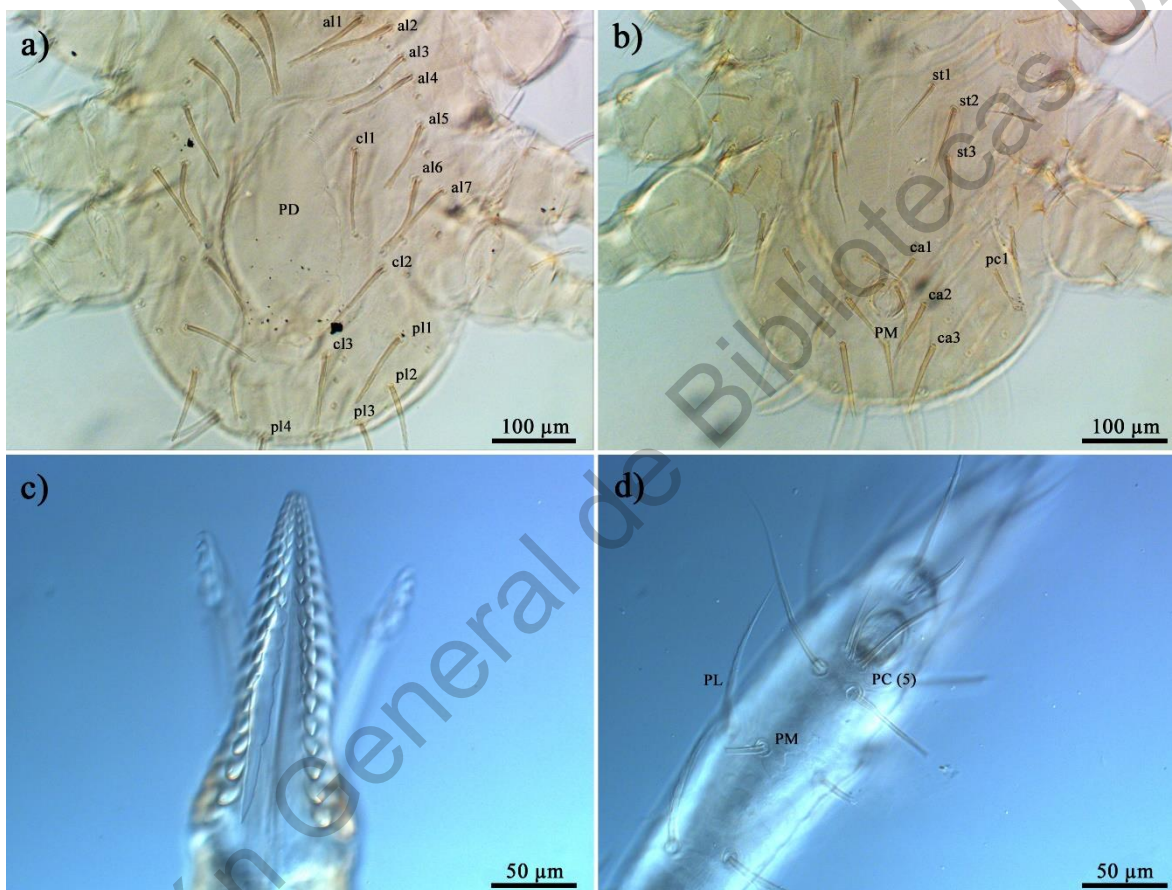
**Diagnosis, larva.** Hipostoma no comprimido en la parte media; dentículos apicales 3/3. Cápsula del órgano de Haller con reticulaciones. Idiosoma ventral con ocho pares de sedas, incluyendo una seda posteromediana. Idiosoma dorsal con una placa piriforme y con 14-16 pares de sedas. Sedas de las patas sin flecos; tarsos I con dos pares de sedas laterales (Guzmán-Cornejo *et al.*, 2017).

**Material estudiado:** 7 LL, ex *D. rotundus* ♂, Chepilme, San Pedro Pochutla, Oaxaca. 25-VI-2014, C. García-Estrada (JMM/M7V002.30-0.33, 0.35-0.37). 7 LL, ex *D. rotundus* ♂, mismos datos (JMM/M7V002). 4 LL, ex *D. rotundus* ♂, mismos datos. 25-VI-2014, C. García-Estrada (JMM/M7V003).

**Comentarios.** Especie similar en el estadio larval a *O. brodyi* por el número sedas en el tarso I a diferencia de las sedas dorsales, que puede tener hasta 16, la placa dorsal es piriforme y presenta una seda menos en el cuerpo ventral. Las diferencias en estado adulto son más distinguibles. No es exclusiva de *Desmodus rotundus* porque también se ha encontrado en



murciélagos de las familias Molossidae, Vespertilionidae y Emballonuridae (Cooley & Kohls, 1941; Jones *et al.*, 1972; Dooley *et al.*, 1976) por lo que es considerada como polixena. Hasta ahora se conoce su distribución en Arizona, Colombia, Nicaragua y Venezuela. En México es donde más registros tiene sobre el murciélago vampiro en los estados de Chiapas, San Luis Potosí y Yucatán por lo que este estudio representa un primer registro para el estado (ver Anexo 1).



**Figura 9.** *Ornithodoros yumatensis*, larva. a) vista dorsal, b) vista ventral, c) hipostoma d) tarso I, vista dorsal; sedas parascapulares (PC), seda posterolateral (PL), seda posteromediana (PM).

Familia **Ixodidae** Koch, 1944

**Diagnosis.** Gnatosoma visible o proyectado sobre el idiosoma en todos los estadios. Pedipalpos generalmente claviformes de cuatro segmentos; con el cuarto segmento de tamaño pequeño y retráctil, insertado ventralmente en una cavidad del tercer segmento. Hipostoma generalmente con dentículos. Hembras con presencia de áreas porosas en la base

dorsal del gnatosoma para la producción de sustancias de protección para los huevos. Escutelo hodonotal en machos; podonotal en hembras, ninfas y larvas; con o sin ornamentaciones, en algunos géneros con festones en los bordes; si se presentan ojos, estos se sitúan también en los bordes del escutelo. Presencia de placas espiraculares bien desarrolladas en la zona ventral e insertadas por detrás de las coxas IV en ninfas y adultos (Keirans, 1992; Estrada-Peña, 2015).

**Generalidades.** Ectoparásitos hematófagos, conocidos como garrapatas duras. Presentan un dimorfismo sexual marcado. La mayoría de los miembros de esta familia parasitan tres huéspedes en todo su ciclo de vida, un animal distinto por cada etapa de desarrollo (larva, ninfa y adulto), y se mantienen adheridos a ellos por largos periodos de tiempo hasta que caen y mudan al siguiente estadio. En cambio, algunas especies completan su ciclo en uno o dos huéspedes. Las hembras tienden a inflar su opistosoma después de la ingesta abundante de sangre, la cual requieren para la producción de huevos y por ello el escutelo es podonotal. Son organismos cosmopolitas. Generalmente muestran poca especificidad a los huéspedes, aunque algunas especies llegan a mostrar preferencia por algunos grupos de animales. Se dividen tradicionalmente en dos grupos: Prostriata que comprende únicamente al género *Ixodes*, en el que los machos son capaces de producir espermátidas sin alimentación previa y Metastriata que incluye a los demás géneros, en el que los machos producen espermátidas después de la alimentación, aunque puede haber excepciones (Guglielmone *et al.*, 2003).

Género *Amblyomma* Koch, 1884

**Diagnosis.** Base del gnatosoma variable en forma, usualmente sub-triangular o sub-rectangular en la zona dorsal. Pedipalpos generalmente largos, en especial el segundo artejo, el cual puede ser el doble de largo que los otros. Escutelo generalmente ornamentado, a menudo con patrones iridiscentes brillantes y multicolores o manchas oscuras y rayas en una base pálida. Placas espiraculares sub-triangulares o en forma de coma. Presencia de ojos generalmente planos o ligeramente elevados y 11 festones. Placas adanales ausentes en el macho, pero puede presentar placas ventrales en frente de los festones (Guzmán-Cornejo *et al.*, 2011).

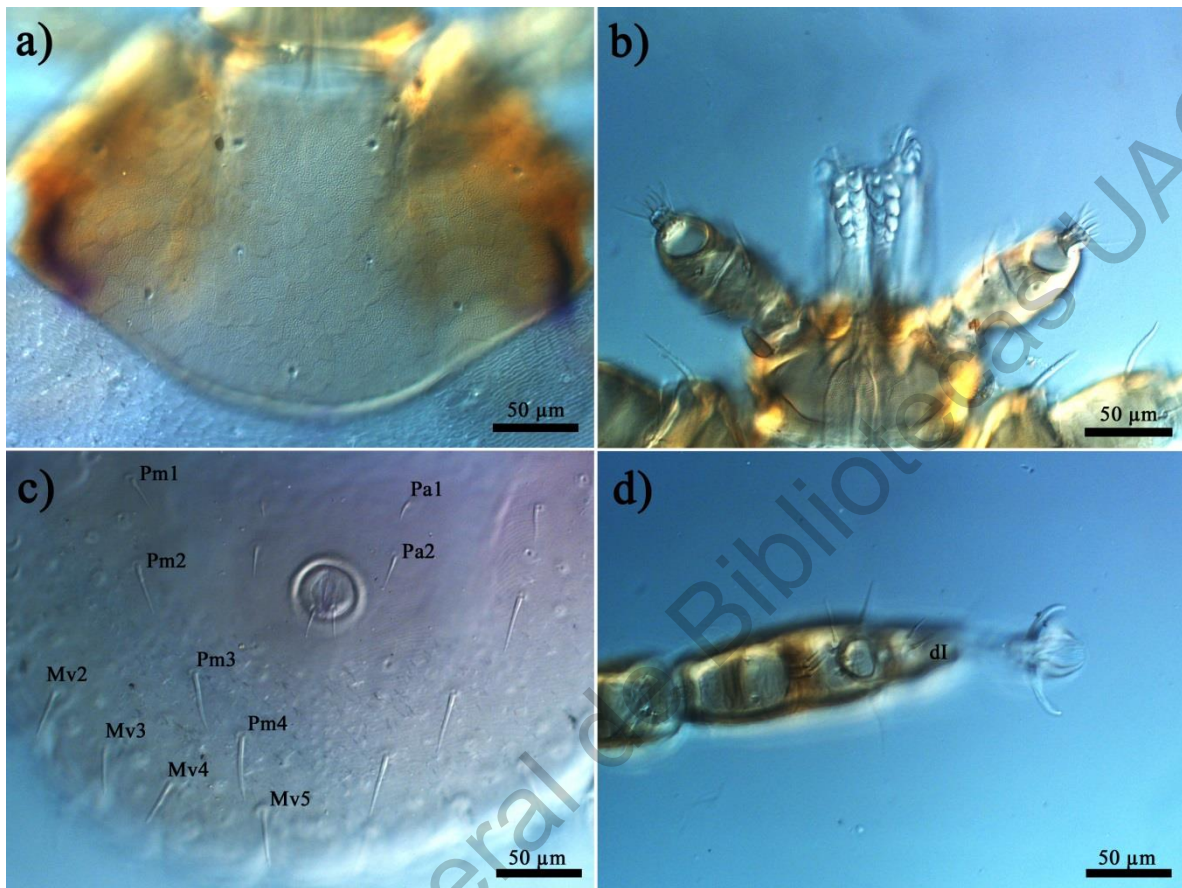
*Amblyomma mixtum* Koch 1844

**Diagnosis, larva.** Gnatosoma dorsal corto triangular, con un par de sensilas en la línea media de la base; cornua ausente. Hipostoma compacto y espatulado; dentículos 2/2; corona usualmente con nueve dentículos (Figura 10b). Escutelo sub-triangular; integumento con ornamentaciones de hexágonos irregulares y algunas puntuaciones; ranuras cervicales poco profundas y largas, casi paralelas (Figura 10a). Idiosoma dorsal con dos pares de sedas centrales (Cd<sub>1</sub>, Cd<sub>2</sub>), un par de sensilias campaniformes (SCd) y ocho pares de sedas marginales (Md<sub>1</sub> – Md<sub>2</sub>). Idiosoma ventral con cuatro pares de sensilas campaniformes, un par situado en el margen de la coxa I, dos detrás de las coxas II-III y otro en el quinto festón; tres pares de sedas esternales (St<sub>1</sub>, St<sub>2</sub>, St<sub>3</sub>) dos pre-anales (Pa<sub>1</sub>, Pa<sub>2</sub>) cuatro pre-marginales (Pm<sub>1</sub> – Pm<sub>4</sub>) y cinco marginales (Mv<sub>1</sub> – Mv<sub>5</sub>) (Figura 10c). Apertura anal en el centro del opistosoma y un par de sedas en la valva. Coxa I con dos espolones, la exterior más grande y puntiagudo (Figura 11b); coxas II-III con un espolón ligeramente prominente. Tarsos I largos, con dos sedas dorsales (dI<sub>1</sub>, dI<sub>2</sub>) dispuestas en paralelo al eje longitudinal del segmento (Cooley & Kohls, 1944; Famadas *et al.*, 1997).

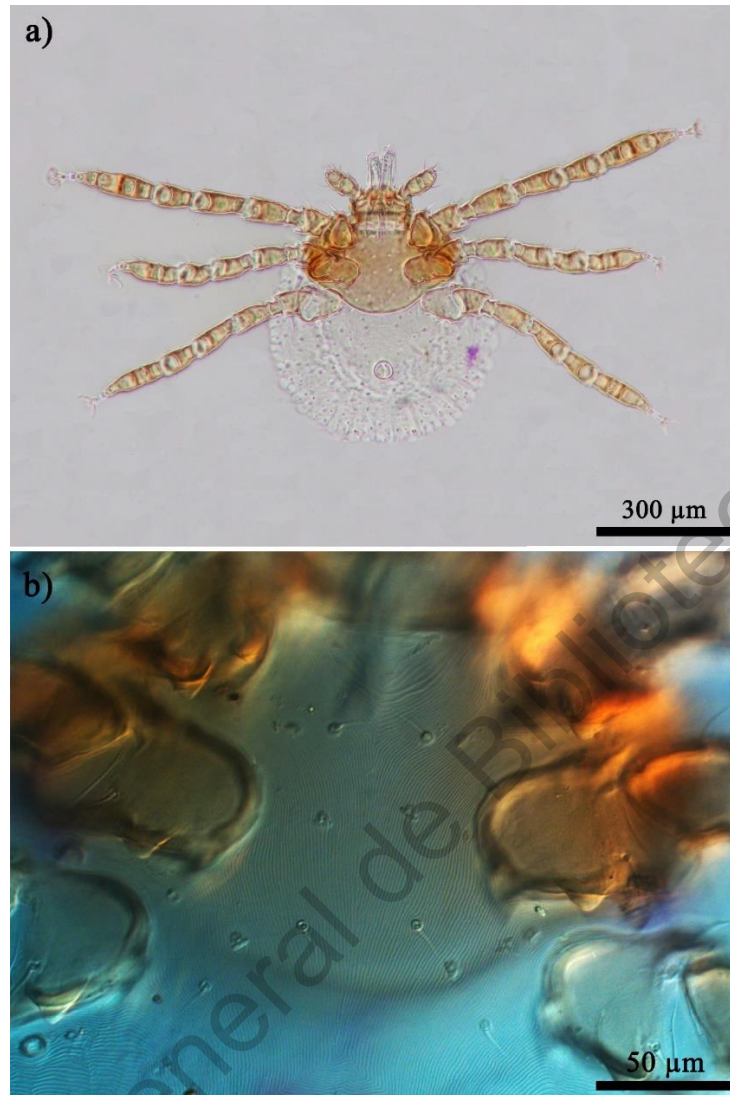
**Material estudiado:** 1 L ex *D. rotundus* ♀, Juquila, San Pedro Mixtepec, Los Limones, Oaxaca, 22-XI-2014, C. García-Estrada (JMM/M7Y008.4). 2 LL, ex *D. rotundus* ♂, Juquila, San Pedro Mixtepec, Mandingas, Oaxaca, 23-XI-2014, C. García-Estrada (JMM/M7Y015.1, .2). 2 LL, ex *D. rotundus* ♀, mismos datos, 23-XI-2014, C. García-Estrada (JMM/M7Y018.1, .12).

**Comentarios.** Esta especie presenta una historia taxonómica compleja, debido a que se consideraba como sinonimia de *Amblyomma cajennense* (Fabricius, 1787). Después de estudios moleculares y morfotaxonómicos realizados (Labruna *et al.*, 2011; Beati *et al.*, 2013), se revalorizó la sinonimia y se estableció *Amblyomma mixtum* como una especie válida dentro del complejo de *Amblyomma cajennense*. Siendo la única con distribución en México. Sin embargo, la redescrición de Nava *et al.*, (2014) solo consideran a adultos, por lo que la diagnosis de la larva se basó en Cooley & Kohls, (1944) y Famadas *et al.*, (1997). Es una garrapata eurixena que se ha encontrado parasitando principalmente caballos (*E. caballus*), ganado y al humano; de fauna silvestre se conoce sobre la ardilla gris (*Sciurus aureogaster*), coati (*Nasua narica*) y Corzuela colorada (*Mazama americana*) en México en los estados de Chihuahua, Coahuila, Guanajuato, Guerrero, Durango, Morelos, Nayarit,

Oaxaca, Quintana Roo, San Luis Potosí, Tabasco y Veracruz. Este sería el primer registro de la asociación con una especie de murciélago.



**Figura 10.** *Amblyomma mixtum*, larva. a) escutelo, b) hipostoma, c) sedas ventrales, c) tarso I.



**Figura 11.** *Amblyomma mixtum*, larva. a) idiosoma ventral, b) espolones en las coxas I-III.

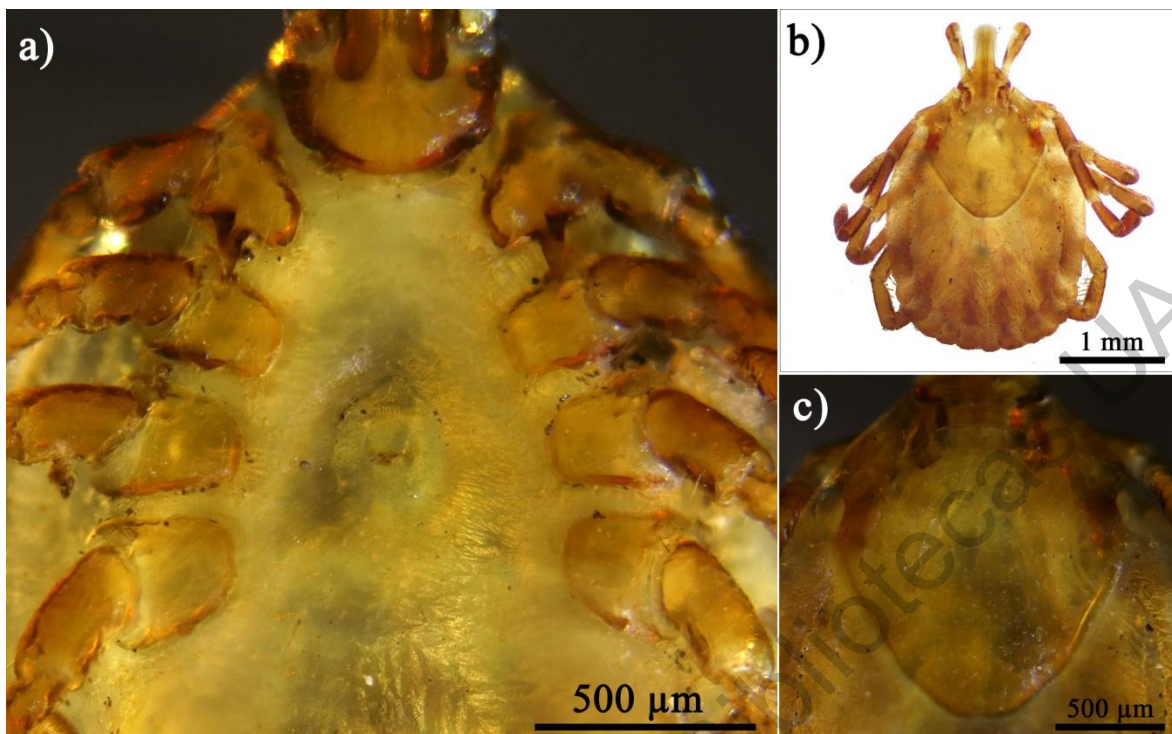
*Amblyomma parvum* Aragão, 1908

**Diagnosis, hembra.** Base del gnatosoma subtriangular con áreas porosas ovaladas, que divergen hacia la zona anterior. Escutelo de color café sin ornamentaciones, con puntuaciones moderadamente profundas; surcos cervicales cortos y convergentes (Figura 12c). Ojos ligeramente saltones. Surco marginal completo y profundo. Coxa I con dos espolones, el externo es más grande e incluso alcanza el margen anterior de la Coxa II. En cambio, las coxas II-IV presentan un pequeño espolón triangular, menos notable en la coxa IV (Figura 12a). Trocánteres con un espolón, muy notable en la pata I, pero casi ausente en

la pata IV. Abertura genital en forma de "U", entre las coxas II y III (Guglielmone *et al.*, 1990).

**Material estudiado:** 1 ♀ ex *D. rotundus* ♀, Juquila, San Pedro Mixtepec, Mandingas, Oaxaca, 23-X-2014, C. García-Estrada (JMM/M7X013).

**Comentarios.** Garrapata eurixena que se ha encontrado parasitando en estado adulto una gran variedad de animales domésticos y animales salvajes de tamaño mediano y grande, incluso humanos (Guglielmone *et al.*, 1991; Nava *et al.*, 2006, 2008), mientras que en las etapas inmaduras se recogen comúnmente en roedores de las familias Caviidae y Echimyidae (Labruna *et al.* 2005; Saraiva *et al.* 2012). Tiene una amplia distribución geográfica, desde México hasta Argentina (Nava *et al.*, 2008). Se ha reportado tanto en la zona norte como sur del país sobre caballo (*Equus caballus* Linnaeus, 1758) en Chiapas (Guglielmone *et al.*, 1990); jaguar (*Panthera onca* Linnaeus, 1758) y yaguarundi (*Puma yagouaroundi* Geoffroy, 1803) en Guerrero (Hoffmann, 1962; Hoffmann & López-Campos, 2000; Guzmán-Cornejo *et al.*, 2011); sobre Armadillo (*Dasypus novemcinctus* Linnaeus, 1758) en Tabasco, Yucatán y Oaxaca (Hoffmann, 1962; Hoffmann & López-Campos, 2000; Guzmán-Cornejo *et al.*, 2011) y sobre tlacuache (*Didelphis virginiana* Allen, 1900) en Oaxaca (Guzmán-Cornejo *et al.*, 2011), por lo que el registro sobre *D. rotundus* sería la primera para murciélagos y para la especie, pero es posible que sea accidental.



**Figura 12.** *Amblyomma parvum*, hembra. a) cuerpo ventral, b) idiosoma dorsal, c) escutelo.

Familia **Macronyssidae** Oudemans, 1936

**Diagnosis.** Quelcíceros quelados y elongados, sin dientes, pero con presencia de espinas, ganchos, lóbulos o costillas hialinas; en el macho, generalmente el espermadáctilo es más grande que el dedo móvil y el *pilus dentalis* generalmente está ausente. Cornículos membranosos y usualmente lobulados. Dos lacinias bien desarrolladas en el tritosterno. Proceso ventral del trocánter pedipalpal con forma de cresta o cuchilla presente usualmente en la hembra y algunas veces en el macho y la protoninfa. Apotele del pedipalpo con dos ramas. Poseen un gran espolón liso en la zona anterior de la coxa II (rara vez diminuto o ausente), las otras coxas casi siempre sin espolones, pero con pequeños pliegues. Placa pigidial siempre presente en la protoninfa, con dos a siete pares de sedas (Krantz & Walter, 2009; Radovsky, 2010).

**Generalidades.** La mayoría de las especies son parásitos obligados de vertebrados. Como grupo, parecen haber evolucionado en murciélagos, de los cuales se transfirieron de manera secundaria a otros mamíferos, reptiles y aves (Mullen & OConnor, 2019). Presentan un ciclo de vida simple, en el que los estadios larvales y deutoninfales están inactivos, no se alimentan y generalmente se encuentran en un sustrato fuera del huésped (refugio o nido). El estadio

protoninfa a diferencia de los anteriores sí es activo y busca al huésped para alimentarse de su sangre, adherido generalmente en las alas (Saunders, 1975). Se sabe que causan poco o ningún daño al huésped, aunque hay excepciones en las que en grandes cantidades pueden causar la muerte, como *Chirotonyssus robustipes* al murciélago de cola suelta (*Tadarida brasiliensis*) donde su alimentación puede provocar un aumento de la vascularización y el edema en los sitios de mordedura, agrandamiento de los vasos linfáticos, hiperqueratosis y exoriación del estrato córneo (Sweatman, 1971). También se conocen otras especies del género *Radfordiella* que invaden la mucosa oral de algunas especies de murciélagos filostómidos. Los que se encuentran muy infestados pueden tener daños en los huesos del paladar y los tejidos gingivales destruidos, que puede causar la caída de los dientes (Kim, 1985).

#### Género *Cryptonyssus* Radovsky 1966

**Diagnosis.** Tritosteno con una expansión reticulada en la base. Idiosoma largo, hembras con placa dorsal reducida. Sedas lisas. Seda J<sub>5</sub> si está presente, de tamaño pequeño, o puede estar desplazada lateralmente (Radovsky, 2010).

#### *Cryptonyssus* sp.

**Diagnosis, protoninfa.** Trocánter pedipalpal sin un proceso linear. Presencia de cuatro pares de sedas entre las placas ventrales. Placa podonotal generalmente extendida hacia los lados en la zona posterior; con once pares de sedas. Dos pares de sedas medias entre las placas dorsales, con diastema y otro par de sedas laterales (J<sub>3</sub>) (Figura 14a). Placa pigidial con las sedas Z<sub>3</sub>, Z<sub>4</sub>, Z<sub>5</sub>, S<sub>5</sub>, J<sub>4</sub> y J<sub>5</sub>, siendo las últimas de tamaño pequeño y situadas por encima de las sedas Z<sub>5</sub> (Radovsky, 2010).

**Material estudiado:** 1 PN, ex *D. rotundus* ♂, Rancho Ganadero, Los Hojiales, Juquila, San Pedro Mixtepec, Oaxaca, 23-V-2015, C. García-Estrada (JMM/M8B007.1).

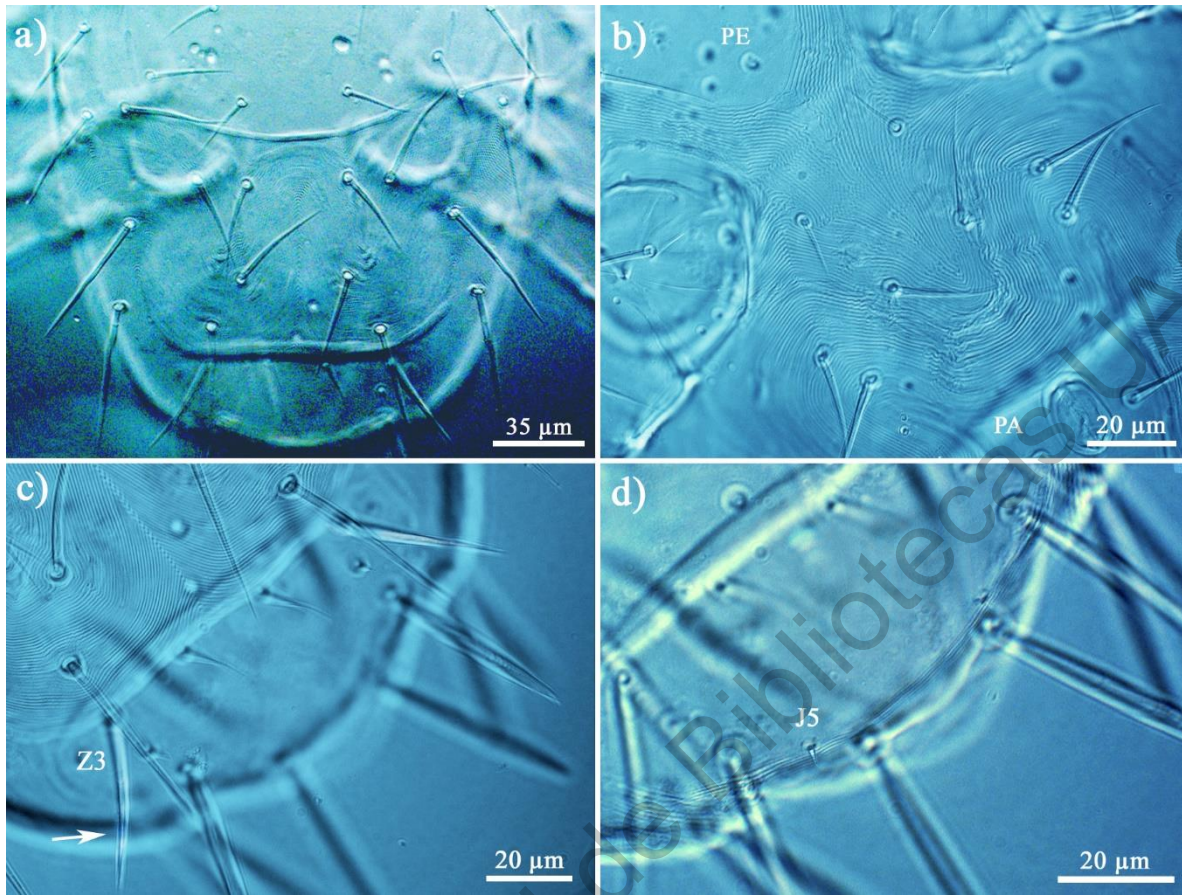
**Comentarios.** El ejemplar presenta a diferencia de la descripción de Radovsky cuatro pares de sedas entre las placas ventrales (Figura 14b), pero no se puede determinar cómo *Parasteatonyssus* porque las especies de ese género solo parasitan murciélagos de la familia Molossidae y no presentan la seda J<sub>5</sub>, en cambio el ejemplar sí la presenta (Figura 14d).



Destaca que la seda  $Z_3$  es robusta y larga a diferencia de otras especies del mismo género (Figura 14c). Para poder asegurar el estatus específico de esta especie sería necesario obtener adultos.



**Figura 13. Idiosoma ventral de *Cryptonyssus* sp.**



**Figura 14.** *Cryptonyssus* sp. a) sedas dorsales, b) sedas ventrales entre las placas esternal (PE) y anal (PA), c) placa pigdial con las sedas Z<sub>3</sub> alargadas, d) seda J<sub>5</sub> en la zona posterior de la placa pigdial.

Género *Radfordiella* Fonseca, 1948

**Diagnosis.** Hipostoma con posibles rebordes transversales ligeramente definidos. Quela fija con un espolón subterminal poco definido. Surco del deutosterno con múltiples dientes en cada línea transversal. Base del tritosterno estrecha; lacinias fimbriadas. Proceso distal y ventral en forma de cuchilla en el trocánter pedipalpal (Figura 16c), en machos está poco marcado o no lo presentan. Todas las sedas son lisas. Placas ventrales sin ornamentaciones. Sin glándulas esternas. Placa dorsal sin presencia de las sedas J<sub>4</sub>-J<sub>5</sub> y puede presentar o no la seda j<sub>3</sub>. Placa pigdial de protoninfa con tres a cuatro pares de sedas; sedas J<sub>3</sub>-J<sub>5</sub> ausentes, puede también carecer de las sedas S<sub>5</sub> o Z<sub>4</sub>; siempre presenta un par de poros anterolaterales grandes. Placa dorsal de la hembra angosta en la región posterior a las sedas S<sub>3</sub>, con punta truncada y puntiaguda, extendiéndose más allá de las sedas Z<sub>5</sub> las cuales son subterminales; con 22 a 26 pares de sedas y puede presentar dos pares de poros dilatados cerca de las sedas

J<sub>2</sub>. Coxas sin rebordes coxales y si están presentes están débilmente definidos en las coxas II y III o II-IV. Coxa II con un espolón anterior bífido o dos espolones separados (Morales-Malacara, 1998).

*Radfordiella desmodi* Radovsky, 1967

**Diagnosis, hembra.** Hipostoma sin rebordes. Quela fija con proceso dorsodistal poco definido (Figura 16e). Línea denticular con dos a cuatro dientes en surco deutosternal. Placa esternal moderadamente larga y de forma sub-rectangular, con el margen posterior un poco arqueado (Figura 16b). Placa anal piriforme con margen anterior poco curvado o recto y sedas pequeñas y finas en el margen posterior. Placa dorsal oblonga con los bordes anterolaterales mediamente cóncavos y una ligera constricción en el centro, con el margen posterior en forma de pico; presenta dos pares de estructuras circulares en medio de la placa, aparentemente con poros diminutos y 26 pares de sedas (Figura 16a). Coxa II con dos espolones delgados y cercanos entre sí (Figura 16d). Coxa II y III con rebordes ventrales débiles (Morales-Malacara, 1998).

**Diagnosis, macho.** Surco deutosternal generalmente con el mismo número de dientes que la hembra en la línea denticular. Trocánter pedipalpal con reborde ventral débil, algunas veces inaparente. Placa holovernal a veces fusionada a las placas endopodales entre las coxas II y III; sedas metasternales y el tercer par de poros esternales posicionadas en el margen de la placa. Peritrema corto, no alcanza el borde anterior de la coxa III. Placa dorsal de la misma forma que la de la hembra, excepto que el margen posterior es más redondeado y las sedas Z<sub>5</sub> son más cercanas a la terminal; con 23 a 26 pares de sedas dorsales. Coxas como en la hembra. Pata IV con el trocánter, fémur y genua más alargados que los de las otras patas; el fémur presenta un gran espolón, poco curvado en posición ventral; la genua presenta un espolón pequeño y ancho en posición ventral y distal dirigido hacia la región proximal (Figura 15a) (Morales-Malacara, 1998).

**Diagnosis, protoninfa.** Deutosterno de siete a ocho líneas denticulares con dos a tres dientes en cada una. Peritrema muy corto. Placa esternal heptagonal, con dos pares de poros y tres pares de sedas marginales. Placa anal cóncava en su borde anterior con sedas adanales muy pequeñas. Cuatro sedas habituales entre las placas ventrales y un par de sedas caudales

ventrales. Placa podosomal con once pares de sedas. Placa pigidial semi-circular con una elevación en el borde anterior medio y cuatro pares de sedas (Figura 15c). Margen anterior de la coxa II con dos finos y pequeños espolones (Morales-Malacara, 1998).

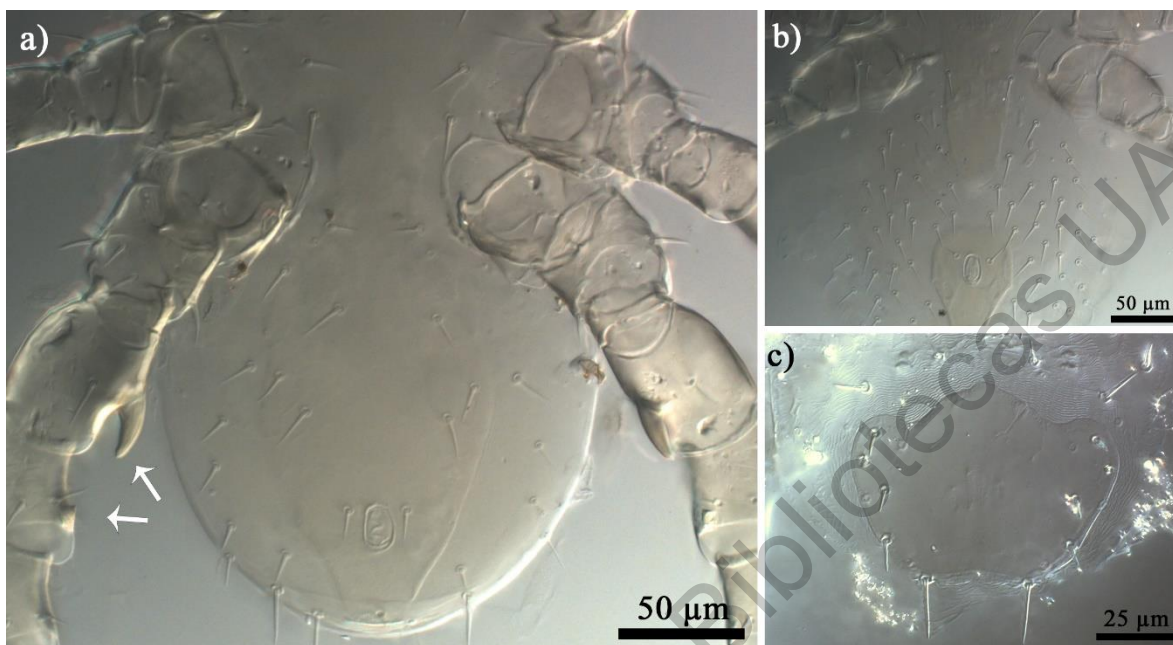
**Material estudiado:** 1 ♀, 23 PNN, ex *D. rotundus* ♂, Chepilme, San Pedro Pochutla, Oaxaca, 25-VI-2014, C. García-Estrada (JMM/M7V001.7-.10, .20-.23, .26, .28-.31, .53). 10 ♀♀, 1 ♂, 47 PNN, ex *D. rotundus* ♂, mismos datos, 25-VI-2014, C. García-Estrada (JMM/M7V002.5-.16, .18-.29). 9 PNN, ex *D. rotundus* ♂, mismos datos, 25-VI-2014, C. García-Estrada (JMM/M7V003.1-.6, .11, .14, .15). 2 ♀♀, 67 PNN, ex *D. rotundus* ♀, mismos datos, 26-VI-2014, C. García-Estrada (JMM/M7V004.3-.9, .11-.20, .23, .24, .33). 5 adultos, 9 PN ex *D. rotundus* ♀, mismos datos, 26-VI-2014, C. García-Estrada (JMM/M7V004). 1 ♀, ex *D. rotundus* ♂, Juquila, San Pedro Mixtepec, Mandingas, Oaxaca, 22-X-2014, C. García-Estrada (JMM/M7X001.2). 1 ♀, 2 PNN, ex *D. rotundus* ♂, mismos datos, 22-X-2014, C. García-Estrada (JMM/M7X002.2). 10, ex *D. rotundus* ♂, mismos datos (JMM/M7X002). 2 ♀♀, 2 ♂♂, 12 PNN, ex *D. rotundus* ♀, mismos datos, 22-X-2014, C. García-Estrada (JMM/M7X003.2-.4). 5 ♀♀, 4 PNN, ex *D. rotundus* ♂, mismos datos, 22-X-2014, C. García-Estrada (JMM/M7X004.1-.3). 43, ex *D. rotundus* ♂, mismos datos (JMM/M7X004). 1 PN, ex *D. rotundus* ♀, mismos datos, 22-X-2014, C. García-Estrada (JMM/M7X005.4). 5, ex *D. rotundus* ♀, mismos datos (JMM/M7X005). 3, ex *D. rotundus* ♂, mismos datos, 22-X-2014, C. García-Estrada (JMM/M7X006). 1 ♀, 7 PNN ex *D. rotundus* ♂, mismos datos, 22-X-2014, C. García-Estrada (JMM/M7X007.1, .3, .5, .8, .9). 20, ex *D. rotundus* ♂, mismos datos (JMM/M7X007). 1 ♀, ex *D. rotundus* ♀, mismos datos, 23-X-2014, C. García-Estrada (JMM/M7X008.2). 4, ex *D. rotundus* ♀, mismos datos (JMM/M7X008). 1 ♀, 2 PNN, ex *D. rotundus* ♀, mismos datos, 23-X-2014, C. García-Estrada (JMM/M7X009.2). 4, ex *D. rotundus* ♀, mismos datos (JMM/M7X009). 2 PNN, ex *D. rotundus* ♂, mismos datos, 23-X-2014, C. García-Estrada (JMM/M7X010.4). 2, ex *D. rotundus* ♂, mismos datos (JMM/M7X010). 1 ♀, 5 PNN, ex *D. rotundus* ♀, mismos datos, 23-X-2014, C. García-Estrada (JMM/M7X011.1, .2). 2, ex *D. rotundus* ♀, mismos datos (JMM/M7X011). 1 ♀, 6 PNN, ex *D. rotundus* ♀, mismos datos, 23-X-2014, C. García-Estrada (JMM/M7X012.2, .3) 122, ex *D. rotundus* ♀, mismos datos (JMM/M7X012). 1 ♀, 2 PNN, ex *D. rotundus* ♀, Juquila, San Pedro Mixtepec, Mandingas, Oaxaca, 23-X-2014, C. García-Estrada (JMM/M7X013.1). 111, ex *D. rotundus* ♀, mismos datos (JMM/M7X013). 1 ♀, 3 PNN ex

*D. rotundus* ♂, mismos datos, 23-X-2014, C. García-Estrada (JMM/M7X014.2). 7, ex *D. rotundus* ♂, mismos datos (JMM/M7X014). 2 ♀♀, 5 PNN, ex *D. rotundus* ♀, mismos datos, 23-X-2014, C. García-Estrada (JMM/M7X015.1, .6, .7, .9, .11-.13). 112, ex *D. rotundus* ♀, mismos datos (JMM/M7X015). 4 PNN, ex *D. rotundus* ♀, mismos datos, 23-X-2014, C. García-Estrada (JMM/M7X016.3). 44, ex *D. rotundus* ♀, mismos datos (JMM/M7X016). PN ex *D. rotundus* ♂, mismos datos, 23-X-2014, C. García-Estrada (JMM/M7X017.2). 7, ex *D. rotundus* ♂, mismos datos (JMM/M7X017). 2 ♀♀, ex *D. rotundus* ♀, Juquila, San Pedro Mixtepec, Los Limones, Oaxaca, 22-XI-2014, C. García-Estrada (JMM/M7Y001.2). 136, ex *D. rotundus* ♀, mismos datos (JMM/M7Y001). 1 ♀ ex *D. rotundus* ♀, mismos datos, 22-XI-2014, C. García-Estrada (JMM/M7Y002.1). 107, ex *D. rotundus* ♀, mismos datos (JMM/M7Y002). 1 ♀ ex *D. rotundus* ♀, mismos datos, 22-XI-2014, C. García-Estrada (JMM/M7Y003.1). 54, ex *D. rotundus* ♀, mismos datos (JMM/M7Y003). 1 ♀, ex *D. rotundus* ♀, mismos datos, 22-XI-2014, C. García-Estrada (JMM/M7Y004.1). 95, ex *D. rotundus* ♀, mismos datos (JMM/M7Y004). 1 ♀, 1 PN, ex *D. rotundus* ♂, mismos datos, 22-XI-2014, C. García-Estrada (JMM/M7Y005.1). 48, ex *D. rotundus* ♂, mismos datos (JMM/M7Y005). 2 ♀♀, 2 ♂♂, 5 PNN ex *D. rotundus* ♂, mismos datos, 22-XI-2014, C. García-Estrada (JMM/M7Y006.1, .6-.8, .12). 78, ex *D. rotundus* ♂, mismos datos (JMM/M7Y006). 3 ♀♀ ex *D. rotundus* ♂, mismos datos, 22-XI-2014, C. García-Estrada (JMM/M7Y007.2, .7). 61, ex *D. rotundus* ♂, mismos datos (JMM/M7Y007). 1 ♂, 2 PNN, ex *D. rotundus* ♀, mismos datos, 22-XI-2014, C. García-Estrada (JMM/M7Y008.2). 56, ex *D. rotundus* ♀, mismos datos (JMM/M7Y008). 3 ♀♀, ex *D. rotundus* ♂ mismos datos, 22-XI-2014, C. García-Estrada (JMM/M7Y009.1, .2). 38, ex *D. rotundus* ♂ mismos datos (JMM/M7Y009). 3 ♀♀, ex *D. rotundus* ♀, mismos datos, 22-XI-2014, C. García-Estrada (JMM/M7Y010.1). 77, ex *D. rotundus* ♀, mismos datos (JMM/M7Y010). 4 PNN ex *D. rotundus* ♂, mismos datos, 23-XI-2014, C. García-Estrada (JMM/M7Y011.2). 89, ex *D. rotundus* ♂, mismos datos (JMM/M7Y011). 2 ♀♀ ex *D. rotundus* ♂, mismos datos, 23-XI-2014, C. García-Estrada (JMM/M7Y012.1). 28, ex *D. rotundus* ♂, mismos datos (JMM/M7Y012). 10 ♀♀, 5 PNN ex *D. rotundus* ♀, mismos datos, 23-XI-2014, C. García-Estrada (JMM/M7Y013.2, .10-.13, .15, .18-.20). 151, ex *D. rotundus* ♀, mismos datos (JMM/M7Y013). 4 ♀♀, 1 ♂ ex *D. rotundus* ♀ mismos datos, 23-XI-2014, C. García-Estrada (JMM/M7Y014.1, .2). 83, ex *D. rotundus* ♀, mismos datos (JMM/M7Y014). 1 ♂ 4 PNN, ex

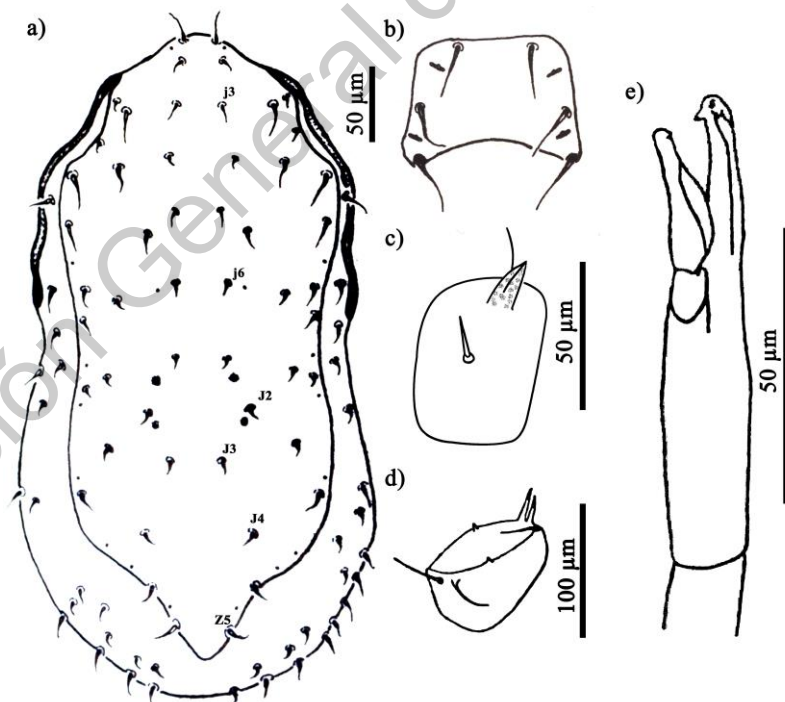
*D. rotundus* ♂, mismos datos, 23-XI-2014, C. García-Estrada (JMM/M7Y015.4). 177, ex *D. rotundus* ♂, mismos datos (JMM/M7Y015). 2 ♀♀ ex *D. rotundus* ♀, mismos datos, 23-XI-2014, C. García-Estrada (JMM/M7Y016.2). 32, ex *D. rotundus* ♀, mismos datos (JMM/M7Y016). 4 ♀♀, 1 ♂, PN ex *D. rotundus* ♂, mismos datos, 23-XI-2014, C. García-Estrada (JMM/M7Y017.3, .5). 51, ex *D. rotundus* ♂, mismos datos (JMM/M7Y017). 4 PNN ex *D. rotundus* ♀, mismos datos, 23-XI-2014, C. García-Estrada (JMM/M7Y018.2, .6). 59, ex *D. rotundus* ♀, mismos datos (JMM/M7Y018). 1 ♀, ex *D. rotundus* ♀, mismos datos, 23-XI-2014, C. García-Estrada (JMM/M7Y019.3). 44, ex *D. rotundus* ♀, mismos datos (JMM/M7Y019). 6 ♀♀, 3 PNN, ex *D. rotundus* ♂, mismos datos, 23-XI-2014, C. García-Estrada (JMM/M7Y020.1, .6-.10). 135, ex *D. rotundus* ♂, mismos datos (JMM/M7Y020). 1 ♀, 4 PNN, ex *D. rotundus* ♂, Juquila, San Pedro Mixtepec, Rancho Ganadero Los Hojिताles, Oaxaca, 22-V-2015, C. García-Estrada (JMM/M8B004.7, .15, .17). 8, ex *D. rotundus* ♂, mismos datos (JMM/M8B004). 2 ♀♀, 1 ♂, 3 PNN ex *D. rotundus* ♂, mismos datos, 23-V-2015, C. García-Estrada (JMM/M8B005.5, .6, .9). 11, ex *D. rotundus* ♂, mismos datos (JMM/M8B005). 1 PN, ex *D. rotundus* ♂, mismos datos, 23-V-2015, C. García-Estrada (JMM/M8B007.1). 2 ♀♀, 11 PNN, ex *D. rotundus* ♀, mismos datos, 23-V-2015, C. García-Estrada (JMM/M8B008.1, .2, .6). 1 ♂, 3 PNN, ex *D. rotundus* ♂, Juquila San Pedro Mixtepec, La Lucerna, Oaxaca, 21-VIII-2015, C. García-Estrada (JMM/M8C001.1). 3, ex *D. rotundus* ♂, mismos datos (JMM/M8C001). 1 ♀, 1 ♂, ex *D. rotundus* ♂, mismos datos, 22-VIII-2015, C. García-Estrada (JMM/M8C002.1). 3, ex *D. rotundus* ♂, mismos datos (JMM/M8C002). 2 ♀♀, 5 PNN, ex *D. rotundus* ♀, mismos datos, 22-VIII-2015, C. García-Estrada (JMM/M8C003.3, .4). 6, ex *D. rotundus* ♀, mismos datos (JMM/M8C003). 3 PNN, ex *D. rotundus* ♂, mismos datos, 22-VIII-2015, C. García-Estrada (JMM/M8C004.1). 1 ♀, 1 PN, ex *D. rotundus* ♂, mismos datos, 22-VIII-2015, C. García-Estrada (JMM/M8C005.1, .2). 1 PN, ex *D. rotundus* ♂, mismos datos, 22-VIII-2015, C. García-Estrada (JMM/M8C006.2).

**Comentarios.** Especie que, aunque se ha encontrado sobre *Carollia perspicillata* y *Diaemus youngi*, se considera exclusiva o monoxena de *D. rotundus* (Radovsky, 1967; Morales-Malacara, 1998). Se espera que su rango de distribución sea tan amplio como su huésped en la región Neotropical; en México se conoce en Chiapas, Colima, Morelos, Nuevo León,

Puebla, Querétaro, Veracruz y Yucatán (ver Anexo 1), por lo que este representaría el primer registro para el estado.



**Figura 15.** *Radfordiella desmodi*. a) macho de vista ventral, flechas indican espolones, b) hembra de vista ventral, c) placa pigidal de protoninfa.



**Figura 16.** *Radfordiella desmodi*, hembra. a) placa dorsal, b) placa esternal, c) trocánter pedipalpal, d) coxa II, e) quelícero. Imágenes modificadas de Radovsky (1967, 2010).

Familia **Spinturnicidae** Oudemans, 1902

**Diagnosis.** Gnatosoma generalmente sin tritosterno o con una base tritosternal remanente (si está presente se ve bien desarrollada). Estigmas situados dorsalmente entre las coxas III y IV; peritremas generalmente dorsales. El cuerpo es aplanado dorsoventralmente, en forma de estrella en machos y ninfas, a veces dilatado en hembras. La placa dorsal del idiosoma puede ser completa o dividida. Placa esternal de tamaño variable. Placa genital reducida con o sin un par de sedas genitales; el macho presenta la abertura genital en el borde anterior de la placa esternogenital. Patar cortas y robustas (Delfinado & Baker, 1963; Morales-Malacara, 1998).

**Generalidades.** Son ectoparásitos permanentes y exclusivos de murciélagos. Todos los estadios son hematófagos y presentan una adaptación al viviparismo para proteger a sus crías, por lo que las hembras se observan usualmente con el opistosoma dilatado (Evans, 1968; Morales-Malacara, 1998).

#### Género *Periglischrus* Kolenati, 1857

**Diagnosis.** Tritosterno ausente. Sedas dorsales Pn1 y Pn1 más distantes entre sí que Pn1 con Pn2; generalmente cinco pares de sedas proteronotales y un par de sedas post-estigmiales, todas lisas. Placa dorsal con presencia de fóveas de formas variables y distribuidas en distintos patrones; mejor definidas en hembras que en machos; asimismo, la placa dorsal, la zona posterior puede estar ligeramente subdivida de la anterior por unas bandas no esclerosadas de integumento o solamente sugerida la división por una línea horizontal; así como también el centro de la placa puede presentar una grieta longitudinal no esclerosada o una quilla esclerosada, en uno o en ambos sexos. Peritremas dorsales, muy largos, extendidos desde el nivel del borde anterior de la coxa IV hasta la coxa I. Presencia o ausencia de una cresta curva en las coxas II-IV (Morales-Malacara, 2001).

#### *Periglischrus herrerae* Machado-Allison, 1965

**Diagnosis, hembra homomórfica.** Idiosoma ampliamente ovoide en la zona del prosoma, con el opistosoma moderadamente agrandado (Figura 17a). Seis sedas opistosomales de pequeñas a muy pequeñas en tamaño. Placa dorsal oblonga, con el borde anterior redondeado, le siguen hombros anterolaterales moderadamente definidos y el extremo posterior es más estrecho y recto en la base; asimismo se presenta la banda no esclerosada de integumento que

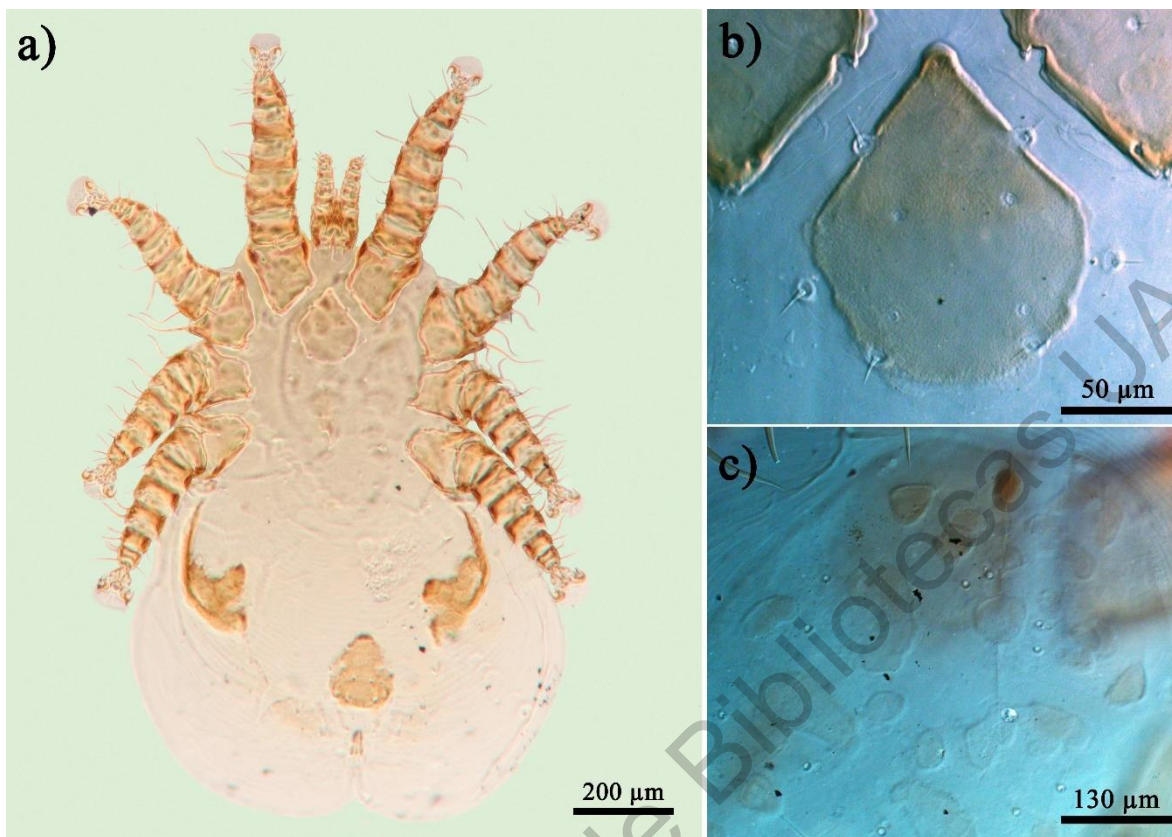


divide la placa, pero por debajo de la mitad de esta; presencia de entre 15 a 16 pares de poros y microporos y cinco pares de microsedas con foveas grandes y pequeñas dispuestas en grupos de 1-7-2-4-2-2-2 (Figura 17c). Placa esternal muy esclerosada con excepción en el margen de forma subpentagonal con borde anterior estrecho y una punta aguda pequeña y triangular (Figura 17b) (Morales-Malacara *et al.*, 2018).

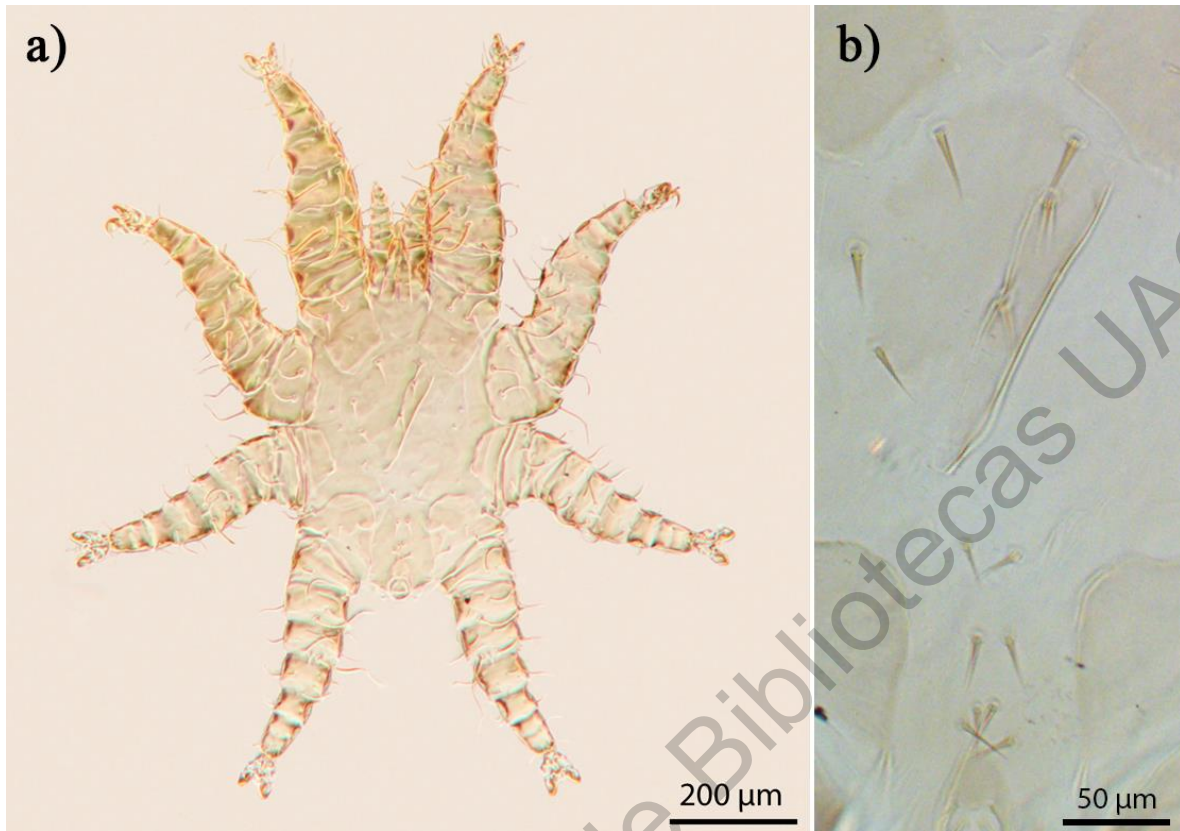
**Diagnosis, protoninfa.** Peritrema corto, tendido sobre la coxa III. Placa esternal y sedas esternales más pequeñas que las de deutoninfa macho (Figura 18b). Placa dorsal oblonga, con borde anterior moderadamente redondeado y con hombros anterolaterales redondeados ligeramente sobresalientes; 11 pares de poros y microporos; foveas más pequeñas que deutoninfas y adultos, pero con el mismo patrón de agrupación y sin la banda de integumento que divide la placa. Presencia de un par de sedas opistosomales diminutas (Morales-Malacara *et al.*, 2018).

**Material estudiado:** 13 ♀♀, 1 PN, ex *D. rotundus* ♂, Chepilme, San Pedro Pochutla, Oaxaca, 25-VI-2014, C. García-Estrada (JMM/M7V001.3-.5, .12, .14-.19, .24, .25, .27, .32). 2 ♀♀, 2 PNN, ex *D. rotundus* ♂, mismos datos, H. Colín, C. García-Estrada (JMM/M7V002.1-.4).

**Comentarios.** Especie asociada a *Desmodus rotundus* como un parásito monoxeno; los pocos registros que se han llegado a publicar en otras especies de murciélagos como *Sturnira ludovici*, *S. lilium*, *Anoura* sp., *Artibeus planirostris* y *Myotis nigricans* (Herrin & Tipton, 1975; Gannon *et al.*, 1989; Lima-Silva & Gracioli, 2013), representan datos accidentales (Morales-Malacara, 1998). Se conoce su distribución desde el centro y sur de México hasta Brasil. Debido a su patrón foveal esta especie se agrupó dentro del clado de *caligus* junto con otras especies que parasitan murciélagos de la subfamilia Glossophaginae, dando indicios de relaciones filogenéticas entre sus huéspedes (Morales-Malacara, 2001). También por la morfología de la placa esternal en hembras, se ha podido identificar una variación geográfica entre distintas poblaciones murciélagos dando evidencia de aislamiento geográfico y procesos evolutivos de adaptación de esta especie (Morales-Malacara *et al.*, 2018). En el caso de los ejemplares revisados en este estudio, no se presentó variación morfológica en la placa esternal y se consideró dentro del estado Homomórfico.



**Figura 17. *Periglischrus herrerae*, hembra.** a) idiosoma ventral con opistosoma dilatado, b) placa esternal, c) placa dorsal y fóveas.



**Figura 18. Protoninfa de *Periglischrus herrerae*. a) Idiosoma ventral. b) Placa esternal.**

#### Familia **Trombiculidae** Ewing, 1929

**Diagnosis del estadio larval.** Quelíceros de dos artejos, uno proximal y el otro distal en forma de hoja curvada, provisto de dientes en los bordes. En los pedipalpos, las coxas están fusionadas a la línea media formando las galeas, y a ellas también se encuentran fusionados los trocánteres. El fémur y la genua presentan el mismo número de sedas, generalmente solo es una; la tibia presenta tres sedas, además de una uña terminal y en la posición ventral de la misma se posiciona el tarso provisto de varias sedas ramificadas, lisas y un solenidio. En ocasiones se pueden observar un par de estigmas cerca del gnatosoma. Presencia de un escudo o placa en la región dorsal y anterior del idiosoma que puede presentar o no una seda anteromediana *vi*; de tres a catorce sedas en el margen según la especie y dos sensilas medias filiformes o expandidas (Hoffmann, 1990; Krantz & Walter, 2009).

**Generalidades.** Presentan un ciclo de vida complejo, con siete etapas diferentes: huevo, pre-larva, larva, protoninfa, deutoninfa, tritoninfa y adulto. Las fases de pre-larva, protoninfa y

tritoninfa transcurren como estados quiescentes sobre el suelo, en cambio las deutoninfas y adultos son de vida libre y depredadores. Son las larvas quienes adoptan un estilo de vida parasitario en casi todos los vertebrados terrestres incluyendo al hombre (Hoffmann, 1990). Se sabe que son especies generalistas pero que presentan una especificidad en el hábitat. A pesar de este hecho, algunas tendencias llegan a ocurrir, como los trombicúlidos en murciélagos, que generalmente no se llegan a encontrar en otros mamíferos. Esto se da posiblemente por la especialización del nicho de los murciélagos (Whitaker & Morales-Malacara, 2005).

Género *Beamerella* Brennan, 1958

**Diagnosis.** Quelíceros con una rígida expansión distal aserrada (Figura 19c). Pedipalpos con tarsos 7B.S, uña tibial trifurcada y sedas galeales lisas. Margen posterior del escudo dorsal con una proyección en el medio en forma de pico invertido; superficie más verrugosa que punteada y cinco sedas pectinadas (Figura 19b). Ojos 2/2, en una placa, el posterior algo reducido. Artejos de las patas 7-7-7; coxas, genua II-III y tibia III con una seda, en cambio tres genuales en la pata I, mastigosedas ausentes; sub-terminal y parasubterminal presentes; tarsal I mucho más larga que la tarsal II (Hoffmann, 1990).

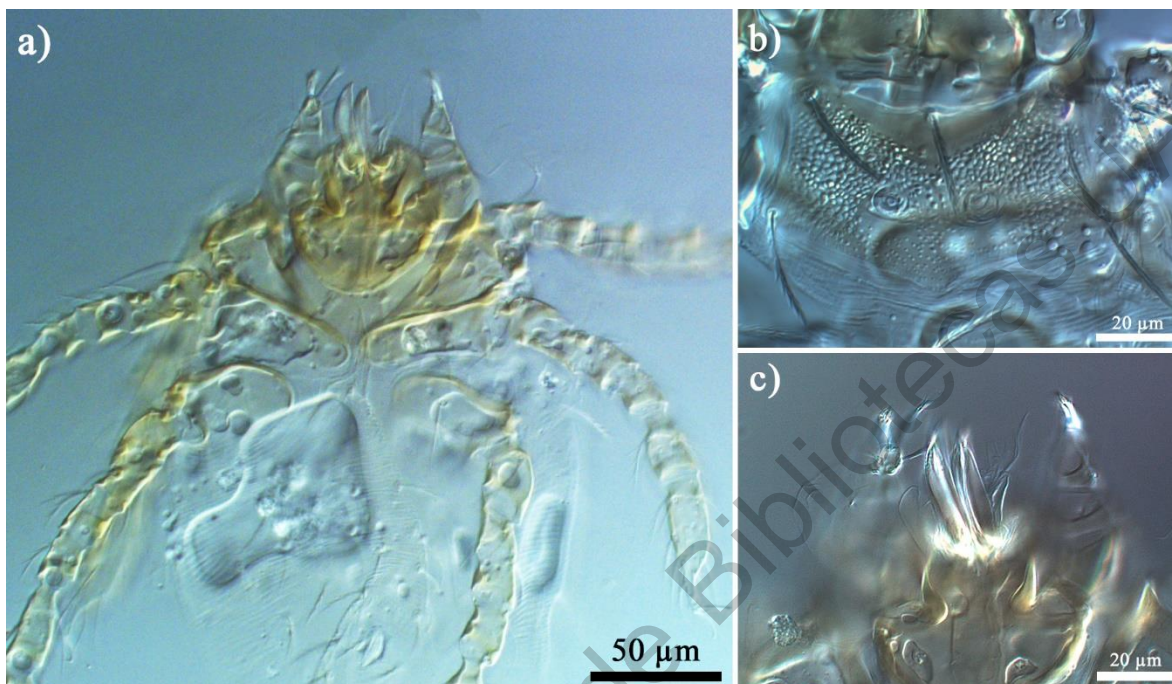
*Beamerella acutascuta* Brennan, 1958

**Diagnosis.** Presencia de un diente ventral grande posterior a la expansión aserrada del artejo quelicerol distal. Fórmula pedipalpal B/B/NNN. Primera hilera de las sedas dorsales con seis sedas. Microtarsal I muy alejada de la tarsal I que es muy larga. Escudo más ancho que largo, muy verrugosos; sensilas relativamente cortas con ramas fuertes en dos tercios apicales; margen anterior sinuoso y margen posterior ampliamente redondeado, pero con una punta mediana aguda (Figura 19b; Figura 23c).

**Material estudiado:** 1 L, ex *D. rotundus* ♂, Chepilme, San Pedro Pochutla, Oaxaca, 25-VI-2014, C. García-Estrada (JMM/M7V002.26).

**Comentarios.** Especie polixena muy asociada a murciélagos, ya que se ha encontrado en varias familias como Mormoopidae, Emballonuridae, Phyllostomidae, Vespertilionidae y Molossidae. Tiene una amplia distribución, desde Estados Unidos hasta Paraguay en

Sudamérica y algunas islas del Caribe. En México sólo se tenía registro sobre *Glossophaga soricina* (Webb & Loomis, 1977) (ver Anexo 1).



**Figura 19.** *Beamerella acutascuta*. a) Idiosoma ventral, b) escudo dorsal, c) quelíceros.

#### Género *Eutrombicula* Ewing, 1938

**Diagnosis.** Artejo distal del quelícero tricúspide. Pedipalpos con tarsos 7B.S; uña tibial con la rama axial externa y la rama accesoria interna; sedas galeales lisas. Escudo generalmente sub-rectangular, convexo en la región posterior, rara vez sinuoso en la parte media, con cinco sedas pectinadas; sensilas flageliformes y en el ápice plumosas o pectinadas. Ojos 2/2, en una placa. Artejos de las patas 7-7-7. Con dos o tres genuales I, una genual II, una genual III, una tibial III, 0-2 mastigotibiales III, 0-3 mastigotarsales III; con o sin subterminal y parasubterminal I; microtarsal I alejada de la tarsal I; microtarsal II cerca de la tarsal II (Hoffmann, 1990).

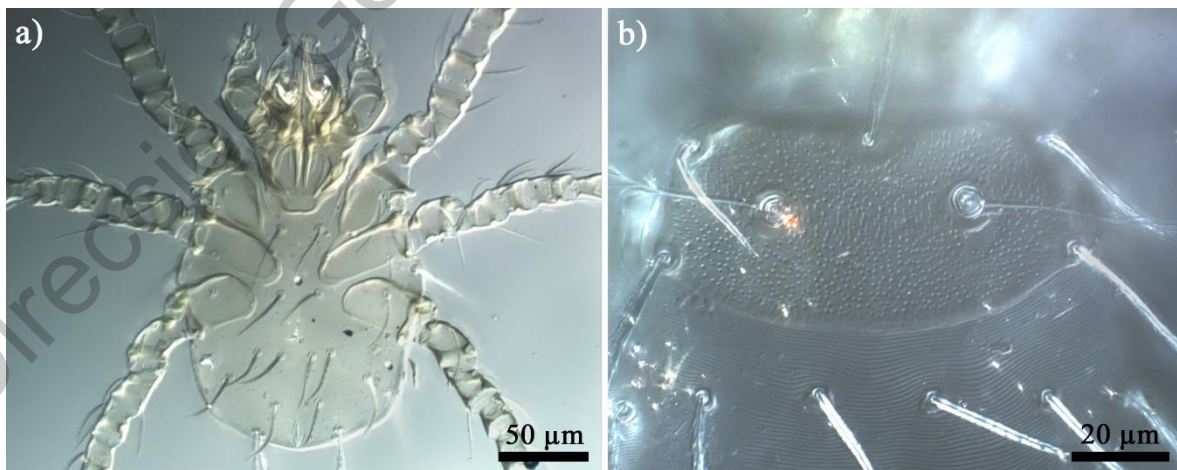
#### *Eutrombicula alfreddugesi* (Oudemans, 1910)

**Diagnosis.** Fórmula pedipalpal B/N(B)/NNB. 22 sedas dorsales dispuestas de la siguiente manera: dos humerales más 6,6,4,2,2. Superficie del escudo con puntuaciones y sensilas

filiformes hasta la mitad y pectinadas en el ápice (Figura 20b; Figura 23d). Patas con tres sedas en la genua I, una seda mastigotarsal III y mastigotibiales ausentes (Hoffmann, 1990).

**Material estudiado:** 1 L, ex *D. rotundus* ♂, Juquila, San Pedro Mixtepec, Mandingas, Oaxaca, 22-X-2014, C. García-Estrada (JMM/M7X001.1). 2 LL, ex *D. rotundus* ♂, mismos datos, 22-X-2014, C. García-Estrada (JMM/M7X002.4, .5). 1 L, ex *D. rotundus* ♀, mismos datos, 22-X-2014, C. García-Estrada (JMM/M7X003.1). 2 LL, ex *D. rotundus* ♀, mismos datos, 22-X-2014, C. García-Estrada (JMM/M7X005.5, .6). 2 LL, ex *D. rotundus* ♀, mismos datos, 23-X-2014, C. García-Estrada (JMM/M7X013.15, .16). 1 L, ex *D. rotundus* ♀, mismos datos, 22-XI-2014, C. García-Estrada (JMM/M7Y001.3). 2 LL, ex *D. rotundus* ♀, mismos datos, C. García-Estrada (JMM/M7Y008.1). 3 LL, ex *D. rotundus* ♂, mismos datos, 23-XI-2014, C. García-Estrada (JMM/M7Y015.3, .5, .6). 1 L, ex *D. rotundus* ♀, mismos datos, 23-XI-2014, C. García-Estrada (JMM/M7Y016.5). 2 LL, ex *D. rotundus* ♀, mismos datos, 23-XI-2014, C. García-Estrada (JMM/M7Y018.7, .8).

**Comentarios.** Conocida vulgarmente como Tlalzahuate, es la especie eurixena más abundante en México; se ha reportado en todos los estados y su distribución va desde el sur de Canadá hasta Argentina y las islas del Caribe (Hoffmann, 1990). En murciélagos ya se ha registrado en diez especies de las familias Phyllostomidae, Vespertilionidae y Mormoopidae. En *D. rotundus* se colectó en Yucatán (Almazán-Marín, 2017), por lo que este estudio sería el primer registro para el estado (ver Anexo 1).



**Figura 20.** *Eutrombicula alfreddugesi*. a) idiosoma ventral, b) escudo dorsal.

Género *Loomisia* Brennan & Reed, 1972

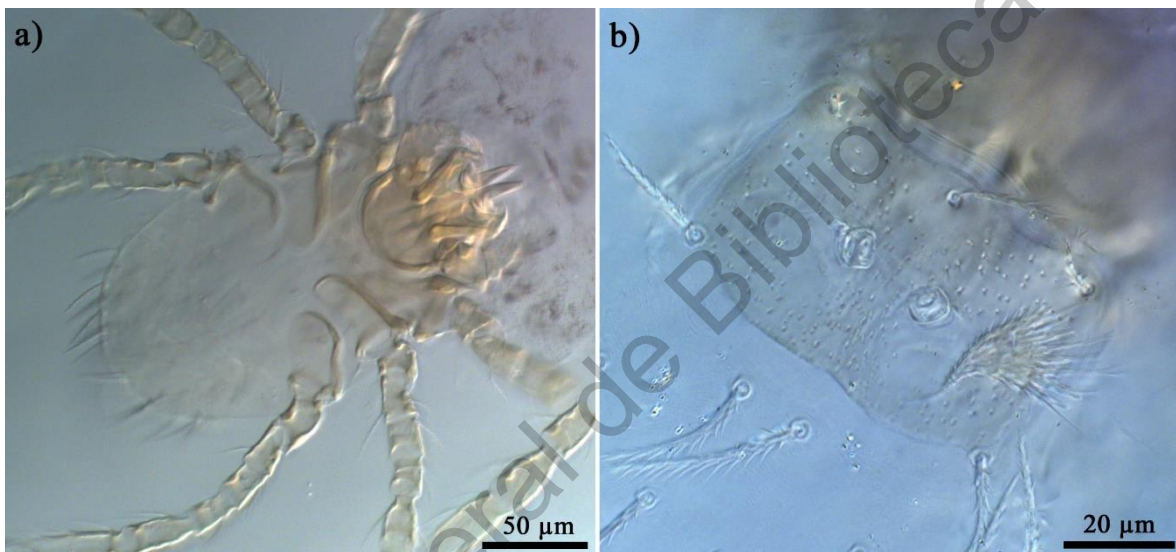
**Diagnosis.** Artejo distal del quelícero ancho y corto, con formación tricúspide. Pedipalpo con una uña tibial delgada y trifurcada; seis sedas en los tarsos, de esas una o dos son aparentemente lisas y un solenidio; sedas galeales lisas. Escudo trapezoidal o cuadrado con sensilas de formas variables (expandidas en forma de escoba, ampliamente ramificadas, flageliforme ramificado, con ramificaciones secundarias) y superficie con puntuaciones desde escasas hasta moderadas; seda posterolateral más larga que la seda anteromediana y a su vez la seda anteromediana es más larga que la seda anterolateral; sensilas posicionadas por encima de la seda posterolateral. Ojos 2/2 conspicuos en una placa. Artejos de las patas 7-7-7; con dos genuales I, genual II y III ausentes, tibial III larga y flexible, mastigotarsal III ausente; con o sin subterminal y parasubterminal I. Sedas coxales y segundas esternales ramificadas. Tarsos sin sedas lisas (Brennan & Reed, 1972; Brennan & Goff, 1977).

*Loomisia desmodus* (Brennan & Dalmat, 1960)

**Diagnosis.** Fórmula pedipalpal B/B/NNB. Proporción entre las sedas y sensilas del escudo dorsal AP/SB= 1.5-2; sensilas ligramente globosas (Figura 21b; Figura 23b). Patas con subterminal y parasubterminal I; tarsal o solenidio I ligeramente más corta o igual que la tarsal o solenidio II; la microtarsal II próxima a la tarsal II; tibial III de más de 30 micrones de largo (Brennan & Goff, 1977; Hoffmann, 1990).

**Material estudiado:** 5 LL, ex *D. rotundus* ♂, Juquila, San Pedro Mixtepec, Mandingas, Oaxaca, 22-X-2014, C. García-Estrada (JMM/M7X002.6-.9, .11). 2 LL, ex *D. rotundus* ♀, mismos datos, 23-X-2014, C. García-Estrada (JMM/M7X013.12, .14). 3 LL, ex *D. rotundus* ♂, mismos datos, 23-X-2014, C. García-Estrada (JMM/M7X014.20, .27, .32). 1 L, ex *D. rotundus* ♀, Juquila, San Pedro Mixtepec, Los Limones, Oaxaca, 23-XI-2014, C. García-Estrada (JMM/M7Y018.9). 8 LL, ex *D. rotundus* ♂, Juquila, San Pedro Mixtepec, Rancho Ganadero Los Hojiales, Oaxaca, 22-V-2015, C. García-Estrada (JMM/M8B001.5-.12). 9 LL, ex *D. rotundus* ♂, mismos datos, 22-V-2015, C. García-Estrada (JMM/M8B002.3-.5, .7, .11, .12). 1 L, ex *D. rotundus* ♂, mismos datos 23-V-2015, C. García-Estrada (JMM/M8B005.4). 2 LL, ex *D. rotundus* ♂, mismos datos, 23-V-2015, C. García-Estrada (JMM/M8B007.2, .3).

**Comentarios.** Especie polixena exclusiva de murciélagos. Su distribución es Neotropical, desde el sur de México hasta el norte de Sudamérica e islas del Caribe. Parece tener afinidad por especies de la familia Phyllostomidae, pero también se ha reportado en especies de la familia Emballonuridae (Hoffmann, 1990). En México se tienen registros sobre *Anoura geoffroyi* y *Glossophaga morenoi* en Chiapas (Colín-Martínez *et al.*, 2017); en Yucatán sobre *G. soricina*, *Mimon cozumelae* y *D. rotundus* (Loomis, 1969; Almazán-Marín, 2017), y *Trachops cirrhosu* sin localidad (Webb & Loomis, 1977). Este sería un segundo reporte de asociación con el murciélagos vampiro en el estado de Oaxaca (ver Anexo 1).



**Figura 21.** *Loomisia desmodus*. a) idiosoma ventral, b) escudo dorsal.

**Género *Perissopalla*** Brennan & White, 1960

**Diagnosis.** Artejo distal del quelícero con formación tricúspide. Pedipalpo con solenidio o tarsal, cinco sedas tarsales ramificadas y una tarsal subterminal, uña tibial de tri a pentafurcada; sedas galeales lisas. Escudo dorsal trapezoidal o cuadrado con ángulos laterales prominentes y margen posterior ligeramente cóncavo; sensilas ligeramente engrosadas o fusiformes, con sétulas en forma de espinas extremadamente largas. Ojos 2/2 en placa o ausentes. Patas con artejos 7-7-7; microtarsal I papiliforme, próxima a la base de la tarsal I. Tarso I con seis sedas ramificadas basales (Brennan & Reed 1975; Hoffmann 1990).

***Perissopalla ipeani*** Brennan, 1969

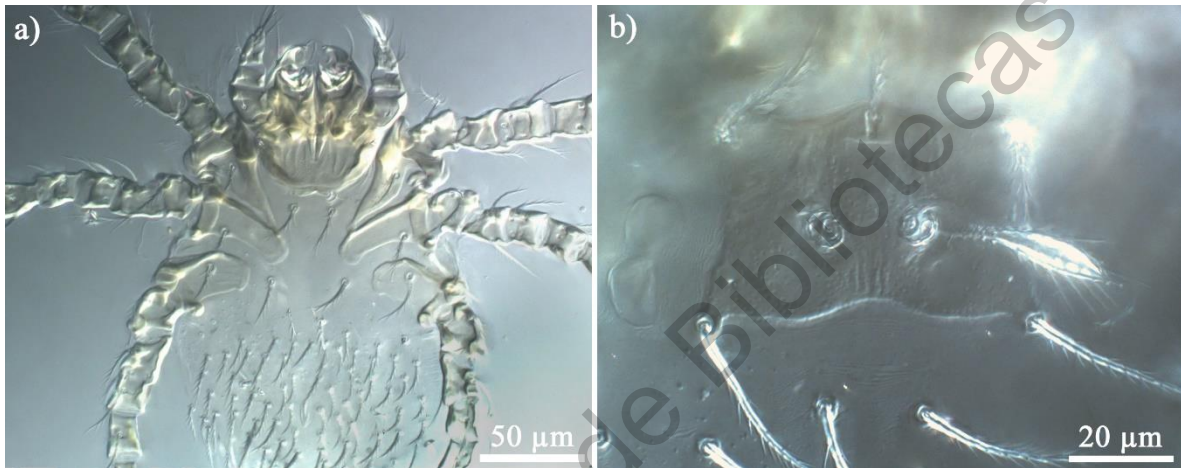


**Diagnosis.** Gnatosoma ligeramente punteado. Quelíceros robustos con capucha trifurcada. Sedas pedipalpaes latero- y ventrotibiales ramificadas; uña tibial trifurcada. Escudo dorsal ligeramente sinuoso en los márgenes, con ángulos prominentes; sensilas fusiformes con sétulas cortas y largas de más de 21  $\mu\text{m}$ ; PL>AM>AL (Figura 22b; Figura 23a). Seda coxal III cerca del margen anterior; 3 genuales I, genual II y III, tibial III; sedas no especializadas ligeramente ramificadas (Brennan, 1969).

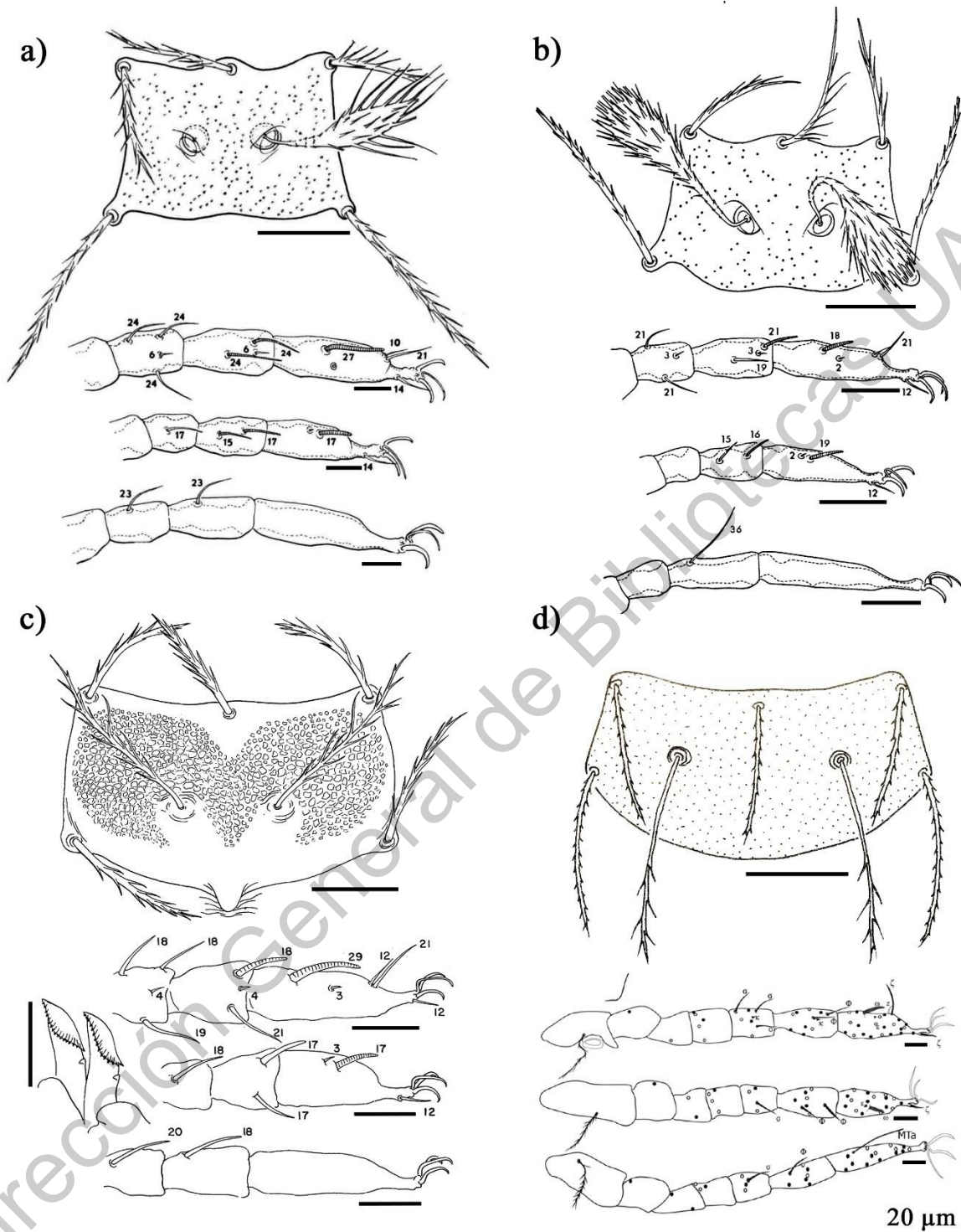
**Material estudiado:** 1 L, ex *D. rotundus* ♂, Juquila, San Pedro Mixtepec, Mandingas, Oaxaca, 22-X-2014, C. García-Estrada (JMM/M7X002.10). 1 L, ex *D. rotundus* ♂, mismos datos, 22-X-2014, C. García-Estrada (JMM/M7X004.4). 2 LL, ex *D. rotundus* ♂, mismos datos, 22-X-2014, C. García-Estrada (JMM/M7X007.7, .10). 1 L, ex *D. rotundus* ♀, mismos datos, 23-X-2014, C. García-Estrada (JMM/M7X012.4). 12 LL, ex *D. rotundus* ♀, mismos datos, 23-X-2014, C. García-Estrada (JMM/M7X013.5-.11, .13). 38 LL, ex *D. rotundus* ♂, mismos datos, 23-X-2014, C. García-Estrada (JMM/M7X014.1, .5-.19, .21-.26, .28-.31, .33-.43). 3 LL, ex *D. rotundus* ♀, mismos datos, 23-X-2014, C. García-Estrada (JMM/M7X015.4, .5, .10). 5 LL, ex *D. rotundus* ♂, mismos datos, 23-X-2014, C. García-Estrada (JMM/M7X017.3-.6). 1 L, ex *D. rotundus* ♀, Juquila, San Pedro Mixtepec, Los Limones, Oaxaca, 22-XI-2014, C. García-Estrada (JMM/M7Y002.3). 3 L, ex *D. rotundus* ♂, mismos datos, 22-XI-2014, C. García-Estrada (JMM/M7Y007.8-.10). 1 L, ex *D. rotundus* ♀, mismos datos, 23-XI-2014, C. García-Estrada (JMM/M7Y016.1). 2 LL, ex *D. rotundus* ♀, mismos datos, 23-XI-2014, C. García-Estrada (JMM/M7Y018.10, .11). 1 L, ex *D. rotundus* ♀, mismos datos, 23-XI-2014, C. García-Estrada (JMM/M7Y019.2). 1 L, ex *D. rotundus* ♂, Juquila, San Pedro Mixtepec, Rancho Ganadero Los Hojiales, Oaxaca, 22-V-2015, C. García-Estrada (JMM/M8B001.3). 4 LL, ex *D. rotundus* ♂, mismos datos, 22-V-2015, C. García-Estrada (JMM/M8B002.1, .2, .6, .10). 1 L, ex *D. rotundus* ♂, mismos datos, 22-V-2015, C. García-Estrada (JMM/M8B003.1). 1 L, ex *D. rotundus* ♂, mismos datos, 23-V-2015, C. García-Estrada (JMM/M8B005.3). 2 LL, ex *D. rotundus* ♂, Juquila San Pedro Mixtepec, La Lucerna, Oaxaca, 22-VIII-2015, C. García-Estrada (JMM/M8C004.7, .9). 1 L, ex *D. rotundus* ♂, mismos datos, 22-VIII-2015, C. García-Estrada (JMM/M8C006.1).

**Comentarios.** Especie que podría considerarse como oligoxena, debido a que se ha encontrado sobre murciélagos de la familia Phyllostomidae como *Artibeus lituratus*, *Carollia*

*perspicillata*, *Diphylla ecaudata*, *Phyllostomus elongatus*, *Sturnira lilium*, *Tonatia bidens* y *Trachops cirrhosus* en Brasil y Surinam (Brennan 1969; Brennan & Lukoschus 1971; Brennan & Bronswijk 1975; Almeida *et al.* 2011). Hasta Almazán-Marín (2017) no se conocía a *P. ipeani* parasitando a algún otro murciélago en México por lo que se reportó por primera vez en Yucatán y también sobre *D. rotundus* siendo el primer registro de la asociación. En esta ocasión, este estudio solo representaría primer registro para el estado (ver Anexo 1).



**Figura 22.** *Perissopalla ipeani*. a) idiosoma ventral, b) escudo dorsal.



**Figura 23. Morfología del escudo dorsal y sedas sensoriales en patas I-III de larvas Trombiculidae.** a) *Perissopalla ipeani*, b) *Loomisia desmodus*, c) *Beamerella acutascuta*, con queléceros, d) *Eutrombiculla alfreddugesii*. Los números representan las mediciones en micrones de las sedas sensoriales. Imágenes modificadas de Brennan (1958, 1969); Brennan & Reed (1972); Hoffmann (1990).

## Familia **Leeuwenhoekiidae** Womersley, 1944

**Diagnosis, larva.** Presencia o ausencia de estigmas verdaderos localizados entre las coxas I y el gnatosoma, en el que se observa el atrio y los tubos traqueales extendiéndose a lo largo del cuerpo. Escudo prodorsal con seis sedas pectinadas: dos anteromedianas (*vi*), dos anterolaterales (*ve*) y dos posterolaterales (*se*); un par de sensilias flageliformes o pectinadas; naso generalmente presente. Sedas pre-esternales y sub-terminales ausentes. Artejos de las patas 6-6-6; coxas I con dos sedas; presencia de dos mastigogenuales en las patas III y sedas ramificadas 4-4 en las genuas II y III (Womersley, 1945; Shatrov & Kudryashova, 2008).

**Generalidades.** Los miembros de esta familia presentan características estructurales y de comportamiento muy similares a la familia Trombiculidae. De hecho, era considerada por algunos taxónomos como una subfamilia de Trombiculidae, como Leeuwenhoekiinae (Ewing, 1949; Wharton *et al.*, 1951; Kudryashova, 1998). También el estadio larval se comporta como ectoparásito de un gran número de vertebrados como aves, reptiles y mamíferos, aunque en la actualidad se conocen algunas especies que parasitan artópodos (André, 1943).

### Género **Whartonia** Ewing, 1944

**Diagnosis.** Artejo distal de los quelíceros con dos hileras de grandes dientes, una ventral y otra dorsal. Fórmula pedipalpal variable  $B/B/B\frac{NN}{BB}$ ; tarso con un solenidio (tarsal) y 7B; uña tibial con tres o más dientes; sedas galeales lisas o pectinadas. Estigmas y tráqueas presentes. Escudo dorsal rectangular sin una proyección media en el borde anterior; sensilas flageliformes, lisas o escasamente ramificadas. Ojos 2/2 grandes. Coxas I con dos sedas, coxas II unisetosas y coxas III uno- ó bisetosas; genuales y tibiales variables, con o sin la tarsal (solenidio) III y sin mastigosedas; uñas sin onicotriquiias (Hoffmann, 1990).

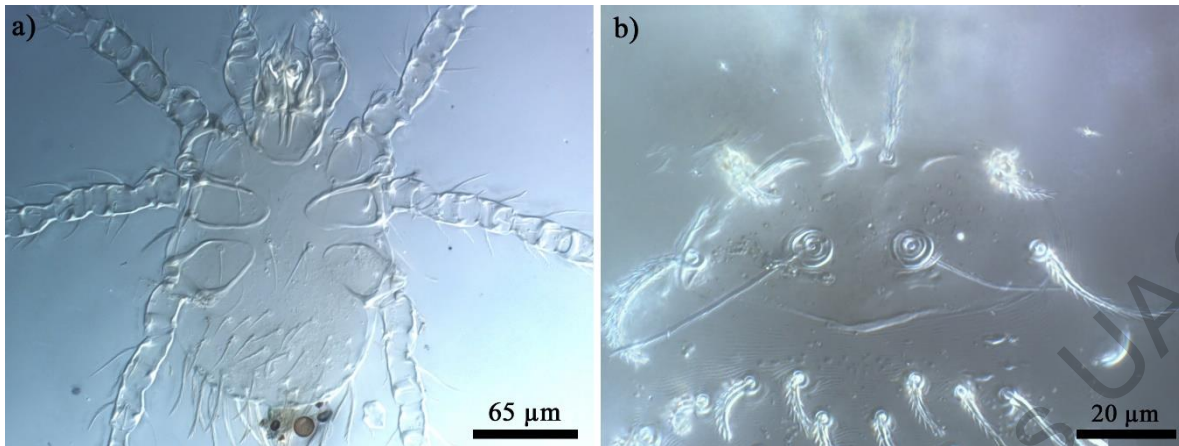
**Generalidades:** Larvas parásitas de murciélagos y en ocasiones de roedores pequeños, posiblemente habitantes o visitantes ocasionales de cuevas. Se divide en dos subgéneros: *Asolentria* Vercammen-Grandjean, 1968 y *Whartonia* Ewing, 1944 (Hoffmann, 1990). Tienen una amplia distribución, se encuentran en las regiones tropicales y subtropicales del mundo.

*Whartonia* ca. *glenni*

**Diagnosis, larva.** Quelíceros rígidos y largos, con abundantes dientes o ganchos dirigidos hacia atrás, su tamaño disminuye desde la base hasta el ápice. Fórmula pedipalpal: B/B/BBB; sedas galeales de aspecto liso, pero con diminutas espinas. Escudo dorsal de forma subtrapezoidal, margen posterior ampliamente convexo, margen anterior ligeramente convexo en la parte media y muy esclerizado en esa zona; sensilas flageliformes, casi totalmente lisas, salvo unas pequeñas ramificaciones en la parte terminal de la seda, y sedas escutelares moderadamente largas y finamente ramificadas,  $AM > AL = PL$ ; distancia SB (entre los tricobotrios) anterior a la base de las sedas posterolaterales (PL). Ojos 2+2, cerca del escudo, la primera lente se ubica al nivel de la línea SB. Naso anteromedial generalmente pequeño. Sedas idiosomales muy similares a las escutelares. Quetotaxia de las coxas I-III: 2,1,1; genualas I-III: 2,1,1; subterminala, parasubterminala I: 1, 1B; tibiala I-III: 2,2,1 (Vercammen-Grandjean *et al.*, 1965; Amorim-da Silveira *et al.*, 2015).

**Material estudiado:** 1 L, ex *D. rotundus* ♂, Juquila San Pedro Mixtepec, Los Limones, Oaxaca, 23-XI-2014, C. García-Estrada (JMM/M7Y017.1).

**Comentarios.** A diferencia de las descripciones de *Whartonia glenni*, el ejemplar revisado presenta las sensilas lisas desde la base, pero en la zona apical empiezan a ramificarse (Figura 24b). Vercammen-Grandjean *et al.* (1965) reportan una variación morfológica geográfica y establece varios ejemplares como subespecies. Uno de ellos lo reporta en Oaxaca, el cual presenta una morfología similar en el escudo dorsal al reportado en este estudio. Sin embargo, se necesitarían realizar mediciones de las sedas escutelares y de otros caracteres para dilucidar si es una variación también o si pertenece a la especie de *Whartonia glenni*.



**Figura 24.** *Whartonia ca. glenni*. a) idiosoma ventral, b) escudo dorsal.

Familia **Myobiidae** Mégnin, 1877

**Diagnosis.** Cuerpo deprimido dorsoventralmente. Base del gnatosoma fusionada conformando una cápsula gnatosomal o estilóforo de donde derivan los quelíceros estiletiformes retráctiles dentro del idiosoma. Pedipalpos simples y pequeños. Primer par de patas modificadas con algunos de los artejos reducidos o fusionados y con apéndices o sedas estriadas dirigidos ventral o lateralmente, que le permiten sostenerse del pelo de sus huéspedes. Patas II-IV normalmente desarrolladas, pero cortas y dirigidas perpendicularmente a la línea media del cuerpo. Poseen dos sedas largas en la región caudal del idiosoma, próximas una a otra en los machos, y separadas en las hembras. Región genital de la hembra situada en la región posterior del idiosoma y puede presentar valvas o ganchos con sedas. El pene en el macho y la abertura anal en la hembra se encuentran en la parte dorsal. Inmaduros con un gancho ventral no pareado en el tarso I, y fémures fusionados a la genua en todas las patas (Morales-Malacara, 1981; Whitaker & Morales-Malacara, 2005; Bochkov *et al.*, 2008; Krantz & Walter, 2009).

**Generalidades.** Parásitos permanentes y altamente especializados de mamíferos pequeños, principalmente de marsupiales, roedores, murciélagos y soricomorfos. Su alimentación está confinada a las bases del folículo piloso y con frecuencia implica hematofagia. Las hembras ingieren sangre durante los períodos reproductivos, pero también pueden alimentarse de la linfa y otros líquidos extracelulares. Su distribución cosmopolita es paralela a la de sus huéspedes ampliamente distribuidos (Krantz & Walter, 2009).

Género *Eudusbabekia* Jameson, 1971

**Diagnosis.** Gnatosoma cónico o rectangular. Ganchos o espinas de los pedipalpos desarrollados y finos. Primer par de patas con cuatro artejos, tibia y tarso completamente fusionados, sin uña terminal, pero con una formación similar a una concha en posición ventroapical; genua con un tubérculo o garfio dirigido en dirección anterior; fémur con sedas sensoriales y con una seda gruesa modificada en forma de una concha; sedas coxales distribuidas en línea transversal. Tarsos II-IV generalmente con una uña larga y delgada, rara vez con una segunda uña rudimentaria desarrollada. Sedas dorsales expandidas y estriadas; *vi* cortas; *si* posicionadas muy cerca de las sedas *se*. Machos con placa genital situada al nivel de las sedas *se* o *ve*; pene alargado, pero ligeramente ancho en la base y dirigido hacia la región anterior. Hembras con dos valvas vulvares y a su lado una seda *psI* (Guzmán-Cornejo, 2004).

*Eudusbabekia arganoi* (Vomero, 1972)

**Diagnosis, hembra.** Gnatosoma sub-pentagonal. Primer par de patas simétricas. Presenta 12 pares de sedas dorsales, y una terminal, de las cuales siete son largas y engrosadas (*ve*, *si*, *se*, *c<sub>1</sub>*, *c<sub>2</sub>*, *d<sub>1</sub>*, *d<sub>2</sub>*) (Figura 25a). Sedas *si* más delgadas que las sedas *se*. Sedas *c<sub>2</sub>* relativamente cortas extendiéndose más allá de la base de la seda *d<sub>1</sub>* pero no llega hasta la base de la seda *d<sub>2</sub>* (Figura 26). Valvas con cuatro pares de sedas y un par de sedas anteriores. Sedas dorsales *f<sub>2</sub>* presentes. Tarsos III y IV con una segunda uña pequeña rudimentaria (Dusbábek & Lukoschus, 1975; Morales-Malacara, 1981).

**Diagnosis, macho.** Gnatosoma piriforme. Primer par de patas bilateralmente asimétricas. Presencia de unas sedas *2d* cortas situadas en el borde del área coxal II. Sedas dorsales *ve*, *se* y *c<sub>2</sub>* estriadas y ligeramente expandidas (Figura 25b). Poro y placa genital situados posterior a la base de las sedas *se* y *si*. Sedas *e<sub>1</sub>* más largas que *e<sub>2</sub>* y sedas *f<sub>1</sub>* y *f<sub>2</sub>* más largas que las sedas *c<sub>1</sub>* (Figura 26) (Dusbábek & Lukoschus, 1975).

**Diagnosis, ninfa.** Primer par de patas asimétricas, siendo la derecha mucho más grande y de diferente estructura que la izquierda (Figura 25c). La derecha es de cinco artejos mientras que la izquierda es de cuatro artejos. Presentan sedas dorsales muy pequeñas, las más grandes

de 7  $\mu$  y las más pequeñas de 2.5  $\mu$ . Apertura anal larga de 20  $\mu$  y filamentos caudales también relativamente largos de 220  $\mu$  (Vomero, 1972).

**Diagnosis, larva.** Idiosoma pequeño generalmente de 190  $\mu$  con un ancho entre las coxas II y III de 110  $\mu$  (Figura 25d). Primer par de patas asimétricas. En el borde del idiosoma entre las áreas coxales I están situadas dos sedas de 5-6  $\mu$ . Presencia de diez pares de sedas dorsales extremadamente pequeñas (2-3  $\mu$ ). Apertura anal muy corta casi elíptica. Presencia de dos filamentos caudales de 14  $\mu$  (Vomero, 1972).

**Material estudiado:** 2 ♂♂, ex *D. rotundus* ♂, Chepilme, San Pedro Pochutla, Oaxaca, 25-VI-2014, C. García-Estrada (JMM/M7V001.2, .52). 1 ♀, ex *D. rotundus* ♂, mismos datos, 25-VI-2014, C. García-Estrada (JMM/M7V002.34). 2 ♀♀, 1 ♂, 3 NN, ex *D. rotundus* ♂, mismos datos, 25-VI-2014, C. García-Estrada (JMM/M7V003.7-.10, .12, .13). 1 ♀, 3 ♂♂, 2 NN, ex *D. rotundus* ♀, mismos datos, 26-VI-2014, C. García-Estrada (JMM/M7V004.10, .21, .22, .25, .36, .37). 1 N, ex *D. rotundus* ♂, Barra de Navidad, Santa María Colotepec, Oaxaca, 21-VIII-2014, C. García-Estrada (JMM/M7W001.1). 1 ♀, 8 NN, ex *D. rotundus* ♀, mismos datos, 21-VIII-2014, C. García-Estrada (JMM/M7W002.1, .5-.9, .12, .15). 1 N, ex *D. rotundus* ♂, mismos datos, 21-VIII-2014, C. García-Estrada (JMM/M7W003.1). 4 NN, ex *D. rotundus* ♂, mismos datos, 22-VIII-2014, C. García-Estrada (JMM/M7W004.1-.4). 2 NN, ex *D. rotundus* ♂, mismos datos, 22-VIII-2014, C. García-Estrada (JMM/M7W005.1, .24). 1 ♀, 1 N, ex *D. rotundus* ♀, mismos datos, 22-VIII-2014, C. García-Estrada (JMM/M7W006.10, .11). 2 ♀♀, 1 ♂, 6 NN, ex *D. rotundus* ♂, Juquila, San Pedro Mixtepec, Mandingas, Oaxaca, 22-X-2014, C. García-Estrada (JMM/M7X001.3, .6-.9). 6, ex *D. rotundus* ♂, mismos datos (JMM/M7X001). 1 N, ex *D. rotundus* ♂, mismos datos, 22-X-2014, C. García-Estrada (JMM/M7X002.3). 10, ex *D. rotundus* ♂, mismos datos (JMM/M7X002). 2 ♀♀, 1 ♂, 2 PNN, ex *D. rotundus* ♀, mismos datos, 22-X-2014, C. García-Estrada (JMM/M7X005.1, .3). 1, ex *D. rotundus* ♀, mismos datos (JMM/M7X005). 2 ♀♀, ex *D. rotundus* ♂, mismos datos, 22-X-2014, C. García-Estrada (JMM/M7X006.1). 6, ex *D. rotundus* ♂, mismos datos (JMM/M7X006). 4 ♀♀, 1 ♂, 1 N, ex *D. rotundus* ♂, mismos datos, 22-X-2014, C. García-Estrada (JMM/M7X007.2, .4-.6). 13, ex *D. rotundus* ♂, mismos datos (JMM/M7X007). 2 ♂♂, 1 N, ex *D. rotundus* ♀, mismos datos, 23-X-2014, C. García-Estrada (JMM/M7X008.1). 6, ex *D. rotundus* ♀, mismos datos (JMM/M7X008).

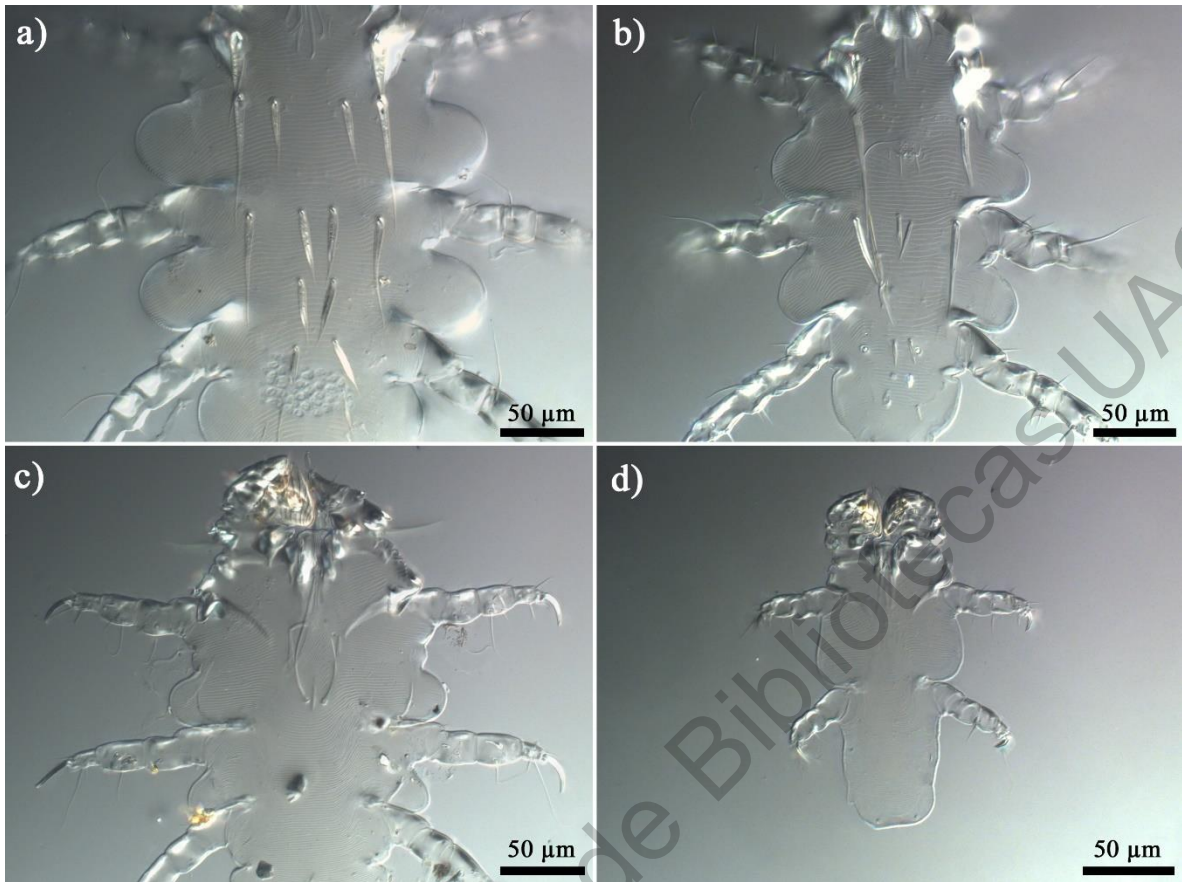


1 N, ex *D. rotundus* ♀, mismos datos, 23-X-2014, C. García-Estrada (JMM/M7X009.1). 1 ♀, 2 NN, ex *D. rotundus* ♂, mismos datos, 23-X-2014, C. García-Estrada (JMM/M7X010.1-.3). 2 NN, ex *D. rotundus* ♂, mismos datos, 23-X-2014, C. García-Estrada (JMM/M7X010). 1 ♂ ex *D. rotundus* ♀, mismos datos, 23-X-2014, C. García-Estrada (JMM/M7X012.1). 5, ex *D. rotundus* ♀, mismos datos (JMM/M7X012). 1 ♂, 6 NN, ex *D. rotundus* ♀, mismos datos, 23-X-2014, C. García-Estrada (JMM/M7X013.2-.4). 16, ex *D. rotundus* ♀, mismos datos (JMM/M7X013). 1 ♂, 2 NN, 1 L, ex *D. rotundus* ♂, mismos datos, 23-X-2014, C. García-Estrada (JMM/M7X014.3, .4). 37, ex *D. rotundus* ♂, mismos datos (JMM/M7X014). 3 ♀♀, 1 N, 1 L, ex *D. rotundus* ♀, mismos datos, 23-X-2014, C. García-Estrada (JMM/M7X015.2, .3, .8). 11, ex *D. rotundus* ♀, mismos datos (JMM/M7X015). 1 ♀, 2 ♂♂, ex *D. rotundus* ♀, mismos datos, 23-X-2014, C. García-Estrada (JMM/M7X016.1, .2). 6, ex *D. rotundus* ♀, mismos datos (JMM/M7X016). 1 N, ex *D. rotundus* ♂, mismos datos, 23-X-2014, C. García-Estrada (JMM/M7X017.1). 1 ♂, ex *D. rotundus* ♀, Juquila, San Pedro Mixtepec, Los Limones, Oaxaca, 22-XI-2014, C. García-Estrada (JMM/M7Y001.1). 2, ex *D. rotundus* ♀, mismos datos (JMM/M7Y001). 1 ♀, 1 ♂, ex *D. rotundus* ♀, mismos datos, 22-XI-2014, C. García-Estrada (JMM/M7Y002.2). 5, ex *D. rotundus* ♀, mismos datos (JMM/M7Y002). 1 N, ex *D. rotundus* ♂, mismos datos, 22-XI-2014, C. García-Estrada (JMM/M7Y005.2). 3 ♀♀, 5 ♂♂, 8 NN, ex *D. rotundus* ♂, mismos datos, 22-XI-2014, C. García-Estrada (JMM/M7Y006.2-.5, .9-.11, .13). 1 ♀, ex *D. rotundus* ♂, mismos datos, 22-XI-2014, C. García-Estrada (JMM/M7Y007.1). 5, ex *D. rotundus* ♂, mismos datos (JMM/M7Y007). 1 ♀, 1 ♂, 2 NN, ex *D. rotundus* ♀, mismos datos, 22-XI-2014, C. García-Estrada (JMM/M7Y008.3). 1 N, ex *D. rotundus* ♂, mismos datos, 22-XI-2014, C. García-Estrada (JMM/M7Y009). 1 ♂, ex *D. rotundus* ♀, mismos datos, 22-XI-2014, C. García-Estrada (JMM/M7Y010.2) 4, ex *D. rotundus* ♀, mismos datos (JMM/M7Y010). 2 ♀♀, ex *D. rotundus* ♂, mismos datos, 23-XI-2014, C. García-Estrada (JMM/M7Y011.1). 10 ex *D. rotundus* ♂, mismos datos (JMM/M7Y011). 1 ♀, ex *D. rotundus* ♂, mismos datos, 23-XI-2014, C. García-Estrada (JMM/M7Y012.2). 1 ♀, 3 ♂♂, 11 NN, 1 L, ex *D. rotundus* ♀, mismos datos, 23-XI-2014, C. García-Estrada (JMM/M7Y013.1, .3-.9, .14, .16, .17). 1 ♀, 1 N, ex *D. rotundus* ♀, mismos datos, 23-XI-2014, C. García-Estrada (JMM/M7Y014.3). 1 ♀, ex *D. rotundus* ♂, mismos datos, 23-XI-2014, C. García-Estrada (JMM/M7Y015.7). 1 ♀, ex *D. rotundus* ♀, mismos datos, 23-XI-2014, C. García-Estrada (JMM/M7Y016.4). 6, ex *D.*

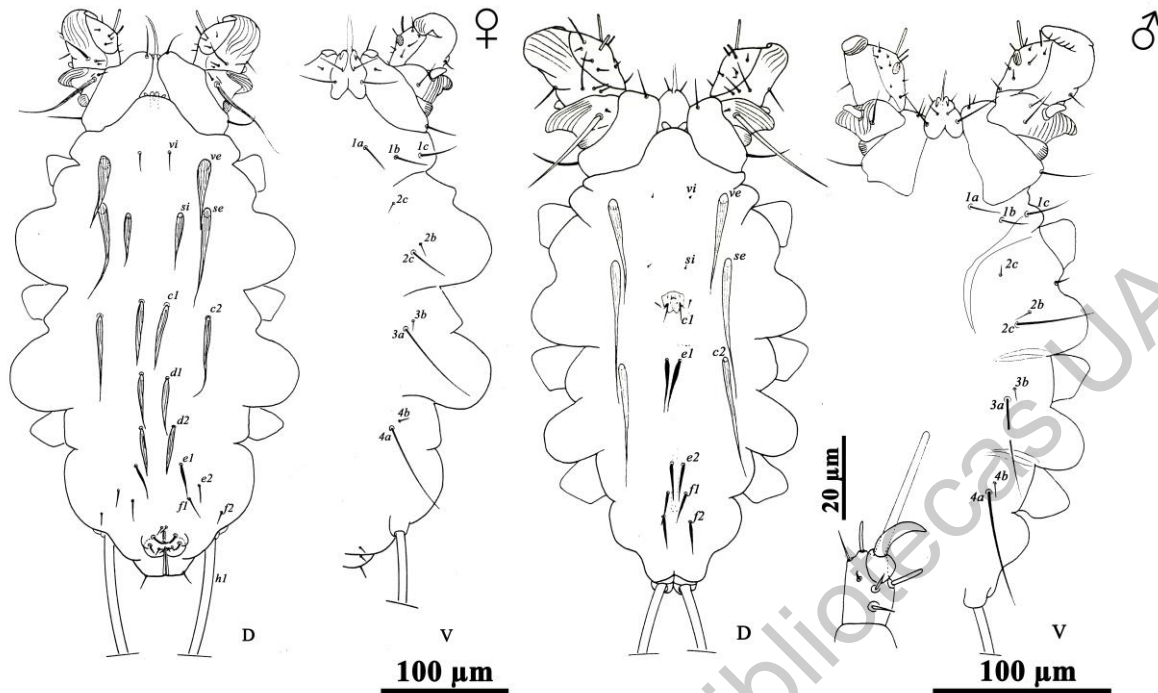
*rotundus* ♀, mismos datos, 23-XI-2014, C. García-Estrada (JMM/M7Y016). 1 ♀, 1 N, ex *D. rotundus* ♂, mismos datos, 23-XI-2014, C. García-Estrada (JMM/M7Y017.2, .4). 2 ♀♀, 4 NN, ex *D. rotundus* ♀, mismos datos, 23-XI-2014, C. García-Estrada (JMM/M7Y018.3-.5). 2 ♀♀, 1 N, ex *D. rotundus* ♀, mismos datos, 23-XI-2014, C. García-Estrada (JMM/M7Y019.1, .4). 1, ex *D. rotundus* ♀, mismos datos (JMM/M7Y019). 3 ♂♂, 3 NN, ex *D. rotundus* ♂, mismos datos, 23-XI-2014, C. García-Estrada (JMM/M7Y020.2-.5). 1 ♀, 1 N, ex *D. rotundus* ♂, Juquila, San Pedro Mixtepec, Rancho Ganadero Los Hojitalas, Oaxaca, 22-V-2015, C. García-Estrada (JMM/M8B001.1, .2). 1 L, ex *D. rotundus* ♂, mismos datos, 22-V-2015, C. García-Estrada (JMM/M8B002.8). 2 ♀♀, 5 NN, ex *D. rotundus* ♂, mismos datos, 22-V-2015, C. García-Estrada (JMM/M8B004.1-.3, .16). 8 NN, 1 L, ex *D. rotundus* ♂, mismos datos, 23-V-2015, C. García-Estrada (JMM/M8B005.1, .2, .7, .8). 4 ♀♀, 1 ♂, 12 NN, 2 L, ex *D. rotundus* ♂, mismos datos, 23-V-2015, C. García-Estrada (JMM/M8B006.1-.11). 3 NN, ex *D. rotundus* ♂, mismos datos, 23-V-2015, C. García-Estrada (JMM/M8B008.3-.5). 3 ♀♀, ex *D. rotundus* ♂, Juquila San Pedro Mixtepec, La Lucerna, Oaxaca, 21-VIII-2015, C. García-Estrada (JMM/M8C001.2). 4 ♀♀, 1 ♂, 5 NN, ex *D. rotundus* ♂, mismos datos, 22-VIII-2015, C. García-Estrada (JMM/M8C002.2-.6). 4, ex *D. rotundus* ♂, mismos datos (JMM/M8C002). 1 ♀, 2 NN, 1 L, ex *D. rotundus* ♀, mismos datos, 22-VIII-2015, C. García-Estrada (JMM/M8C003.1, .2). 9, ex *D. rotundus* ♀, mismos datos (JMM/M8C003). 3 ♀♀, 3 ♂♂, 9 NN, ex *D. rotundus* ♂, mismos datos, 22-VIII-2015, C. García-Estrada (JMM/M8C004.2-.6). 4, ex *D. rotundus* ♂, mismos datos (JMM/M8C004). 1 ♀, 4 NN, ex *D. rotundus* ♂, mismos datos, 22-VIII-2015, C. García-Estrada (JMM/M8C006.3, .4). 3, ex *D. rotundus* ♂, mismos datos (JMM/M8C006). 4 ♀♀, 3 ♂♂, 14 NN, ex *D. rotundus* ♀, Juquila, San Pedro Mixtepec, Los Limones, Oaxaca, 04-XII-2015, C. García-Estrada (JMM/M8D001.1-.10). 9, ex *D. rotundus* ♀, mismos datos (JMM/M8D001). 2 ♀♀, 2 NN, 1 L, ex *D. rotundus* ♀, mismos datos, 04-XII-2015, C. García-Estrada (JMM/M8D002.1, .2). 4, ex *D. rotundus* ♀, mismos datos (JMM/M8D002). 4 NN, ex *D. rotundus* ♀, mismos datos, 04-XII-2015, C. García-Estrada (JMM/M8D003.1, .2). 3, ex *D. rotundus* ♀, mismos datos (JMM/M8D003). 1 ♀, 2 ♂♂, 5 NN, ex *D. rotundus* ♂, mismos datos, 04-XII-2015, C. García-Estrada (JMM/M8D004.1-.4). 5, ex *D. rotundus* ♂, mismos datos (JMM/M8D004). 1 ♂, 2 NN, ex *D. rotundus* ♀, mismos datos, 04-XII-2015, C. García-Estrada (JMM/M8D005.1, .2). 14, ex *D. rotundus* ♀, mismos datos (JMM/M8D005). 1 ♀, 1

♂, 7 NN, ex *D. rotundus* ♀, mismos datos, 04-XII-2015, C. García-Estrada (JMM/M8D006.1-.4). 9, ex *D. rotundus* ♀, mismos datos (JMM/M8D006). 4 ♀♀, 1 ♂, 5 NN, 1 L, ex *D. rotundus* ♂, mismos datos 04-XII-2015, C. García-Estrada (JMM/M8D007.1-.4). 16, ex *D. rotundus* ♂, mismos datos (JMM/M8D007). 2 ♂♂, 6 NN, ex *D. rotundus* ♂, Juquila, San Pedro Mixtepec, Los Limones, Oaxaca, 04-XII-2015, C. García-Estrada (JMM/M8D008.1-.3, .5, .6). 18 ex *D. rotundus* ♂, mismos datos (JMM/M8D008). 9, ex *D. rotundus* ♂, mismos datos, 04-XII-2015, C. García-Estrada (JMM/M8D009). 2 ♂♂, 5 NN, 1 L, ex *D. rotundus* ♂, mismos datos, 04-XII-2015, C. García-Estrada (JMM/M8D010.1, .2). 8, ex *D. rotundus* ♂, mismos datos (JMM/M8D010). 1 ♀, 3 ♂♂, 9 NN, ex *D. rotundus* ♂, mismos datos, 04-XII-2015, C. García-Estrada (JMM/M8D011.1-.7). 34, ex *D. rotundus* ♂, mismos datos (JMM/M8D011). 3 ♀, 2 ♂♂, ex *D. rotundus* ♂, mismos datos, 04-XII-2015, C. García-Estrada (JMM/M8D012.1-.2). 8, ex *D. rotundus* ♂, mismos datos (JMM/M8D012). 1 ♀, 5 ♂♂, 6 NN, 3 LL, ex *D. rotundus* ♂, mismos datos, 04-XII-2015, C. García-Estrada (JMM/M8D013.1-.5). 12, ex *D. rotundus* ♂, mismos datos (JMM/M8D013).

**Comentarios.** Esta especie de myobiido se considera monoxena para *D. rotundus* ya que no se ha reportado en otro murciélago. Sin embargo, sólo se tiene registro en la Guayana Francesa, Surinam y México; éste último con mayor incidencia que los anteriores, en Morelos, Guerrero y Yucatán. Por lo que este trabajo representaría primer registro para el estado. Tiene afinidad morfológica con otras especies del mismo género que también parasitan a murciélagos de la familia Desmodontinae y del género *Phyllostomus* en presentar ocho sedas en la placa genital del macho, una seda anal y una segunda uña rudimentaria en las patas III y IV, lo que indica relaciones filogenéticas coevolutivas (Uchikawa, 1987).



**Figura 25.** *Eudusbabekia arganoi*. a) hembra en vista dorsal, b) macho en vista dorsal, c) ninfa, d) larva.



**Figura 26.** *Eudusbabekia arganoi*, hembra y macho. D: dorsal. V: ventral. Imagen modificada de Vomero (1972).

Familia **Rosensteiniidae** Cooreman, 1954

**Diagnosis.** Gnatosoma con un par de procesos rutelares agrandados. Cuerpo aplanado con una cutícula corporal parcialmente estriada u ornamentada con protuberancias en forma de escamas en el dorso. Sedas del histerosoma dorsales generalmente aplanadas o modificadas como abanicos, cuchillas de púas o espinas duras y curiosamente las sedas de las genuas I y II a menudo se modifican de la misma manera. Patas desarrolladas en posición lateral y discos ambulacrales muy agrandados. Región genital posicionada anteriormente, aberturas de la glándula supracoxal dorsalmente desplazadas y sedas genitales modificadas (Krantz & Walter, 2009).

**Generalidades.** Ácaros cosmopolitas asociados comúnmente el guano y pelaje de murciélagos, aunque actualmente se conoce que han diversificado y adoptado nuevos tipos de asociaciones con otros organismos como cucarachas (Blattodea) y tijerillas (Dermaptera) (Fain *et al.*, 1981; Haitlinger, 1999).

Género *Nycteriglyphus* Zachvatkin, 1941

**Diagnosis.** Cuerpo ovoide, distintivamente más largo que ancho; cutícula completamente membranosa, con estrías finas, escamas o protuberancias redondeadas, generalmente no esclerosada. Sedas ventrales filiformes. Apodemas coxales I fusionados en forma de V o Y, o fusionados al apodema epiginial, la cual está siempre presente. Hembra con abertura copulatoria terminal o si es dorsal posterior a la seda h1. Región genital masculina entre los campos coxales II-IV. Idiosoma posterior con la seda h3 larga y filiforme u ocasionalmente ausente (O'Connor, Comp. Pers.).

**Generalidades.** Cosmopolita, habita en guano y ocasionalmente parásito de murciélagos.

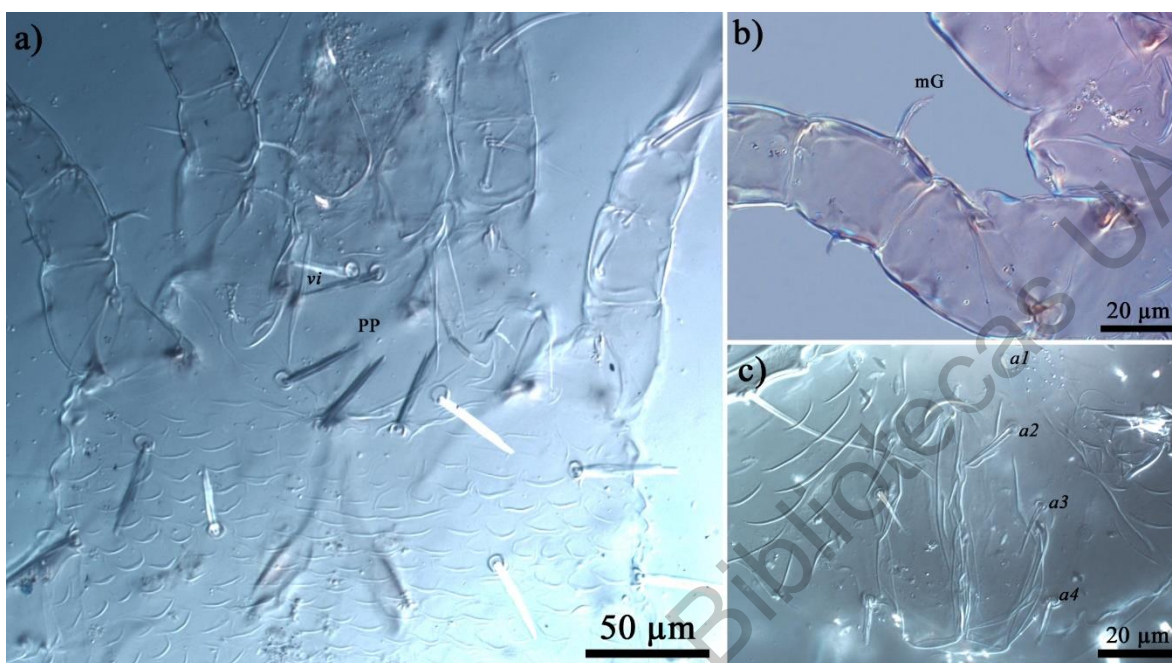
### *Nycteriglyphus* sp. A

**Diagnosis, hembra.** Pedipalpos con tres artejos móviles, el segundo artejo tiene dos sedas dorsales y una ventral, y el tercer segmento tiene forma de gancho. Quelíceros dentados. Placa propodosomal de forma sub-pentagonal con un par de sedas ligeramente plumosas (*ve*) en los márgenes anterolaterales (Figura 27a). Área genital entre las coxas II y III; bolsa copulatrix de forma tubular y curvada ventralmente. Sedas dorsales aplanadas y aserradas en la punta y por debajo de la punta. Sedas ventrales lisas, flageliformes. Par de sedas posteriores flageliformes, tan largas como la longitud del cuerpo. Cuatro pares de sedas anales cortas, no exceden el límite del cuerpo. Genua I-II con la seda mG pectinada.

**Material estudiado:** 1 ♀, ex *D. rotundus* ♂, Barra de Navidad, Santa María Colotepec, Oaxaca, 21-VIII-2014, C. García-Estrada (JMM/M7W003.2).

**Comentarios.** El ejemplar revisado se encontró muy similar a *Nycteriglyphus bifolium* Strandmann, 1962 a excepción de las sedas mG en las genuas I-II que son pectinadas (Figura 27b) y no ramificadas, y las sedas anales, que en el caso de *N. bifolium* sobrepasan el borde del idiosoma, en esta especie son muy cortas y con las puntas irregularmente aserradas (Figura 27c), por lo que podría ser considerada como una especie nueva o una subespecie. Se necesitan hacer estudios morfométricos para corroborarlo. Este ejemplar se comparó con los publicados por Salinas-Ramos *et al.* (2019) y presentó los mismos caracteres mencionados anteriormente, por lo que se designó como la sp. A. Ésta fue encontrada en tres especies de murciélagos de la familia Mormoopidae (*Pteronotus parnellii*, *P. davyi* y *P. personatus*) y uno de Phyllostomidae (*Leptonycteris yerbabuenae*) en una selva caducifolia

de la Reserva de Chamela en Jalisco. Esto coincide en que se encuentran también en la vertiente del pacífico.



**Figura 27.** *Nycteriglyphus* sp. A, hembra. a) proterosoma dorsal, placa propodosomal (PP), b) seda mG pectinada en genua II, c) sedas anales.

Familia **Chirodiscidae** Trouessart, 1892

**Diagnosis.** Presencia de una cubierta queliceral. Con un proceso ventral en el dedo móvil. Cuerpo subcilíndrico o aplanado lateralmente. En algunos casos el escudo prodonotal se subdivide en placa pre-escapular y post-escapular muy esclerosadas; en cambio lo que resta del idiosoma es poco esclerotizado, con pocas sedas (*vi* y *c1* ausentes) y el integumento es estriado. Patas I y II de forma variable, poco modificadas con todos los artejos libres o fuertemente modificadas con los artejos parcial o completamente fusionados, y tarsos desprovistos de discos ambulacrales, pero con presencia de membranas de sujeción estriadas, simples o dobles. Patas III y IV únicamente con la genua y fémur fusionados y generalmente los tarsos pueden presentar uñas alargadas y recurvadas, espolones modificados o también pedúnculos ambulacrales. Macho generalmente con ventosas adanales (uno o dos pares) en la zona distal del opistosoma. (Fain, 1971; Bochkov, 2010).

**Generalidades.** Ácaros pilícolas, asociados principalmente a murciélagos, pero también a otros grupos de mamíferos como castores (Castoridae), musarañas (Soricidae), topos dorados

(Chrysochloridae), comadreja (Mustelidae) y quirogaleidos (Cheirogaleidae). Todo el ciclo de vida se da en el huésped, por ello son organismos vivíparos. Dentro de la hembra se desarrollan larvas hexápodas que, al nacer, de inmediato se fijan al pelo, y al poco tiempo, las que se desarrollan en la línea femenina son capaces de copular uniéndose a un macho, transformándose en una tritoninfa copulativa, la cual pierde sus patas y reduce su gnatosoma mientras se mantiene unida al macho hasta que pasa al estado adulto. En cambio, las hembras no fecundadas se transforman en machos y las hembras cortas no se transforman en tritoninfas ápodas (Fain, 1971).

#### Género *Alabidocarpus* Ewing, 1929

**Diagnosis.** Escudo preescapular bien desarrollado lateralmente donde generalmente está soldado a las coxas I; crestas postescapulares ausentes. Sedas *si* y *se* de cortas a vestigiales, situadas en la cutícula cerca del escudo pre-escapular. Artejos distales de agarre formadas por la fusión de los tarsos y tibias I-II más anchas que largas. Ausencia de ventosas o pedúnculos con ventosas en los tarsos III-IV, pero sí con presencia de uñas largas; tarsos III con tres espinas rígidas, una apical cilindrocónica curvada, dos espinas estriadas cilindrocónicas aplanadas y de dos a tres sedas simples; tarsos IV similares a los tarsos III, a excepción de que sólo presenta una seda ventral estriada. (Fain, 1982; Domrow, 1992).

**Generalidades.** Ácaros ectoparásitos obligados de murciélagos (Guerrero, 1992). El género es cosmopolita, con 37 especies descritas en su mayoría en la familia Vespertilionidae, le siguen la familia Rhinolophidae, Phyllostomidae, Hipposideridae, Molossidae, Nycteridae, Emballonuridae, Megadermatidae y Pteropodidae (Bochkov, 2010). Es considerado un grupo derivado de la familia, por presentar características evolucionadas en sentido regresivo, al tener las ninfas el gnatosoma reducido o ausente y el primer par de patas también, convertido en muñones cortos con pocas sedas (Fain, 1982).

#### *Alabidocarpus* sp. A

**Diagnosis, hembra.** Idiosoma grande, 430  $\mu\text{m}$  de largo y 110  $\mu\text{m}$  de ancho (Figura 28b). Generalmente con 50 estrías en la línea media del cuerpo. Placa preescapular ligeramente más ancha que larga, de 42  $\mu\text{m}$  de largo en el borde anterior; lóbulo lateral en la parte media cóncavo, sin extensiones laterales. Sedas *si* y *se* muy cortas, de 4  $\mu\text{m}$  y 3.5  $\mu\text{m}$



respectivamente. Sedas *c3* de 30  $\mu\text{m}$  y sedas *cp* de 120  $\mu\text{m}$  muy cercanas entre sí (4  $\mu\text{m}$  de distancia). Dos pares de sedas posteriores opistosomales largas. Coxas II-III cercanas entre sí, no están separadas por estrías cuticulares. Patas IV más largas que las patas III y tibias rectangulares, más largas que anchas.

**Diagnosis, macho.** Idiosoma corto, 305  $\mu\text{m}$  de largo y 110  $\mu\text{m}$  de ancho (Figura 28a). 20 estrías en la línea media del cuerpo. Gnatosoma y placa prescapular similares a la hembra, de 40  $\mu\text{m}$  de largo del borde anterior. Sedas *cp* (270  $\mu\text{m}$ ) mucho más largas que las sedas *c3* (37  $\mu\text{m}$ ). Placa opistosomal terminal con dos pares de sedas medianas, casi del mismo tamaño (*h2* de 23  $\mu\text{m}$  y *h3* de 15  $\mu\text{m}$ ). Ventosas adanales circulares. Tarsos IV con una seda lisa tan larga como la uña apical.

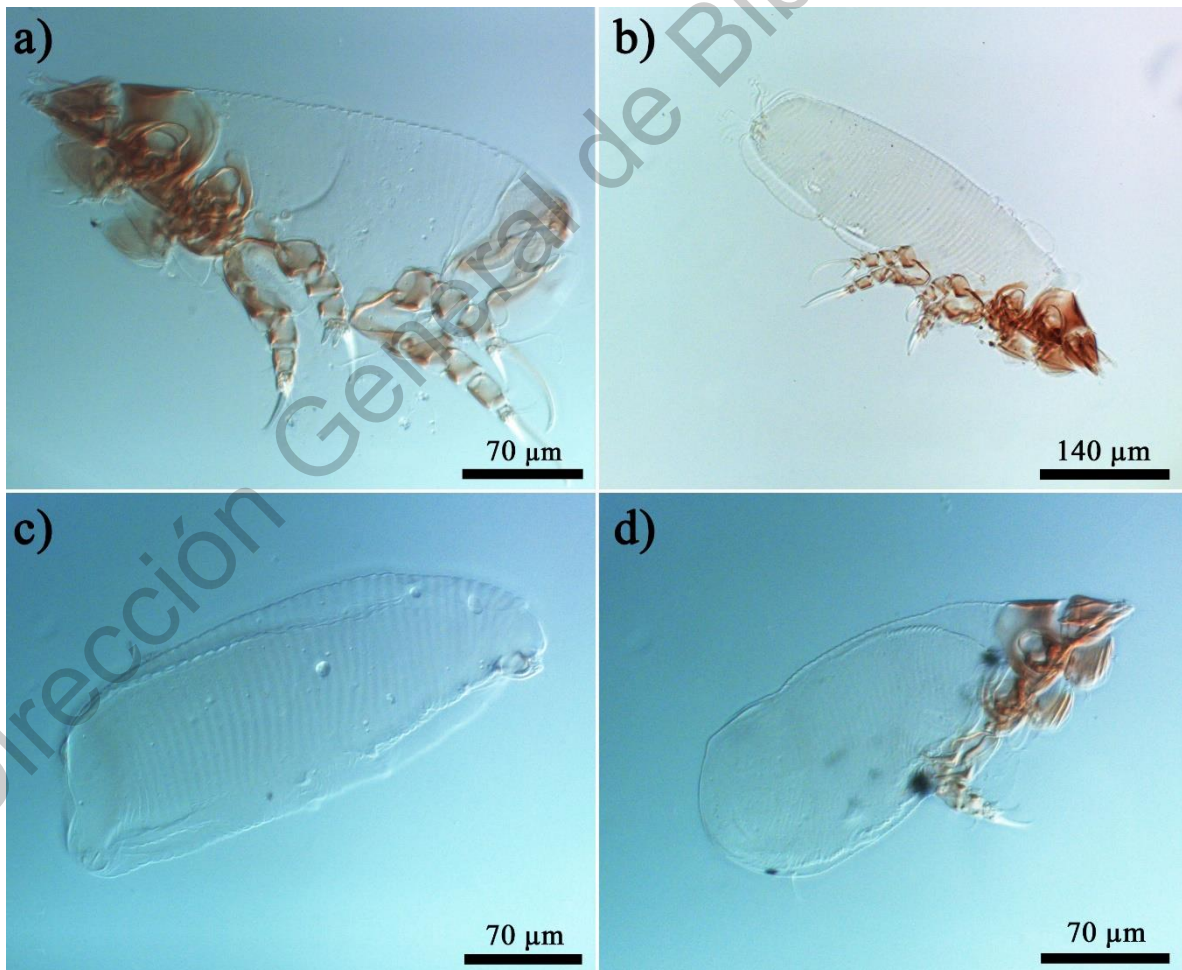
**Diagnosis, ninfa.** Idiosoma de 310  $\mu\text{m}$  de largo y 120  $\mu\text{m}$  de ancho. Presencia de 48 estrías, algunas de ellas incompletas. Patas I-IV en forma muñón (Figura 28c).

**Diagnosis, larva.** Idiosoma de 240  $\mu\text{m}$  de largo y 80  $\mu\text{m}$  de ancho (Figura 28d). Placa prescapular morfológicamente similar a los adultos. Presencia de 30 estrías algunas incompletas. Sedas *si* y *se* muy cortas, de 5.7  $\mu\text{m}$ . Sedas *cp* de 55  $\mu\text{m}$  y sedas *c3* de 8.5  $\mu\text{m}$ . Patas I-II modificadas. Presencia de tres sedas posteriores de 40  $\mu\text{m}$ .

**Material estudiado:** 29 ♀♀, 13 ♂♂, 13 LL, ex *D. rotundus* ♂, Chepilme, San Pedro Pochutla, Oaxaca, 25-VI-2014, C. García-Estrada (JMM/M7V001.1, .11, .33-.51, .54-.87). 37 ♀♀, 19 ♂♂, 1 N, 2 LL, ex *D. rotundus* ♂, mismos datos, 25-VI-2014, C. García-Estrada (JMM/M7V003.16-.73). 8 ♀♀, 2 ♂♂, 2 LL, ex *D. rotundus* ♀, mismos datos, 26-VI-2014, C. García-Estrada (JMM/M7V004.1, .2, .26-.32, .34, .35). 13 ♀♀, 3 ♂♂, 1 L, ex *D. rotundus* ♀, Barra de Navidad, Santa María Colotepec, Oaxaca, 21-VIII-2014, C. García-Estrada (JMM/M7W002.2-.4, .10, .11, .13, .14, .16, .21). 1 ♂, ex *D. rotundus* ♂, mismos datos, 21-VIII-2014, C. García-Estrada (JMM/M7W003.3). 35 ♀♀, 15 ♂♂, 4 NN, 5 LL, ex *D. rotundus* ♂, mismos datos, 22-VIII-2014, C. García-Estrada (JMM/M7W005.2-.23, .25-.45). 18 ♀♀, 6 ♂♂, 7 LL, ex *D. rotundus* ♀, mismos datos 22-VIII-2014, C. García-Estrada (JMM/M7W006.1-.9, .12-.20). 6 ♂♂, 7 NN, ex *D. rotundus* ♂, Juquila, San Pedro Mixtepec, Mandingas, Oaxaca, 22-X-2014, C. García-Estrada (JMM/M7X001.4, .5, .10-.13). 18, ex *D. rotundus* ♂, mismos datos, 22-X-2014, C. García-Estrada (JMM/M7X001). 1 ♀, ex *D.*

*rotundus* ♂, mismos datos, 22-X-2014, C. García-Estrada (JMM/M7X002.1). 3 ♀♀, 1 L, ex *D. rotundus* ♂, mismos datos, 22-X-2014, C. García-Estrada (JMM/M7X006.2, .3). 1 ♀, 2 ♂♂, 2 NN, 2 LL, ex *D. rotundus* ♂, Juquila, San Pedro Mixtepec, Los Limones, Oaxaca, 22-XI-2014, C. García-Estrada (JMM/M7Y007.3-6). 31, ex *D. rotundus* ♂, mismos datos, 22-XI-2014, C. García-Estrada (JMM/M7Y007). 13 ♀♀, 2 ♂♂, 4 LL, ex *D. rotundus* ♂, Juquila, San Pedro Mixtepec, Rancho Ganadero Los Hojitalas, Oaxaca, 22-V-2015, C. García-Estrada (JMM/M8B004.4-6, .8-14). 41, ex *D. rotundus* ♂, mismos datos, 22-V-2015, C. García-Estrada (JMM/M8B004). 1 ♀, ex *D. rotundus* ♂, Juquila San Pedro Mixtepec, La Lucerna, Oaxaca, 22-VIII-2015, C. García-Estrada (JMM/M8C005.3). 6, ex *D. rotundus* ♂, mismos datos, 22-VIII-2015, C. García-Estrada (JMM/M8C006).

**Comentarios.** Los ejemplares de este género nunca se habían reportado en el murciélago vampiro, por lo que representa la primera asociación y una especie nueva.



**Figura 28.** *Alabidocarpus* sp. A. a) macho, b) hembra, c) ninfa, d) larva.

## Familia **Streblidae** Kolenati, 1863

**Diagnosis.** Cuerpo variable, desde muy comprimido lateralmente, aplanado dorsoventralmente hasta cuerpo sin comprimir, generalmente hirsuto. Cabeza pequeña y redondeada con o sin ctenidio, frecuentemente aplanada y ocasionalmente comprimida lateralmente, dividida a lo largo de la línea media; ojos generalmente reducidos, ocelos ausentes; antenas poco conspicuas, con el primer segmento fusionado a la cabeza. Forma de tórax variable, convexo y subgloboso, casi cuadrado lateralmente; sutura mediana longitudinal y sutura transversal variable; escutelo siempre presente. Patas variables en longitud, grosor, forma setal y quetotaxia, que van desde cortas y muy gruesas hasta muy alargadas. Tibias sin espinas y garras apicales, generalmente grandes y simples. Abdomen ampliamente membranoso, que corresponde a una reducción o pérdida de escleritos. Alas variables: macroptera, stenoptera, brachypteras o ápteras (Wenzel *et al.*, 1966; Dick, 2006).

**Generalidades.** Moscas hematófagas pequeñas, generalmente de 1.5-2.5 mm, de color marrón claro. Son ectoparásitas obligadas de murciélagos. Se encuentran principalmente en especies de la familia Phyllostomidae y con menor frecuencia en Vespertilionidae y Noctilionidae. Al igual que los hipoboscoideos, la fecundación y el periodo embrionario se producen dentro de las hembras y las larvas de tres estadios se desarrollan a través de la alimentación de las glándulas intrauterinas. Las hembras abandonan al huésped en busca de un sustrato adecuado en los sitios de refugio y depositan una sola larva de tercer estadio lista para pupar, un fenómeno conocido como viviparidad adenotrófica. Las especies están distribuidas en todas las regiones biogeográficas, principalmente en áreas tropicales. Actualmente se divide en cinco subfamilias: Nycteriboscinae, Ascodipterinae, Trichobiinae, Streblinae y Nycterophiliinae, las últimas tres se encuentran en el Nuevo Mundo y están compuestas por 26 géneros y 158 especies (Dick & Dittmar, 2014; Dick *et al.*, 2016; Durán *et al.*, 2017).

## Género **Trichobius** Gervais, 1844

**Diagnosis.** Cabeza sin ctenidio, generalmente con la parte posterior estrecha, en forma de embudo; superficie dorsal con dos elevaciones en la región del vértice que están separadas entre sí por una depresión muy superficial a lo largo de la línea media; ojos laterales, entre

los laterovertex y postgena, de 1-36 facetas; palpos planos, ovalados o redondos, con la zona ventral setosa y el margen con sedas largas y cortas. Tórax más ancho que largo; mesonoto convexo o plano, con el margen anterior redondeado o recto; sutura transversal completa y bien definida. Mesosterno con o sin lóbulo metasternal. Alas normalmente desarrolladas, con o sin sedas en el ángulo basal de la vena 6; vena R1 unida a la costa en un punto más distal que la tercera vena transversal. Patas posteriores ligeramente más largas que las anteriores; tibia con sedas superiores generalmente uniformes en tamaño, a veces algunas son ligeramente más largas que el resto (Wenzel *et al.*, 1966).

*Trichobius parasiticus* Gervais, 1844

**Diagnosis.** Cabeza ancha con laterovértices y lóbulos occipitales bien diferenciados; ojos pequeños con aproximadamente ocho facetas, no proyectados detrás del margen lateral de la cabeza; palpos cortos y ovalados (Figura 31a). Tórax distintivamente más ancho que largo; mesonoto plano con áreas desprovistas de sedas; sutura mesonotal transversal interrumpida en la mitad; prescuto únicamente con sedas largas en la región anterior y humeral, y una línea de microsedas anteriores a la sutura transversal (rara vez se encuentran de una a dos sedas más por encima de la línea); escuto con microsedas dispuestas en una línea irregular en forma de W y sin sedas dispersas en el centro (Figura 29a). Alas con la vena Rs más corta que la distancia entre la horquilla y la vena r-m. Hembra con tergo VII más ancho que largo y sedas largas en cada margen lateral; esternito VII con 15 sedas; placa supra-anal con una fila anterior de cuatro sedas cortas y una fila posterior de cuatro sedas largas; placa sub-anal con seis sedas. Macho con postgonito en vista lateral afilado, con margen ventral recto y el dorsal giboso en el medio, cada una con una seda larga precedida por una más corta y numerosas sedas cortas cerca de ellas y otras microsedas en la punta (Figura 31b); esternón V con sedas grandes apicales, más grandes que las sedas discales; esternón V no esclerosado (Jobling, 1938; Wenzel *et al.*, 1966; Trujillo-Pahua & Ibañez-Bernal, 2018).

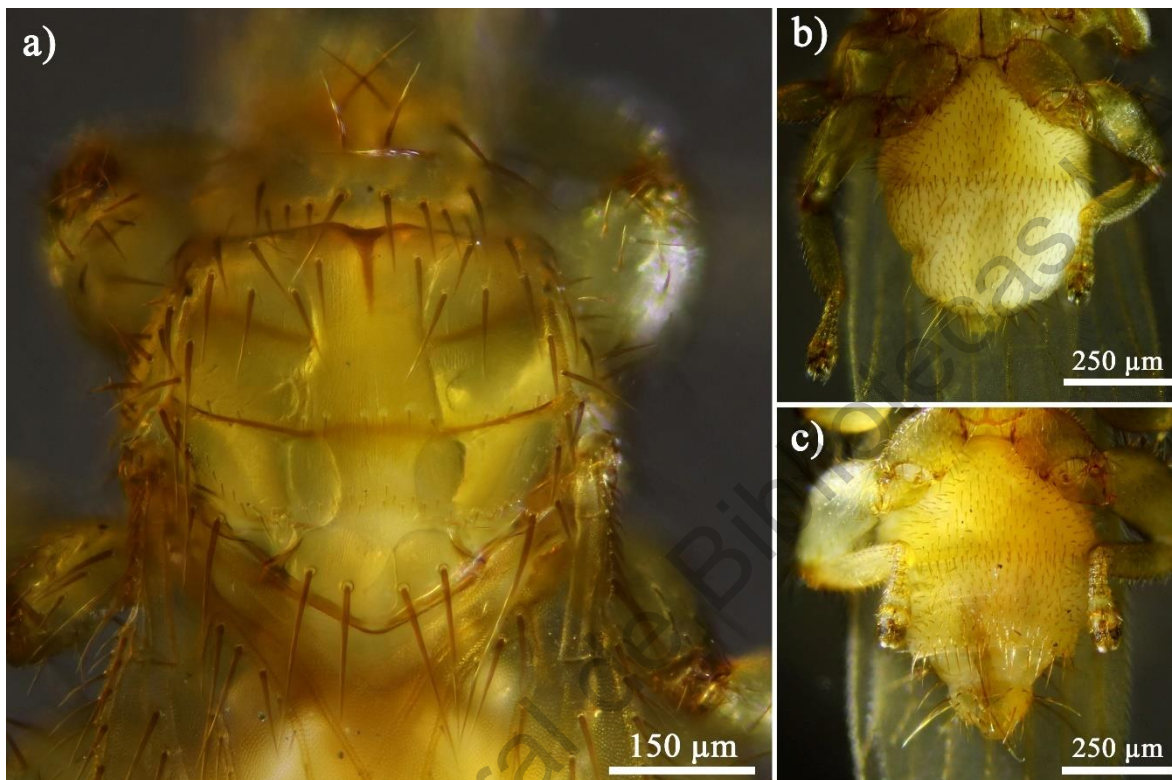
**Material estudiado:** 3 ♂♂, ex *D. rotundus* ♂, Chepilme, San Pedro Pochutla, Oaxaca, 25-VI-2014, C. García-Estrada (JMM/M7V001). 5 ♀♀, 8 ♂♂, ex *D. rotundus* ♂, mismos datos. 25-VI-2014, C. García-Estrada (JMM/M7V002). 1 ♀, 4 ♂♂, ex *D. rotundus* ♂, mismos datos, 25-VI-2014, C. García-Estrada (JMM/M7V003). 22 ♀♀, 18 ♂♂, ex *D. rotundus* ♀, mismos datos, 26-VI-2014, C. García-Estrada (JMM/M7V004). 1 ♂ ex *D. rotundus* ♂, Barra

de Navidad, Santa María Colotepec, Oaxaca, 22-VIII-2014, C. García-Estrada (JMM/M7W005). 1 ♂, ex *D. rotundus* ♂, Juquila, San Pedro Mixtepec, Mandingas, Oaxaca, 22-X-2014, C. García-Estrada (JMM/M7X001). 6 ♀♀, 3 ♂♂, ex *D. rotundus* ♂, mismos datos, 22-X-2014, C. García-Estrada (JMM/M7X002). 4 ♀♀, 11 ♂♂, ex *D. rotundus* ♂, mismos datos, 22-X-2014, C. García-Estrada (JMM/M7X004). 1 ♀, ex *D. rotundus* ♀, mismos datos, 22-X-2014, C. García-Estrada (JMM/M7X005). 2 ♀♀, 1 ♂, ex *D. rotundus* ♂, mismos datos, 22-X-2014, C. García-Estrada (JMM/M7X006). 3 ♂♂, ex *D. rotundus* ♂, mismos datos, 22-X-2014, C. García-Estrada (JMM/M7X007). 10 ♂♂ ex *D. rotundus* ♀, mismos datos, 23-X-2014, C. García-Estrada (JMM/M7X008). 4 ♀♀, 6 ♂♂, ex *D. rotundus* ♀, mismos datos, 23-X-2014, C. García-Estrada (JMM/M7X009). 2 ♀♀, 3 ♂♂, ex *D. rotundus* ♂, mismos datos, 23-X-2014, C. García-Estrada (JMM/M7X010). 10 ♀♀, 8 ♂♂, ex *D. rotundus* ♀, mismos datos, 23-X-2014, C. García-Estrada (JMM/M7X011). 9 ♀♀, 10 ♂♂, ex *D. rotundus* ♀, mismos datos, 23-X-2014, C. García-Estrada (JMM/M7X012). 18 ♀♀, 11 ♂♂ ex *D. rotundus* ♀, mismos datos, 23-X-2014, C. García-Estrada (JMM/M7X013). 1 ♀ ex *D. rotundus* ♂, mismos datos 23-X-2014, C. García-Estrada (JMM/M7X014). 7 ♀♀, 12 ♂♂, ex *D. rotundus* ♀, mismos datos, 23-X-2014, C. García-Estrada (JMM/M7X015). 1 ♀, 5 ♂♂, ex *D. rotundus* ♀, mismos datos, 23-X-2014, C. García-Estrada (JMM/M7X016). 1 ♀, ex *D. rotundus* ♂, mismos datos, 23-X-2014, C. García-Estrada (JMM/M7X017). 21 ♀♀, 25 ♂♂, ex *D. rotundus* ♀, Juquila, San Pedro Mixtepec, Los Limones, Oaxaca, 22-XI-2014, C. García-Estrada (JMM/M7Y001). 10 ♀♀, 14 ♂♂, ex *D. rotundus* ♀, mismos datos, 22-XI-2014, C. García-Estrada (JMM/M7Y002). 1 ♀, 2 ♂♂, ex *D. rotundus* ♀, mismos datos, 22-XI-2014, C. García-Estrada (JMM/M7Y003). 3 ♀♀, 5 ♂♂, 1 sin abdomen, ex *D. rotundus* ♀, mismos datos, 22-XI-2014, C. García-Estrada (JMM/M7Y004). 6 ♀♀, 8 ♂♂, ex *D. rotundus* ♂, mismos datos, 22-XI-2014, C. García-Estrada (JMM/M7Y005). 7 ♀♀, 8 ♂♂, 1 sin abdomen, ex *D. rotundus* ♂, mismos datos, 22-XI-2014, C. García-Estrada (JMM/M7Y006). 5 ♀♀, 4 ♂♂, ex *D. rotundus* ♂, mismos datos, 22-XI-2014, C. García-Estrada (JMM/M7Y007). 5 ♀♀, 2 ♂♂, ex *D. rotundus* ♀, mismos datos, 22-XI-2014, C. García-Estrada (JMM/M7Y008). 6 ♀♀, 5 ♂♂, ex *D. rotundus* ♂, mismos datos, 22-XI-2014, C. García-Estrada (JMM/M7Y009). 8 ♀♀, 9 ♂♂, ex *D. rotundus* ♀, mismos datos, 22-XI-2014, C. García-Estrada (JMM/M7Y010). 2 ♀♀, 2 ♂♂, ex *D. rotundus* ♂, mismos datos, 23-XI-2014, C. García-Estrada (JMM/M7Y011). 2 ♀♀, 1 ♂, ex

*D. rotundus* ♂, mismos datos, 23-XI-2014, C. García-Estrada (JMM/M7Y012). 5 ♀♀, 10 ♂♂, ex *D. rotundus* ♀, mismos datos, 23-XI-2014, C. García-Estrada (JMM/M7Y013). 9 ♀♀, 14 ♂♂, ex *D. rotundus* ♀, mismos datos, 23-XI-2014, C. García-Estrada (JMM/M7Y014). 14 ♀♀, 17 ♂♂, ex *D. rotundus* ♂, mismos datos, 23-XI-2014, C. García-Estrada (JMM/M7Y015). 8 ♀♀, 9 ♂♂, ex *D. rotundus* ♀, mismos datos, 23-XI-2014, C. García-Estrada (JMM/M7Y016). 9 ♀♀, 2 ♂♂, ex *D. rotundus* ♂, mismos datos, 23-XI-2014, C. García-Estrada (JMM/M7Y017). 9 ♀♀, 7 ♂♂, ex *D. rotundus* ♀, mismos datos, 23-XI-2014, C. García-Estrada (JMM/M7Y018). 9 ♀♀, 9 ♂♂, ex *D. rotundus* ♀, mismos datos, 23-XI-2014, C. García-Estrada (JMM/M7Y019). 4 ♂♂, ex *D. rotundus* ♂, mismos datos, 23-XI-2014, C. García-Estrada (JMM/M7Y020). 2 ♂♂, ex *D. rotundus* ♂, Juquila, San Pedro Mixtepec, Rancho Ganadero Los Hojiales, Oaxaca, 22-V-2015, C. García-Estrada (JMM/M8B001). 1 ♀, 3 ♂♂, ex *D. rotundus* ♂, mismos datos, 23-V-2015, C. García-Estrada (JMM/M8B005). 3 ♀♀, 2 ♂♂, ex *D. rotundus* ♂, mismos datos, 23-V-2015, C. García-Estrada (JMM/M8B006). 1 ♀, 1 ♂, ex *D. rotundus* ♂, mismos datos, 23-V-2015, C. García-Estrada (JMM/M8B007). 6 ♀♀, 7 ♂♂, ex *D. rotundus* ♂, mismos datos, 23-V-2015, C. García-Estrada (JMM/M8B008). 2 ♀♀, 3 ♂♂, ex *D. rotundus* ♂, Juquila San Pedro Mixtepec, La Lucerna, Oaxaca, 21-VIII-2015, C. García-Estrada (JMM/M8C001). 6 ♀♀, 9 ♂♂, ex *D. rotundus* ♂, mismos datos, 22-VIII-2015, C. García-Estrada (JMM/M8C002). 4 ♀♀, 2 ♂♂, ex *D. rotundus* ♀, mismos datos, 22-VIII-2015, C. García-Estrada (JMM/M8C003). 1 ♀, 1 ♂, ex *D. rotundus* ♂, mismos datos, 22-VIII-2015, C. García-Estrada (JMM/M8C004). 2 ♀♀, 4 ♂♂, ex *D. rotundus* ♂, mismos datos, 22-VIII-2015, C. García-Estrada (JMM/M8C006). 1 ♀, ex *D. rotundus* ♀, Juquila, San Pedro Mixtepec, Los Limones, Oaxaca, 04-XII-2015, C. García-Estrada (JMM/M8D005). 1 ♂, ex *D. rotundus* ♂, mismos datos, 04-XII-2015, C. García-Estrada (JMM/M8D010). 1 ♀, ex *D. rotundus* ♂, mismos datos, 04-XII-2015, C. García-Estrada (JMM/M8D011).

**Comentarios.** *T. parasiticus* es considerada como parásito específico de *Desmodus rotundus* según Wenzel *et al.* 1966 y puede asociarse a otras especies de la subfamilia Desmodontinae. También puede ser parásito ocasional de otras especies de murciélagos con las que comparte percha *D. rotundus*. Se ha encontrado en Argentina, Belice, Bolivia, Colombia, Costa Rica, El salvador, Guatemala, Honduras, México, Panamá, Paraguay, Surinam, Trinidad, Brasil y Perú, Venezuela. México está bien cubierto por reportarse en once estados incluido Oaxaca.

Esta mosca presenta características morfológicas similares a varias especies del género por lo que forma parte del complejo *T. parasiticus* por exhibir el tórax con la mayor reducción de sedas y la gonapófisis masculina más modificadas del género.



**Figura 29.** *Trichobius parasiticus*. a) tórax dorsal, b) abdomen de hembra, c) abdomen de macho.

Género *Strebla* Wiedemann, 1824

**Diagnosis.** Palpos fusionados a la cabeza, presencia de ctenidio en la zona ventral y extendiéndose hacia los lados; frontoclipeo y postvertex grandes y bien desarrollados (Figura 31c), al igual que la gena y postgena. Mesonoto generalmente cubierto de sedas, algunas ocasiones la zona anterior del prescuto puede estar desnuda. Alas grandes y totalmente desarrolladas, normales en cuanto a la distribución y tamaño de las sedas, así como la venación. Patas cortas y gruesas, aunque las posteriores son más largas. Conexivo dorsal del abdomen generalmente desprovisto de sedas, aunque pueden presentar microsedas y unos pares de sedas organizadas en cada segmento. Tibia posterior con al menos dos, algunas veces seis u ocho macrosedas en el margen superior, algunas especies pueden tener 12-13

sedas largas, pero no son consideradas macrosedas (Figura 31d) (Wenzel, 1976; Cuxim-Coyoc, 2013).

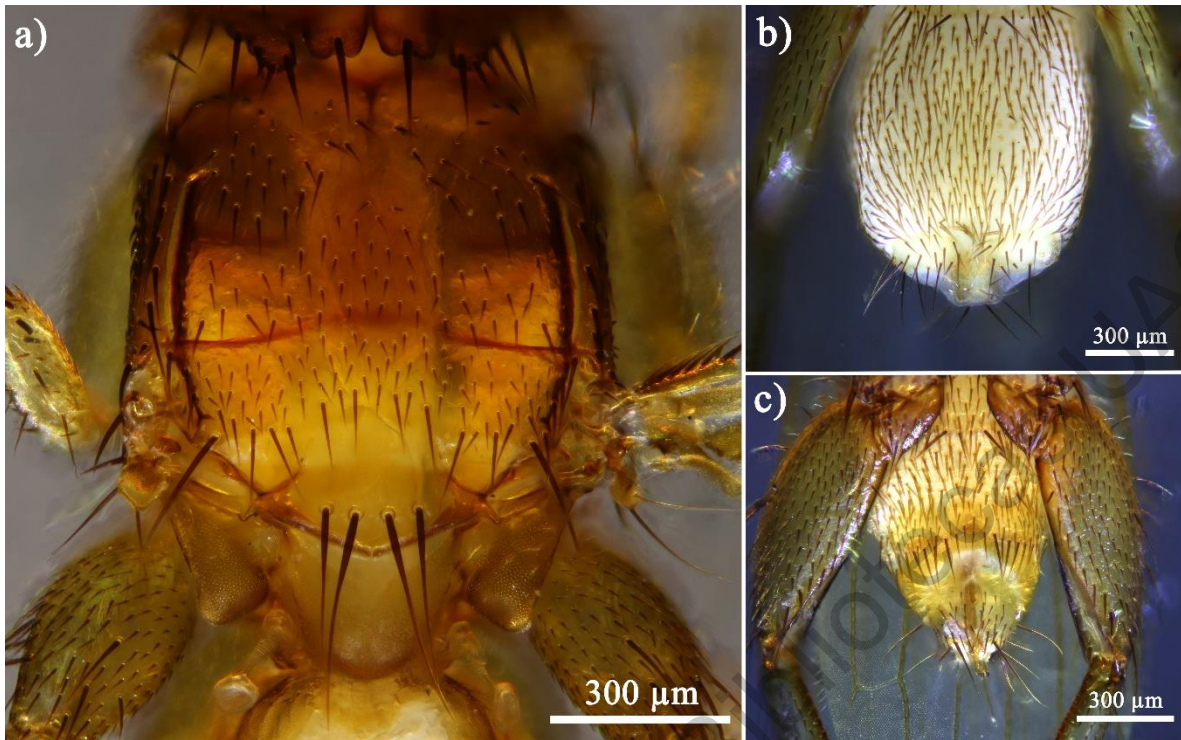
*Strebla wiedemanni* Kolenati, 1856

**Diagnosis.** Frontoclipeo con placas anteriores separadas, más largas que anchas. Ojos multifacetados. Área ventral ante-ctenidial más ancha que larga. Conjunto de sedas del postvertex largas y con forma de espinas. Presencia de una sutura transversal pigmentada en el pre-escuto o anterior al escuto. Borde superior de la metatibia con dos filas de siete sedas, cuyo tamaño aumenta gradualmente hacia el ápice. Hembra generalmente con tres pares de sedas en el tergo VII. Machos con gonapófisis ligeramente curvada, casi recta y una macroseda insertada en la base ventral (Wenzel *et al.*, 1966).

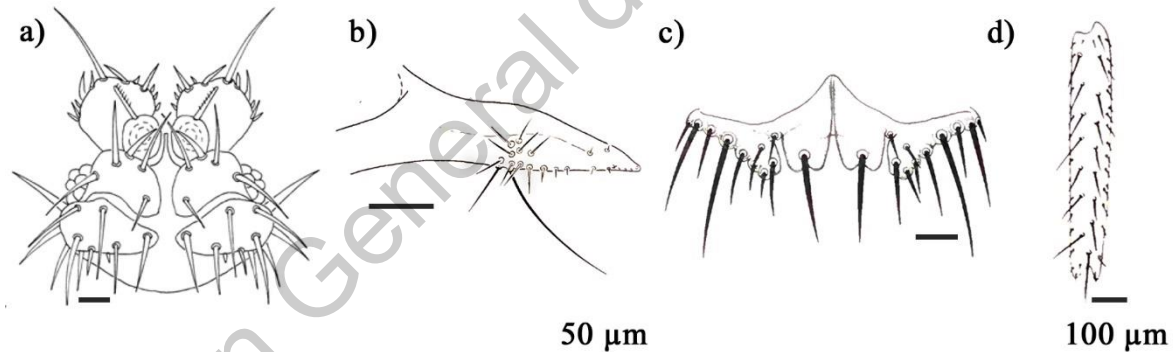
**Material estudiado:** 1 ♀, 2 ♂♂ ex *D. rotundus* ♂, Chepilme, San Pedro Pochutla, Oaxaca, 25-VI-2014, C. García-Estrada (JMM/M7V001). 1 ♀ ex *D. rotundus* ♂, mismos datos, 25-VI-2014, C. García-Estrada (JMM/M7V002). 2 ♂♂ ex *D. rotundus* ♂, mismos datos, 25-VI-2014, C. García-Estrada (JMM/M7V003). 4 ♀♀, 5 ♂♂ ex *D. rotundus* ♀, mismos datos, 26-VI-2014, C. García-Estrada (JMM/M7V004). 1 ♀, ex *D. rotundus* ♂, Juquila, San Pedro Mixtepec, Rancho Ganadero Los Hojiales, Oaxaca, 22-V-2015, C. García-Estrada (JMM/M8B001).

**Comentarios.** Mosca con gran afinidad hacia *D. rotundus*, lo acompaña en casi todo su rango de distribución, al igual que *T. parasiticus* a excepción de que se encuentra también en Ecuador, pero su prevalencia en el murciélago es menor. También en México solo se ha encontrado en Chiapas, Puebla, Veracruz y Yucatán, por lo que este representaría el primer registro para el estado. Presenta varias sinonimias por la complejidad taxonómica que tiene, pero *S. wiedemanni* es el nombre actualmente válido.





**Figura 30.** *Strebla wiedemanni*, a) tórax dorsal, b) abdomen de hembra, c) abdomen de macho.



**Figura 31.** Morfología específica de moscas parásitas de *Desmodus rotundus*. (a-b) cabeza y postgonito del macho de *Trichobius parasiticus*, (c-d) postvertex y metatibia de *Strebla wiedemanni*. Imágenes tomadas de Wenzel *et al.* 1966 y Trujillo-Pahua & Ibañez-Bernal, 2018.

## VIII. Discusión

### 8.1 Diversidad de Ectosimbiontes

Se registró una alta diversidad de ectoparásitos en las poblaciones del murciélago vampiro (*D. rotundus*), en comparación con lo reportado para otras regiones del Neotrópico y en México, en el que generalmente se registran de dos a cuatro especies por estudio. Incluso

la abundancia de parásitos y riqueza fue grande en relación con el número de huéspedes revisados que fueron 74 con 4,311 ectoparásitos, de los cuales 595 fueron moscas. En cambio, otros estudios, a pesar de tener tamaños de muestra mayores a 100 individuos, la carga parasitaria fue baja. Por ejemplo, Zarazúa-Carbajal *et al.* (2016) colectaron 246 moscas en 145 murciélagos (prevalencia desconocida); Rivera-García *et al.* (2017) registran 836 moscas en 318 murciélagos (90% de prevalencia); Cardona-Orozco (2017) con 840 ectoparásitos en 255 murciélagos (31.75% de prevalencia); Rojas *et al.* (2008) con 420 ectoparásitos en 67 murciélagos (91.04% de prevalencia) y Salinas-Ramos *et al.* (2019) con 3,005 ácaros en 412 murciélagos (78% de prevalencia). Únicamente Almazán-Marín (2017) registró en Yucatán 18 especies de ácaros (2,698 individuos) y cuatro especies de moscas (1,236 individuos), con dos especies consideradas como accidentales en 162 murciélagos. Esto recalca la importancia de examinar bien los huéspedes para encontrar formas de vida más pequeñas como algunos ácaros, como lo mencionaba Whitaker & Morales-Malacara (2005).

Con este estudio el conocimiento de artrópodos asociados a *D. rotundus* aumenta a 95 especies. Esta cantidad excede por mucho a los ectoparásitos registrados en otras especies de murciélagos, incluso parece tener más registros que *Tadarida brasiliensis* y *Corinorhynchus mexicanus*, especies que Whitaker & Morales-Malacara (2005) habían considerado como las más conocidas en México. Debido a que Pesenti *et al.* (2014) reporta como consenso 36 ectoparásitos para *T. brasiliensis* y Whitaker & Morales-Malacara (2005) reportan nueve especies para *C. mexicanus*. En cambio, para *D. rotundus* con este trabajo, su registro aumenta a 43 especies para México.

Es de relevancia mencionar que en varios artrópodos no se observa una constancia en el tiempo con la asociación con *D. rotundus*. Esto se explica por qué, muchos son parásitos oportunistas y/o generalistas, por lo que su especificidad es baja, y que *D. rotundus* es un mamífero con una marcada plasticidad ecológica, que utiliza una gran cantidad de refugios donde interacciona con otros organismos y con ello, es en algunos casos factible el intercambio de parásitos. Se podría concluir también, que las comunidades de ectosimbiontes son grandes y que posiblemente falte más por explorar. De ahí radica la importancia del estudio de parásitos porque tanto específicos como no específicos (oportunistas, generalistas)

pueden aportar información sobre la biogeografía, comportamiento, evolución y rutas migratorias de sus huéspedes (Poulin *et al.*, 2011).

También se presentan nuevas asociaciones del vampiro con *Whartonia ca. glenni*, *Nycteriglyphus* sp A., *Cryptonyssus* sp. y *Amblyomma parvum*. En el caso de *Amblyomma mixtum* se podría considerar como un segundo registro ya que Almazán-Marín (2017), la indica como *A. cajennense*. Aún así el registro se considera nuevo para el estado.

Como anteriormente se había mencionado, en Oaxaca solo se tenía registro de *T. parasiticus*, *P. herrerae* y *T. furmani* por lo que con estos nuevos datos el listado aumenta a 19 especies para una región que representa la vertiente del Pacífico, cuyo estudio es escaso en cuestión de parásitos.

También se presenta el primer registro de una especie del género *Alabidocarpus* en *Desmodus rotundus* (Bochkov, 2010). Se encontraron ejemplares de todos los estadios de desarrollo en el pelaje, tanto en el antebrazo como en sus membranas alares (zona dorsal), uropatagio y patas; lo que indica que es un parásito obligado del murciélago, y no una contaminación. Si bien, *Alabidocarpus* está compuesto por una gran cantidad de especies (37) que parasitan casi todas las familias de murciélagos, solo se conocen cuatro especies que parasitan miembros de la familia Phyllostomidae, que son *A. furmani* Pinichpongse, 1963, *A. jonesi* McDaniel, 1971, *A. nicaraguae* McDaniel, 1971, *A. guyanensis* Fain, 1972 y *A. rousetti* Fain, 1970. Debido a la poca similitud morfológica con las especies anteriores, se consideró como una especie nueva. Esto da pie a un nuevo estudio sobre relaciones filogenéticas, evolutivas y biogeográficas del grupo, que podrían relacionarse con la trayectoria evolutiva de la familia Phyllostomidae. También se puede observar que las especies del género no presentan una marcada especificidad hacia alguna especie huésped, por lo que se podrían considerar como polixenas. En este caso, sería necesario explorar la presencia de esta nueva especie en otras poblaciones de *D. rotundus* para confirmar su especificidad.

## **8.2 Influencia ambiental**

El estudio de las comunidades componentes de ectosimbiontes a una escala relativamente pequeña mostró tener una correlación negativa significativa con la

perturbación. Una matriz de paisaje con elevado valor de fragmentación se asoció con una disminución de la riqueza de especies parásitas. Esto concuerda con lo mencionado por otros autores de que los atributos del paisaje tienen una influencia en la interacción parásito-huésped (Morand & Poulin 1998; ter Hofstede & Fenton 2005; Bordes *et al.*, 2008; Pílosof *et al.*, 2012; Bolívar-Cimé *et al.*, 2017; Barbier *et al.*, 2018; Hernández-Martínez *et al.*, 2018).

Esto es más evidente porque se evaluó en una comunidad con distintos órdenes de artrópodos. A diferencia de otros estudios donde sólo se considera un orden, como por ejemplo los dípteros. En el que los resultados muestran una pequeña “comunidad” compuesta generalmente por dos o tres especies de moscas y cuya composición no cambia con respecto a la fragmentación del paisaje (Frank *et al.*, 2016; Zarazúa-Carbajal *et al.*, 2016; Hernández-Martínez *et al.*, 2018). Estos resultados son de esperarse porque se sabe que las moscas de las familias Streblidae y Nycteriibidae tienen generalmente una alta especificidad hacia su huésped (Dick & Patterson, 2006), y que en ocasiones el encontrarse una mosca que se sabe que es monoxena, en un murciélago que no le corresponde se considera como contaminación. También es común que por algunos errores en la colecta como usar los mismos guantes para todas las especies de murciélagos provoque el intercambio de ejemplares y en ciertos artículos lleguen a la conclusión de que la especificidad se ve alterada por el cambio ambiental (Martínez-Hernández *et al.*, 2018). Si bien es un proceso que se puede dar, no es muy común en moscas.

Sería bueno establecer criterios para diferenciar entre una nueva asociación entre parásito-huésped y una asociación accidental. Sin embargo, en este estudio sí hubo un cambio en la composición de moscas. *Strebla wiedemanni* sólo se encontró una alta prevalencia (100%) en la matriz con mayor cobertura forestal (84.49%) que fue Chepilme, a diferencia de su prevalencia en Hojitalas con cobertura forestal moderada (53.87%) que fue de 12.5%. Esto concuerda con lo anteriormente reportado por Rojas *et al.* (2008) y Bolívar-Cimé *et al.* (2017) sobre una tendencia de *S. wiedemanni* a encontrarse en zonas de bosque continuo y con clima más cálido y húmedo, al igual que *P. herrerae*. En contraste, Laurenço *et al.* (2016) y Sheeler & Gordon (1991) no encontraron diferencias en la carga parasitaria de los spinturnícidos con la perturbación de las zonas de estudio. Sin embargo, Morales-Malacara *et al.*, (2018) hacen una revisión de todos los registros de *P. herrerae* a través del tiempo y

mencionan que la intensidad de infestación bajó considerablemente, por lo que la consideran como una especie vulnerable a la extinción. Si bien, en este estudio *P. herrerae* no se volvió a encontrar en ninguno de los otros sitios con un grado de perturbación mayor, la intensidad media fue alta en la matriz de paisaje con cobertura forestal continua (9.00). Una explicación que dan es que el parásito se ve directamente afectado por las estrategias de control de las colonias del murciélago vampiro.

En el caso de *R. desmodi* se observó algo interesante. Su abundancia fue moderada en la matriz forestal continua, ésta aumenta considerablemente en Limones, que es una matriz intermedia en fragmentación y en la matriz más perturbada desaparece. Algo similar pasa con *T. parasiticus* que, a pesar de encontrarse en todos los sitios de muestreo, su abundancia y prevalencia disminuyó (1, 16.7% respectivamente) considerablemente en la matriz más fragmentada. Los resultados de Bolívar-Cimé *et al.* (2017) indicaron que *T. parasiticus* había sido más frecuente en áreas más perturbadas, también Rojas *et al.* (2008) informó una posible asociación de esta mosca con áreas más frías y de poca humedad, así como con *R. desmodi*. Lo cual indica que estas especies toleran relativamente la perturbación del hábitat. Contrario a las anteriores, *E. arganoi* y *Alabidocarpus* sp. A, no mostraron ninguna diferencia significativa en abundancia y prevalencia entre los sitios. Probablemente se debe a su ciclo de vida, sus hábitos alimenticios y a su tamaño, que les permite esconderse entre el pelo y estar menos expuestos a los cambios ambientales. Sí es importante la biología de cada especie de parásito en su éxito adaptativo en ambientes cambiantes, pero no precisamente el que sea parásito permanente asegura que se proteja completamente del microclima del huésped. *P. herrerae* es un claro ejemplo de eso. Esto quiere decir que las especies tienen adaptaciones distintas y apoya la teoría de que las comunidades parasitarias sí cambian de acuerdo a las condiciones ecológicas. Pero también, es necesario generar información básica sobre la biología de los ectoparásitos, particularmente sobre sus respuestas a la fragmentación del hábitat y las respuestas de sus huéspedes a los patrones del paisaje (Marshall 1982, Fritz 1983, Dittmar *et al.*, 2009).

Si bien, pareciera que los datos concuerdan con Trujillo-Pahua & Ibañez-Bernal (2018) y Ramalho *et al.*, (2018) acerca del patrón inverso, donde las abundancias de murciélagos fueron mayores en zonas fragmentadas y en el caso de las moscas parásitas su prevalencia fue mayor en zonas forestales, no fueron iguales. Debido a que, en Barra de

Navidad, que fue el sitio con el valor más alto en perturbación, presentó poca abundancia de murciélagos (6 individuos), pero aun así la riqueza de artrópodos parásitos (4 especies) fue muy baja en comparación con Chepilme, que a pesar de que sólo se colectaron cuatro murciélagos, la riqueza fue significativamente mayor (8 especies), con exclusividad de tres especies.

En los sitios ubicados en la selva mediana subcaducifolia (Limonas, Mandingas y Hojिताles), con valores moderadamente altos en perturbación se encontró una alta prevalencia de trombicúlidos. Y una abundancia de huéspedes mayor que en otros sitios. Se puede inferir de acuerdo al ciclo de vida de este grupo de ácaros, cuyo estado adulto es de vida libre, que *D. rotundus* usa refugios naturales en zonas boscosas. También que existe una relación positiva entre la densidad de huéspedes y la carga parasitaria.

En el caso de los parásitos con bajas intensidades de infestación, no se podría inferir un patrón en relación con la perturbación porque tampoco se conoce su especificidad y biología. Además de que fueron exclusivas de algunos sitios.

Específicamente, Limonas representaría un sitio con perturbación moderado e ideal, tanto para el murciélago vampiro como para sus ectosimbiontes. Debido a que presenta un área moderada de vegetación forestal, con una posible abundancia de refugios disponibles para *D. rotundus* al igual que una zona de pastizal para el criadero de ganado. Por lo tanto, la accesibilidad a gran escala del ganado puede ser un determinante importante de las consecuencias en la variación dietética entre los murciélagos. Específicamente, sugiere que los vínculos ecológicos de los murciélagos vampiros se maximicen en condiciones de perturbación intermedia, donde el ganado está presente en bajas densidades en regiones con presas de vida silvestre disponibles. Dichas áreas representarían puntos calientes para la transmisión de enfermedades interespecíficas en la interfaz humano-ganado-vida silvestre (Streicker & Allgeier, 2016). Ciertamente se encontraron nuevas asociaciones tanto para Limonas como para Mandingas con las garrapatas *Amblyomma mixtum* y *Amblyomma parvum*. Probablemente fueron resultado de un intercambio de parásitos con sus presas domésticas de las que se alimentaban. De las cuales *A. mixtum* además de considerarse como una plaga importante en animales domésticos y humanos en la región neotropical (Guglielmone *et al.*, 2006), también es uno de los principales vectores de *Rickettsia rickettsii*

Brumpt, 1922, el agente de la fiebre manchada de las montañas rocosas (Labruna, 2009) y también se han aislado diferentes arbovirus (Linthicum *et al.*, 1991). En el caso de *A. parvum* se han encontrado ejemplares infectados con *Coxiella burnetii*, *Ehrlichia chaffeensis* y *Candidatus 'Rickettsia andeanae'* (Tomassone *et al.*, 2008; Labruna *et al.*, 2011; Pacheco *et al.*, 2013).

También parece haber en esa zona bosque ripario, donde Avila-Cabadilla (2012) encontró que este tipo de vegetación ofrece una mayor disponibilidad de percha para esta especie que utiliza este hábitat como escalones cuando busca alimento que se encuentra en pastizales (Estrada *et al.*, 1993) Además, algunas especies de mamíferos concentran sus actividades en los bosques riparios, especialmente durante la estación seca, cuando la mayoría de los recursos son limitados en la región (Sánchez *et al.*, 2009); también es posible que esa zona albergue una mayor cantidad de fuentes no nativas de alimento (ganado), ya que ocurre en terrazas aluviales a lo largo de los canales de corrientes efímeras y permanentes. Los agricultores concentran el ganado en estas áreas, ya que constituyen las fuentes de agua más importantes de la región; la concentración de ganado en estas áreas alcanza su punto más alto durante la estación seca.

Esto recalca la importancia del refugio que use *D. rotundus* en el desarrollo de sus parásitos y que a pesar de que parece favorecido por el incremento del ganado y la agricultura, sí depende de refugios naturales con condiciones microclimáticas estables y de zonas boscosas, por su preferencia en forrajear en hábitats donde no están expuestos a la luz, a los depredadores y a la lluvia (Mitchell *et al.*, 1973; Martins *et al.*, 2009).

Como mencionaba Patterson *et al.* (2007), los refugios probablemente son el principal factor que influye en las comunidades de parásitos. Se ha asociado que los sitios de percha efímeros se relacionan con una baja cantidad de parásitos y especies generalistas y aquellos asociados a refugios permanentes su carga parasitaria es mayor y más específica (Kunz & Lumsden, 2003). *Desmodus rotundus* usa ambos tipos de percha y su fidelidad al refugio es variable y todo depende de la disponibilidad de su presa, así como de sus hábitos de forrajeo que tampoco cumplen un patrón. Pero se puede inferir en zonas con abundante recurso alimenticio, pero con poca disponibilidad de refugios naturales como lo es Barra de Navidad, dos escenarios. Uno donde su fidelidad al refugio sea baja y estos se encuentren alejados del potrero y su dispersión sea considerablemente amplia, y otro donde su refugio es una

construcción urbana, y donde probablemente se encuentre expuesta a cambios microclimáticos y a depredadores que no permiten el desarrollo de todos los parásitos. Esta sería una mejor explicación al patrón observado, porque se ha planteado la hipótesis de que la pérdida de árboles debido a la tala para el pastoreo y la agricultura promueven mayores concentraciones de murciélagos en los refugios restantes. Aumentando la probabilidad de transmisión intraespecífica e interespecífica de parásitos. Concluyendo que a mayor perturbación mayor carga parasitaria. Cosa que no se vio en los resultados. Esta hipótesis tampoco se podría aplicar a *D. rotundus* porque su estructura social no permite como tal el aumento de las colonias a más de 50 individuos. Se tendría que hacer un estudio sistematizado para ubicar y monitorear todos los sitios de refugio de *Desmodus rotundus*, su rango de forrajeo y también que la colecta se dé en el refugio y no en su zona de forrajeo (potreros) para conocer más sobre esta interacción parásito-huésped.

En cuestión con la estacionalidad, si se observó un cambio en la composición de ectosimbiontes y una respuesta diferente por especie. *E. arganoi* se mantuvo estable, pero *T. parasiticus* no, al disminuir su abundancia y prevalencia en la estación seca. Una explicación sería que el clima pudiera alterar el ciclo de vida de la mosca. Sin embargo, esto no concuerda con lo reportado por Dittmar *et al.* (2009) quienes descubrieron que las pupas de *Trichobius* eran más abundantes en zonas más frías dentro de los refugios. En la zona de estudio la temperatura mínima anual no oscila más de dos grados. Rivera-García *et al.* (2016); Salinas-Ramos *et al.* (2019) y Barbier *et al.* (2018) no encontraron una correlación de la estacionalidad con la composición de especies de moscas Streblidae. Aun así, no se puede afirmar que estos cambios en la composición incluyendo otros órdenes de parásitos es debido al cambio de estacionalidad porque se requieren estudios de la correlación con los parámetros climáticos como precipitación, humedad y temperatura.

Pero lo que sí se observa es una disminución de la similitud en las comunidades parasitarias entre sitios, lo que implica una disminución de la similitud ambiental (Nekola & White, 1999) relacionada con la perturbación, a escalas espaciales relativamente finas de unos pocos kilómetros. Esto no puede explicarse por la distancia si no para el aislamiento ecológico (Williamson *et al.*, 2018). El hecho de que el recambio de parásitos sea alto, en poblaciones del murciélago vampiro, indican una mayor sensibilidad a la variación climática



del refugio, que como consecuencia generan tasas evolutivas más rápidas y/o en otra instancia una posible especiación impulsada por el cambio de huésped (Brunner & Eizaguirre, 2016). Es de esperarse que estos procesos de cambio promuevan el aislamiento de poblaciones del huésped con un incremento en su diversidad genética (Thronhill & Fincher, 2013; Betts *et al.*, 2018). Rahn *et al.* (2016) presentó un estudio donde las comunidades de macroparásitos en los peces espinosos fue muy variable a una pequeña escala geográfica similar a este estudio.

Como se observan nuevas asociaciones se intuye que puede haber una reciente colonización de “hábitat” en este caso el huésped y que este proceso contribuya a la adaptación de estos parásitos generalistas. El potencial de diversificación de los parásitos puede ser ayudado por la adaptación ecológica en respuesta al cambio ambiental. Esto podría impulsar aún más la diversificación en sus huéspedes ya que las comunidades de parásitos divergen entre las poblaciones y, por lo tanto, aumentan la selección divergente. Sin embargo, este potencial depende de que las especies huésped sobrevivan al cambio ambiental y conserven algún potencial evolutivo (es decir, la diversidad genética). Estudios previos que se centraron en la variación genética intraespecífica del murciélago vampiro común señalaron diferentes escenarios filogeográficos. Baker *et al.* (1988) analizaron 22 loci aloenzimas en diferentes colonias de murciélagos de *D. rotundus* en América Central y encontraron bajos niveles de divergencia genética tanto entre individuos de la misma y diferentes colonias. Más tarde, en un estudio preliminar realizado en el bosque atlántico de Brasil, Ditchfield (2000) analizó secuencias de citocromo b de siete individuos diferentes y encontró evidencia de estructura genética junto con haplotipos simpátricos con alta divergencia de secuencia (4.0%). Este valor es mucho más alto que la divergencia promedio encontrada para todos los otros murciélagos de filostómidos estudiados, y sugiere que las poblaciones en otras regiones como en México específicamente la costera del Pacífico muestre datos similares.

La dinámica evolutiva rápida de los sistemas huésped-parásito en entornos cambiantes es, por lo tanto, un arma de doble filo para la conservación de la biodiversidad porque puede respaldar la diversidad genética del huésped (existente y emergente) y, por lo tanto, amortiguar los efectos del cambio ambiental e incluso respaldar, en algunos casos, la formación de nuevas especies (Brunner & Eizaguirre, 2016). Al mismo tiempo, que puede

favorecer los brotes de enfermedades que amenazarían a las poblaciones y especies huéspedes, especialmente si el estrés se ve agravado por la necesidad de adaptación fisiológica al nuevo entorno (Altizer *et al.*, 2013). En última instancia, esto podría aumentar las tasas de extinción.

En este estudio se observó una disminución de la diversidad de ectosimbiontes en ambientes más perturbados. Lo que indica que en un ecosistema con alta diversidad de parásitos se podría considerar en equilibrio. Esto apoya el teorema de la composición de la especie y la enfermedad que establece que, una mayor diversidad de especies parásitas debería disminuir la gravedad de cada una de las enfermedades componentes (Elton, 2007). También existe la hipótesis de diversidad-invasividad que establece que la existencia de una mayor diversidad de especies parásitos en diferentes escalas jerárquicas, es decir, la dinámica de la comunidad dentro del huésped, dentro de la población y dentro de la metapoblación protege las comunidades de parásitos o patógenos invasores (Tilman, 1996). Algo similar al efecto de dilución (de Thoisy *et al.*, 2016). De ahí la importancia de generar planes de conservación enfocados también en el mantenimiento del equilibrio entre las interacciones parásito-huésped.

Otro enfoque importante gracias a los resultados obtenidos está la consideración del papel de estos artrópodos parásitos como potenciales indicadores del estado de un ecosistema o nicho ecológico (Tirard *et al.* 1993). También con aplicación en la biología de la conservación.

## **IX. Conclusión**

Las comunidades componentes en *Desmodus rotundus* de sus artrópodos ectosimbiontes son diversas. La riqueza probablemente disminuye conforme aumenta la perturbación en un paisaje. Indicando que los ectoparásitos responden a una gama más amplia de parámetros ecológicos que solo el propio huésped, y que su adaptación a cambios ambientales depende de sus estrategias reproductivas y de comportamiento.

Destaca que la influencia humana tiene un efecto indirecto en la ecología de los parásitos al generar cambios en la disponibilidad y calidad de refugios, así como la alteración en los recursos, al introducir presas domésticas en cualquier paisaje. Provocando cambios en la

fidelidad del refugio, en los patrones de forrajeo, en la estructura social y densidad de *D. rotundus*. Por lo tanto, es necesario realizar estudios sistemáticos, donde se evalúen todos estos parámetros en relación con las comunidades de parásitos, tomando en cuenta todos los grupos de artrópodos que se puedan aislar. Para comprobar y dilucidar los factores que alteran estas interacciones.

## X. Referencias

- Abundes-Gallegos, J., Salas-Rojas, M., Galvez-Romero, G., Perea-Martínez, L., Obregón-Morales, C., Morales-Malacara, J., Moreno-Sandoval, H. (2018). Detection of Dengue Virus in Bat Flies (Diptera: Streblidae) of Common Vampire Bats, *Desmodus rotundus*, in Progreso, Hidalgo, Mexico. *Vector-Borne and Zoonotic Diseases*, 18(1), 70-73.
- Acevedo, A. A., Linardi, M. P., & Coutinho, M. T. (2002). Acari Ectoparasites of Bats from Minas Gerais, Brazil. *Journal of Medical Entomology*, 39, 553-555.
- Agosta, S. J., Janz, N., & Brooks, D. (2010). How specialist can be generalists: resolving the "parasite paradox" and implications for emerging infectious disease. *Zoologia*, 27(2), 151-162.
- Aguilar-Aguilar, R. (2008). Gusanos parásitos de fauna silvestre, algunas formas de estudio. *Elementos: Ciencia y Cultura*, 15, 55-61.
- Almazán-Marín, C. (2017). Análisis de la carga ectoparasitaria del murciélago vampiro *Desmodus rotundus* (Chiroptera: Desmodontinae) en el estado de Yucatán y determinación de potenciales patógenos asociados a ectoparásitos hematófagos. Ciudad de México: Tesis de Maestría. Universidad Nacional Autónoma de México.
- Almeida, J., Silva, S., Serra-Freire, N., & Valim, M. (2011). Ectoparasites (Insecta and Acari) Associated With Bats in Southeastern Brazil. *Journal of Medical Entomology*, 48(4), 753-757.
- Altizer, S., Ostfeld, R., Johnson, P. T., Kutz, S., & Harvell, C. (2013). Climate change and infectious diseases: from evidence to a predictive framework. *Science*, 341, 514-519.
- Amorim-da Silveira, P., Ferreira, L., & Pepato, R. A. (2015). New records of the genus *Whartonia* (Acari, Leeuwenhoekiiidae) associated with the bat *Carollia perspicillata* from southeastern Brazil. *Biotaxa*, 11(6), 1-6.
- André, M. (1943). Une espèce nouvelle de Leeuwenhoekia parasite de scorpions. *Bulletin du Muséum national d'histoire naturelle, Paris*, 15(2), 294-298.

- Australian Society of Parasitology. (2010). *Research Network for Parasitology*. Obtenido de Overview of Parasitology: <http://parasite.org.au/para-site/introduction/introduction-essay.html>
- Autino, A. G., Claps, G., & Barquez, R. (1999). Insectos parásitos de murciélagos de las Yungas de la Argentina. *Acta Zoológica Mexicana (n.s.)*, 78, 119-169.
- Autino, A., Claps, G., Sánchez, M. S., & Barquez, R. (2009). Nuevos Registros de Insectos Ectoparásitos de Murciélagos (Diptera, Hemiptera y Siphonaptera) del Norte de la Argentina. *Neotropical Entomology*, 38(2), 165-177.
- Avila-Cabadilla, L. D., Sánchez-Azofeifa, G. A., Stoner, M. Y., Alvarez-Añorve, M., Quesada, M., & Portillo-Quintero, C. A. (2012). Local and landscape factors determining occurrence of phyllostomid bats in tropical secondary forest. *PLoS ONE*, e35228.
- Badii, M. H., & Landeros, J. (2007). Cuantificación de la fragmentación del paisaje y su relación con sustentabilidad. *International Journal of Good Conscience*, 2(1), 26-38.
- Baker, R. J., Honeycutt, R. L., & Bass, R. A. (1988). Genetics. En A. M. Greenhall , & U. Schimidt, *Natural History of Vampire Bats* (págs. 85-98). Boca Raton: CRC Press.
- Balashov, L. S. (2005). Ecological niches of ectoparasites. *Parazitologiya*, 39(6), 441-456.
- Balashov, Y. S. (1982). Parasite-Host Relations between Arthropods and Terrestrial Vertebrates. *Nauka, Leningrad*, 35, 34-40.
- Balashov, Y. S. (2006). Types of Parasitism of Acarines and Insects on Terrestrial Vertebrates. *Entomological Review*, 86(8), 957-971.
- Barbier , E., Graciolli, G., & Bernard, E. (2018). Structure and composition of Nycteribiidae and Streblidae flies on bats along an environmental gradient in Northeastern Brazil. *Canadian Journal of Zoology*, 97, 1-37.
- Barbier, E., Nunes, H., da Rocha, P., López-Rocha, F., & Cordeiro-Estrela, P. (2019). Lista actualizada de especies de moscas ectoparásitas (Diptera: Nycteribiidae y Streblidae) de murciélagos en el estado de Paraíba, noreste de Brasil. *Revista Mexicana de Biodiversidad*, 90, 1-11.
- Barbier, E., Prado-Neto, J. G., & Bernard, E. (2016). Records of bat flies (Diptera: Nycteribiidae and Streblidae) in the semiarid Caatinga in the state of Paraíba, Northeastern Brazil. *Neotropical Entomology*, 45(6), 740-745.

- Barrera, A. (1958). Insectos parásitos de mamíferos salvajes de Omiltemi, Gro., y descripción de un nuevo Sifonáptero: *Pleochaetis soberoni*, nov. sp. *Anales de la Escuela Nacional de Ciencias Biológicas*, 9, 89-96.
- Barrientos, M. A. (2012). *Prevalencia y determinación de ectoparásitos en murciélagos (Chiroptera) y roedores (Rodentia) en dos localidades de la Mixteca Poblana: Santo Domingo Tonahuixtla y Teotlalco Puebla, México*. Ciudad de México: Tesis de Maestría. Universidad Nacional Autónoma de México.
- Bassols de Barrera, I. B. (1979). Mesostigmatid ectoparasites of mammals in Mexico. En J. G. Rodriguez, *Recent advances in Acarology Vol. II* (págs. 475-480). Nueva York: Academic Press.
- Bassols, I. (1981). Catálogo de los ácaros Mesostigmata de mamíferos de Méxic. *Anales de la Escuela Nacional de Ciencias Biológicas*, 22, 9-49.
- Bautista-Hernández, C., Monks, S., & Pulido-Flores, G. (2013). Los parásitos y el estudio de su biodiversidad: un enfoque sobre los estimadores de la riqueza de especies. *Estudios científicos en el estado de Hidalgo y zonas aledañas*, 2, 13-17.
- Beati, L., Nava, S. B., Barros-Battesti, D., Labruna, M. B., Guglielmone, A., Cáceres, A., . . . Faccini, J. (2013). *Amblyomma cajennense* (Fabricius, 1787) (Acari: Ixodidae), the Cayenne tick: phylogeography and evidence for allopatric speciation. *BMC Evolutionary Biology*, 13, 267.
- Bernard, E. (2001). Vertical stratification of bat communities in primary forests of Central Amazon, Brazil. *Journal of Tropical Ecology*, 17(1), 115-126.
- Bernard, E. (2005). Morcegos vampiros. Sangue, raiva e preconceito. *Ciencia Hoje*, 36, 44-49.
- Bertola, P., Aires, C., & Favorito, S. (2005). Bat flies (Diptera: Streblidae, Nycteribiidae) parasitic on bats (Mammalia: Chiroptera) at Parque Estadual da Cantareira, São Paulo, Brazil: parasitism rates and host-parasite associations. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz*, 100(1), 25-32.
- Betts, A., Gray, C., Zelek, M., & Maclean, R. (2018). High parasite diversity accelerates host adaptation and diversification. *Science*, 911, 907-911.
- Bobrowiec, P. E. (2012). A Chiroptera preliminary survey in the middle Madeira River region of Central Amazonia, Brazil. *Mammalia*, 76, 277-283.
- Bobrowiec, P. E., Lemes, M. R., & Gribel, R. (2015). Prey preference of the common vampire bat (*Desmodus rotundus*, Chiroptera) using molecular analysis. *Journal of Mammalogy*, 96, 54-63.

- Bochkov, A. V. (2010). A review of mammal-associated Psorropyidia (Acariformes: Astigmata). *Acarina*, 18(2), 99-260.
- Bochkov, A. V., OConnor, B. M., & Wauthy, G. (2008). Phylogenetic position of the mite family Myobiidae within the infraorder Eleutherengona (Acariformes) and origins of parasitism in eleutherengone mites. *Zoologischer Anzeiger - A Journal of Comparative Zoology*, 247(1), 15-45.
- Bogitsh, B., Carter, C., & Oeltmann, T. (2018). Symbiosis and Parasitism. En B. Bogitsh, *Human Parasitology* (págs. 1-14). Tennessee: Academic Press.
- Bolívar-Cimé, B., Cuxim-Koyoc, A., Reyes-Novelo, E., Morales-Malacara, J. B., Laborde, J., & Flores-Peredo, R. (2017). Habitat fragmentation and the prevalence of parasites (Diptera, Streblidae) on three Phyllostomid bat species. *Biotropica*, 50(1), 1-8.
- Bolívar-Cimé, B., Laborde, M., MacSwiney, C., Muñoz-Robles, C., & Tun-Garrido, J. (2013). Response of phytophagous bats to patch quality and landscape attributes in fragmented tropical semi-deciduous forest. *Acta Chiropterologica*, 15, 399-409.
- Bordes, F., Monrand, S., & Guerrero, R. (2008). Bat fly species richness in Neotropical bats: correlations with host ecology and host brain. *Oecologia*, 158, 109-116.
- Brennan, J. (1958). *Beamerella* and *Kaiaia*, two new genera of chiggers from South America (Acarina, Trombiculidae). *Journal of the Kansas Entomological Society*, 31(2), 71-75.
- Brennan, J. (1969). New bat chiggers of the genus *Perissopalla* from Venezuela and Northeastern Brazil (Acarina: Trombiculidae). *Journal of Medical Entomology*, 6(4), 427-431.
- Brennan, J. (1970). A review of *Neoschoengastia colombiae* Boshell & Kerr, 1942 with descriptions of two new species misidentified with it (Acarina: Trombiculidae: Colicus). *Journal of Medical Entomology*, 7(4), 489-493.
- Brennan, J. M. (1969). New Bat Chiggers of the Genus *Perissopalla* from Venezuela and Northeastern Brazil (Acarina: Trombiculidae). *Journal of Medical Entomology*, 6(4), 427-431.
- Brennan, J. M. (1970). Chiggers from the Bolivian-Brazilian Border (Acarina: Trombiculidae). *The Journal of Parasitology*, 56(4), 807-812.
- Brennan, J. M., & Reed, J. T. (1973). The Neotropical genus *Aitkenius*: three new species and other records from Venezuela (Acarina: Trombiculidae). *Journal of Parasitology*, 59(3), 531-535.

- Brennan, J. M., & Reed, J. T. (1975). A list of Venezuela chiggers, particularly of small mammalian hosts (Acarina: Trombiculidae). *Brigham Young University Science Bulletin, Biological Series*, 20(1), 45-75.
- Brennan, J., & Bronswijk, J. E. (1975). Parasitic mites of Surinam XXI. New records of Surinam and certain French Guiana chiggers with the description of a new species of *Loomisia* Brennan & Reed, 1972 (Acarina: Trombiculidae). *Journal of Medical Entomology*, 12(2), 243-249.
- Brennan, J., & Dalmat, H. T. (1960). Chiggers of Guatemala (Acarina: Trombiculidae). *Annals of Entomological Society of America*, 53(2).
- Brennan, J., & Goff, L. (1977). Keys to the Genera of Chiggers of the Western Hemisphere (Acarina: Trombiculidae). *The Journal of Parasitology*, 63(3), 554-566.
- Brennan, J., & Jones, E. K. (1960). Chiggers of Trinidad B.W.I. (Acarina: Trombiculidae). *Acarología*, 2(4), 493-540.
- Brennan, J., & Lukoschus, F. (1971). Parasitic mites of Surinam. VIII. A new genus and species of chigger, *Fauranius atecmartus*, and additional records of species (Acarina: Trombiculidae). *Bulletin of the Southern California Academy of Sciences*, 70, 42-45.
- Brennan, J., & Reed, J. T. (1972). *Loomisia* Gen. N. with Description of three new venezuelan species (Acarina: Trombiculidae). *The Journal of Parasitology*, 58(4), 796-800.
- Brooks, D. R., & McLennan, D. A. (1993). *Parascript: parasites and the language of evolution*. Washington DC.: Smithsonian Institution Press.
- Brunner, F. S., & Eizaguirre, C. (2016). Can environment change affect host/parasite-mediated speciation? *Zoology*, 119(4), 384-394.
- Bush, A. O., Lafferty, K. D., Lotz, J. M., & Shostak, A. W. (1997). Parasitology Meets Ecology on Its Own Terms: Margolis et al. Revisited. *The Journal of Parasitology*, 83(4), 575-583.
- Calonge-Camargo, B., & Pérez-Torres, J. (2018). Ectoparasites (Polycetenidae, Streblidae, Nycteribiidae) of bats (Mammalia: Chiroptera) from the Caribbean region of Colombia. *Therya*, 9(2), 171-178.
- Carter, G., & Wilkinson, G. (2013). Food sharing in vampire bats: reciprocal help predicts donations more than relatedness or harassment. *Proceedings of the Royal Society Biological Sciences*, 280, 1-6.

- Carvalho, L. F. (2007). *Riqueza e diversidade de dípteros ectoparasitos de morcegos no Pantanal da Nhecolândia*. Campo Grande, Universidade Federal de Mato Grosso do Sul: Tesis de Maestría.
- Casebeer, R. S. (1966). Systematics and host relationships of the Mites of the Family Spinturnicidae in Costa Rica (Acarina: Spinturnicidae). Los Angeles: Tesis de doctorado. University of Southern California.
- Cheng, T. C. (1978). *Parasitología General*. Madrid: AC, 965 pp.
- Christe, P., Arlettaz, R., & Vogel, P. (2000). Variation in intensity of a parasitic mite (*Spinturnix myoti*) in relation to the reproductive cycle and immunocompetence of its bat host (*Myotis myotis*). *Ecology Letters*, 3, 207-2012.
- Claps, G. L., Autino, A. G., & Barquez, R. M. (2000). Nuevos registros de Streblidae (Diptera) para la Argentina. *Acta Zoológica Mexicana*, 80, 241-243.
- Claps, G., Autino, A., & Barquez, R. (2005). Streblidae de murciélagos de Lima: dos citas nuevas para Perú. *Revista de la Asociación Entomológica Argentina*, 64(1-2), 95-98.
- Clay-Mitchell, G., Burns, R., & Lawrence, A. (1973). Rastreo del Comportamiento Nocturno de los Murciélagos Vampiros por Radiotelegrafía. *Técnica Pecuaria*, 24, 47-52.
- Coimbra, C. E., Guimaraes, R., & Mello, D. A. (1984). Ocorrência de Streblidae (Diptera: Pupipara) em morcegos capturados em regiões de cerrado do Brasil Central. *Revista Brasileira de Entomologia*, 28, 547-550.
- Colin-Martínez, H., & García-Estrada, C. (2016). Richness, infestation and specificity of spinturnicid mites (Acari: Spinturnicidae) on bats in southern Oaxaca, México. *Experimental and Applied Acarology*, 70, 155-164.
- Cooley, R. A., & Kohls, G. M. (1941). Three New Species of *Ornithodoros* (Acarina: Ixodoidea). *Public Health Reports*, 56, 587-594.
- Cooley, R. A., & Kohls, G. M. (1944). *The Argasidae of North America, Central America and Cuba*. Indiana: University of Notre Dame Press.
- Cooley, R. A., & Kohls, G. M. (1944). The Genus *Amblyomma* (Ixodidae) in the United States. *The Journal of parasitology*, 30(2), 77-111.
- Crespo, J., Vanella, J., Blood, B., & De Carlo, J. (1961). Observaciones ecológicas del vampiro (*Desmodus rotundus rotundus*) (Geoffroy) en el norte de Córdoba. *Revista del Museo Argentino de Ciencias Naturales "Bernardino Rivadavia"*, 4(6), 131-160.



- Cruzado-Cortés, J. (2016). *NaturaLista* . Obtenido de *Desmodus rotundus* ssp. *murinus*: <http://conabio.inaturalist.org/photos/4605319>
- Cuxim-Coyoc, A. (2013). *Moscas ectoparasitas (Diptera: Streblidae) de murciélagos en Yucatán*. Yucatán: Tesis de Licenciatura. Instituto Tecnológico de Conkal.
- Cuxim-Coyoc, A., Reyes-Novelo, E., Morales-Malacara, J. B., Bolívar-Cimé, B., & Laborde, J. (2015). Streblidae (Diptera: Hippoboscoidea) from Yucatán and updated species list for México. *Journal of Medical Entomology*, 52, 947-961.
- Cuxim-Koyoc, A., Reyes-Novelo, E., MacSwiney, C., & Pech-Canché, J. M. (2018). Moscas ectoparasitas de murciélagos (Diptera: Streblidae y Nycteribiidae) del valle de Uxpanapa, Veracruz, México. *Revista Mexicana de Biodiversidad*, 89, 1074-1088.
- de Thoisy, B., Bourhy, H., Delaval, M., & Pontier, D. (2016). Bioecological Drivers of Rabies Virus Circulation in a Neotropical Bat Community. *PLoS ONE*, 1-21.
- Delfinado, M. D., & Baker, E. W. (1963). Mites of the family Spinturnicidae from the Philippines (Acarina). *Pacific Insects*, 5(4), 905-920.
- Delpietro, H. A., Marchevsky, N., & Sominetti, E. (1992). Relative population densities and predation of the common vampire bat (*Desmodus rotundus*) in natural and cattle-raising areas in north-east Argentina. *Preventive Veterinary Medicine*, 14, 13-20.
- Delpietro, H. A., Russo, R., Lord, R., Carter, G., Lord, R., & Delpietro, G. (2017). Reproductive seasonality, sex ratio and philopatry in Argentina's common vampire. *Royal Society Open Science*, 4, 160959.
- Díaz-Francés, E., Soberón, J., & Gorostiza, L. (s.f.). *Species of accumulation functions*. Obtenido de Versión beta: <http://www.cimat.mx>
- Dick, C. (2013). Review of the Bat Flies of Honduras, Central America (Diptera: Streblidae). *Journal of Parasitology*, 1-17.
- Dick, C. W., Graciolli, G., & Guerrero, R. (2016). Family Streblidae. *Zootaxa*, 4122, 784-802.
- Dick, C., & Dittmar, K. (2014). Parasitic Bat Flies (Diptera: Streblidae and Nycteribiidae): Host Specificity and Potential as Vectors. En S. Klimpel, & H. Mehlhorn, *Bats (Chiroptera) as Vectors of Diseases and Parasites, Parasitology Research Monographs 5* (págs. 131-151). Heidelberg, Alemania: Springer-Verlag.
- Dick, C., & Gettinger, D. (2005). A Faunal Survey of Streblid Flies (Diptera: Streblidae) associated with bats in Paraguay. *Journal of Parasitology*, 91(5), 1015-1024.

- Ditchfield, A. (2000). The comparative phylogeography of Neotropical mammals: patterns of intraespecific mitochondrial DNA variation among bats contrasted to nonvolant small mammals. *Molecular Ecology*, 9(9), 1307-1318.
- Dittmar, K., Dick, W., Patterson, B., Whiting, M., & Gruwell, E. (2009). Pupal deposition and ecology of batflies (Diptera: Streblidae): *Trichobius* sp. (caecus group) in a Mexican cave habitat. *Journal of Parasitology*, 95, 308-314.
- Dobson, A., Lafferty, K. D., Kuris, A. M., Hechinger, R. F., & Jetz, W. (2008). Homage to Linnaeus: how many parasites? How many hosts? *Proceedings of the National Academy of Sciences*, 105, 11482-11489.
- Domrow, R. (1992). Acari Astigmata (excluding Feather Mites) parasitic on Australian vertebrates: an annotated checklist, keys and bibliography. *Invertebrate Taxonomy. CSIRO Publishing*, 6(6), 1523-1525.
- Dooley, T., Bristol, J., & Canaris, A. (1976). Ectoparasites from Bats in Extreme West Texas and South-Central New México. *Journal of Mammalogy*, 57, 189-191.
- Douglas, A. (2010). *The symbiotic habit*. New Jersey: Princeton University Press.
- Durán, A. A., Álvarez-García, D., & Gracioli, G. (2017). Ectoparasitic flies (Diptera, Streblidae) on bats (Mammalia, Chiroptera) in a dry tropical forest in the Northern Colombia. *Papéis Avulsos de Zoologia. Museu de Zoologia da Universidade de Sao Paulo*, 57(8), 105-111.
- Dusbábek, F., & Lukoschus, F. S. (1975). Parasitic Mites of Surinam XXXIV. Mites of the genus *Eudusbabekia* (Myobiidae: Trombidiformes) of Phyllostomid and Desmodontid Bats, with a key to known species. *Acarología*, 27(2), 306-319.
- Elton, C. (2007). The ecology of invasions by animals and plants. *Progress in Physical Geography*, 31(6), 659-666.
- Eriksson, A., Gracioli, G., & Fisher, E. (2011). Bat flies on phyllostomid hosts in the Cerrado region: component community, prevalence and intensity of parasitism. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz*, 106(3), 274-278.
- Estrada, A., Coates-Estrada, R., & Meritt, D. (1993). Bat species richness and abundance in tropical rain forest fragments and in agricultural habitats at Los Tuxtlas, México. *Ecography*, 16, 309-318.
- Estrada-Peña, A. (2015). *Garrapatas: Morfología, fisiología y ecología*. Zaragoza, España: SERVET.

- Evans, G. O. (1968). The external morphology of the post-embryonic developmental stages of *Spinturnix myoti* Kol. (Acari: Mesostigmata). *Acarologia*, 10, 589-608.
- Ewing, H. E. (1949). The origin and classification of the trombiculid mites, or Trombiculidae. *Journal of Washington Academy of Science*, 39, 229-237.
- Ezenwa, V. O., Inouye, D., & Medina, M. (2012). Animal behavior and the microbiome. *Science*, 338, 198-199.
- Fain, A. (1962). Les Acariens Psoriques Parasites Des Chauves-Souris. XXII. Espèces des Genres *Chirnyssoides* et *Notoedres* Recolectees par le Dr. C.E. Yunker a Panamá. *Bulletin et Annales de la Société Royale d'Entomologie de Belgique*, 98(27), 392-403.
- Fain, A. (1971). Les Listrophorides en Afrique au sud du Sahara (Acarina: Sarcoptiformes). II. Familles Listrophoridae et Chirodiscidae. *Acta Zoologica et Pathologica Antverpiensia*, 1-231.
- Fain, A. (1972). Parasitic Mites of Surinam XXVIII. New species of Chirodiscidae from bats (Listrophoroidea: Sarcoptiformes). *Bulletin & Annales de la Société Entomologique de Belgique*, 61, 183-185.
- Fain, A. (1973). Les Listrophorides d' Amerique neotropicale (Acarina: Sarcoptiformes) .I. Familles Listrophoridae et Chirodiscidae. *Bulletin and Annales de la Société Entomologique de Belgique*, 49(6), 1-149.
- Fain, A. (1982). The labidocarpine mites (Acari, Chirodiscidae) from oriental bats. III. Genera *Paralabidocarpus* Pinichpongse, 1963, *Labidocarpoides* Fain, 1970, *Labidocarpus* Trouessart, 1895 and *Alabidocarpus* Ewing, 1929. *Systematic Parasitology*, 4, 303-336.
- Fairchild, G. B., Kohls, G. M., & Tipton, V. J. (1966). The Ticks of Panama. En R. Wenzel, & V. J. Tipton, *Ectoparasites of Panama* (págs. 172-174). Chicago: Field Museum of Natural History.
- Famadas, K. M., Serra-Freire, N., & Landfredi, R. (1997). Redescription of the larva of *Amblyomma cajennense* (Fabricius) (Acari: Ixodidae) using optical and scanning electron microscopy. *Acarologia*, 38(2), 101-109.
- Fazenda Barranco Alto. (2019). *Eco-Lodge*. Obtenido de <https://www.fazendabarrancoalto.com/>
- Ferrusquía-Villafranca, I. (1998). Geología de México: una sinopsis. En T. Ramamoorthy, R. Bye, A. Lot, & J. Fa, *Diversidad Biológica de México: Orígenes y distribución* (págs. 1-107). Ciudad de México.

- Fonseca, F. (1948). A Monograph of the Genera and Species of Macronyssidae Oudemans, 1936 (synom.: Liponissidae Vitzthum, 1931) (Acari). *Proceedings of the Zoological Society of London*, 118, 249-334.
- Frank, H., Mendenhal, C. D., Judson, S. D., Daily, G., & Hadly, E. (2016). Anthropogenic impacts on Costa Rican bat parasitism are sex specific. *Evolutionary Ecology*, 6, 4898-4909.
- Fritz, G. N. (1983). Biology and ecology of batflies (Diptera: Streblidae) on bats in the genus *Carollia*. *Journal of Medical Entomology*, 20, 1-10.
- Furman, D. P. (1966). The Spinturnicid mites of Panama. En R. L. Wenzel, & V. J. Tipton, *Ectoparasites of Panama* (págs. 125–166). Chicago: Field Museum of Natural History.
- Galloway, T. D., & Danks, H. V. (1990). Arthropod ectoparasites of vertebrates in Canada. *Bulletin of The Entomological Society of Canada*, 23(1), 1-11.
- Gannon, M., Willing, M., & Jones, K. (1989). *Sturnira lilium*. *Mammalogy Species*, 333, 1-5.
- Garbutt, J., Scholefield, J., Vale, P., & Little, T. (2014). Elevated maternal temperature enhances offspring disease resistance in *Daphnia magna*. *Functional Ecology*, 28, 424-431.
- García, E. (1998). *Modificaciones al sistema de clasificación climática de Köppen*. Ciudad de México: CONABIO.
- García, M. (1959). Diptera pupípara. Primeras Jornadas entomoepidemiológicas argentinas. 2, 579-580.
- García, P., & Casal, O. H. (1965). Revisión de las especies del género *Euctenodes* Waterhouse, 1879 (Diptera, Acalypterae, Streblidae). *Notas Biológicas de la Facultad de Ciencias Exactas, Físicas y Naturales, Corrientes, Argentina, Serie Zoología*, 5, 3-23.
- García-García, J. L., & Santos-Moreno, A. (2014). Efectos de la estructura del paisaje y de la vegetación en la diversidad de murciélagos filostómidos (Chiroptera: Phyllostomidae) de Oaxaca, México. *Revista de Biología Tropical*, 62(1), 217-239.
- García-Marquez, L. J. (1986). Patología de 50 murciélagos hematófagos (*Desmodus rotundus*) procedentes del estado de Colima, México. *Veterinaria*, 17(1), 56-57.
- Gardner, R., & Molyneux, D. (1988). *Polychromophilus murinus* – a malarial parasite of bats – life history and ultrastructural studies. *Parasitology*, 96, 591-605.

- Gervais, P. (1844). *Atlas de Zoologie*. Paris, Londres: Germer Bailliére.
- Gettinger, D., & Gribel, R. (1989). Spinturnicid mites (Gamasida: Spinturnicidae) associated with bats in Central Brazil. *Journal of Medical Entomology*(26), 491-493.
- Goff, L. M. (1988). A new species of chigger (Acari:Trombiculidae) from a vampire bat (Chiroptera: Desmodontidae) collected in Costa Rica. *International Journal of Acarology*, 14(1), 5-7.
- Goff, L. M., & Brennan, J. (1982). The genus *Perissopalla* (Acari: Trombiculidae), with descriptions of three new species from Venezuela, correction to the description of *P. precaria*, a key to the species, and synonymy of *Pseudoschoengastia* (*Perissopalla*) *tiucali* with *Hoffmanniella beltrani*. *Journal of Medical Parasitology*, 19(2), 169-175.
- González-Ávalos, C., Macías-Díaz, D., Macip-Castañeda, A., Mendez-Andrade, A., Ortiz-García, P., & Rivera-García, D. (2014). Ectoparásitos (Diptera: Streblidae) asociados a *Desmodus rotundus* en el sur del estado de Puebla, México. *Entomología Mexicana*, 1, 973-977.
- Graham, C., & Harrod, C. (2009). Implications of climate change for the fishes of the British Isles. *Journal of Fish Biology*, 74, 1143-1205.
- Greenhall, A. M. (1971). Lucha contra los murciélagos vampiros. *Boletín de la Oficina Sanitaria Panamericana*, 71(3), 231-264.
- Greenhall, A. M. (1988). Feeding behavior. En R. Greenhall, & K. Schmidt, *Natural History of Vampire Bats* (págs. 7-17). Florida: Press Inc. Boca Raton.
- Greenhall, M., Joermann, G., & Schmidt, U. (1983). *Desmodus rotundus*. *Mammalian Species*(202), 1-6.
- Guégan, J. F., Monrand, S., & Poulin, R. (2007). Are there general laws in parasite community ecology? The emergence of spatial parasitology and epidemiology. En F. Thomas, F. Renaud, & J.-F. Guegan, *Parasitism and Ecosystems* (págs. 22-42). Oxford University Press.
- Guerrero, R. (1992). Catálogo de los Labidocarpidae (Acarina, Listrophoroidea) parásitos de los murciélagos (Mammalia, Chiroptera) neotropicales. *Studies on Neotropical Fauna Environment*, 27(1), 19-41.
- Guerrero, R. (1995). Catálogo de los Streblidae (Diptera: Pupipara) parásitos de murciélagos (Mammalia: Chiroptera) del Nuevo Mundo. III. Los Grupos: *Dugesii*, *Dunni* y *Phyllostomae* del género *Trichobius* Gervais, 1844. *Acta Biológica Venezolánica*, 14(4) 1-27.

- Guerrero, R. (1996). Catálogo de los Streblidae (Diptera: Pupipara) parásitos de murciélagos (Mammalia: Chiroptera) del Nuevo Mundo. VI. Streblinae. *Acta Biológica Venezuéllica*, 16(2), 1-25.
- Guerrero, R. (1997). Catálogo de los Streblidae (Diptera: Pupípara) parásitos de murciélagos (Mammalia: Chiroptera) del Nuevo Mundo. VII. Lista de especies, hospedadores y países. *Acta Biológica Venezuéllica*, 16, 1-25.
- Guerrero, R., & Morales-Malacara, J. B. (1996). Streblidae (Diptera: Calyptratae) parásitos de murciélagos (Mammalia: Chiroptera) cavernícolas del centro y sur de México, con descripción de una especie nueva del género *Trichobius*. *Anales del Instituto de Biología, UNAM : Serie Zoológica*, 357-373.
- Guglielmone, A., Beati, L., Barros-Battesti, D., Labruna, M., Nava, S., Venzal, J., & Mangold, A. (2006). Ticks (Ixodidae) on humans in South America. *Experimental and Applied Acarology*, 40, 83-100.
- Guglielmone, A., Estrada-Peña, A., Keirans, J. E., & Robbins, R. G. (2003). *Tick (Acari: Ixodida) of the neotropical zoogeographic region*. Utrecht, Países Bajos: International Consortium on Ticks and Tick-borne Diseases.
- Guglielmone, A., Mangold, A. J., & García, M. D. (1991). The life cycle of *Amblyomma parvum* Aragao, 1908 (Acari: Ixodidae) under laboratory conditions. *Experimental and Applied Acarology*, 13, 129-136.
- Guglielmone, A., Mangold, A., & Keirans, J. (1990). Redescription of the male and female of *Amblyomma parvum* Aragao, 1908, and description of the nymph and larva, and description of all stages of *Amblyomma pseudoparvum* sp. n. (Acari: Ixodida: Ixodidae). *Acarologia*, 31, 143-159.
- Guimarães, L. (1972). Venezuelan nycteribiid batflies (Diptera: Nycteribiidae). *Brigham Young University Science Bulletin, Biological series*, 17(1).
- Guzmán-Cornejo, C. (2004). Estudio taxonómico y filogenético del género *Eudusbabekia* Jameson, 1971 (Acari: Prostigmata: Myobiidae) asociado a murciélagos Phyllostomoidea. Ciudad de México: Tesis doctoral. Facultad de Ciencias, Universidad Nacional Autónoma de México.
- Guzmán-Cornejo, C., García-Prieto, L., Rebollo-Hernández, A., Venzal, J., Nava, S., & Sánchez-Montes, S. (2017). Molecular evidence and additional morphological characters to distinguish *Ornithodoros brodyi* and *Ornithodoros yumatensis* (Ixodida: Argasidae) in their different developmental stages. *Acta Parasitológica*, 62(2), 432-448.

- Guzmán-Cornejo, C., Herrera-Mares, A., Robbins, R. G., & Rebollo-Hernández, A. (2019). The soft ticks (Parasitiformes: Ixodida: Argasidae) of México: Species, Hosts, and Geographical Distribution. *Zootaxa*, 4623(3), 485-525.
- Guzmán-Cornejo, C., Robbins, R. G., Guglielmone, A. A., Montiel- Parra, G., & Pérez, T. M. (2011). The *Amblyomma* (Acari: Ixodida: Ixodidae) of México: Identification Keys, Distribution and Hosts. *Zootaxa*, 2998, 16-38.
- Haitlinger, R. (1999). Three new species of rosensteiniid mites (Acari: Rosensteiniidae) associated with cockroaches (Blattodea). *Anales del Instituto de Biología Universidad Nacional Autónoma de México, Serie Zoológica*, 70(2), 79-91.
- Hammer, O., Harper, D., & Ryan, P. D. (2001). PAST: Paleontological statistics software package for education and data analysis. *Paleontología Electrónica*, 4(1), 1-9.
- Hart, B. L. (1992). Behavioral adaptations to parasites: an ethological approach. *Journal of Parasitology*, 78, 256-265.
- Hatcher, M. J., & Dunn, A. M. (2011). *Parasites in ecological communities: from interactions to ecosystems*. Cambridge: UK: Cambridge University Press.
- Heeb, P., Kolliker, M., & Richner, H. (2000). Bird-ectoparasite Interactions, nest humidity, and ectoparasite community structure. *Ecology*, 958-968.
- Hernández-Martínez, J., Morales-Malacara, J., Alvarez-Añorve, M. Y., Amador-Hernández, S., Oyama, K., & Avila-Cabadilla, L. D. (2018). Drivers potentially influencing host–bat fly interactions in anthropogenic neotropical landscapes at different spatial scales. *Parasitology*, 1-15.
- Herrera-Mares, A. (2017). *Ácaros asociados con murciélagos (Chiroptera: Emballonuridae, Phyllostomidae, Vespertilionidae) de cuevas del sur de México*. Ciudad de México: Tesis de Licenciatura. Universidad Nacional Autónoma de México.
- Herrin, S. C., & Tipton, V. J. (1975). Spinturnicid mites of Venezuela (Acarina: Spinturnicidae). *Brigham Young University Science Bulletin, Biological Series*, 20(2), 1-72.
- Hoffmann, A. (1944). *Ectoparásitos de Murciélagos Mexicanos*. Facultad de Ciencias, Universidad Nacional de México: Tesis de Maestría.
- Hoffmann, A. (1953). Estado actual del Conocimiento de los Estreblidos mexicanos (Diptera: Pupipara). *Memoria del Congreso Científico Mexicano VII. Ciencias Biológicas*, 175-189.

- Hoffmann, A. (1960). Contribuciones al conocimiento de los trombicúlidos mexicanos. 8a parte. *Ciencia*, 20, 99-105.
- Hoffmann, A. (1962). Monografía de los Ixodoidea de México. *Revista de la Sociedad Mexicana de Historia Natural*, 23, 191-307.
- Hoffmann, A. (1990). *Los trombiculidos de México (Acarida: Trombiculidae)*. Ciudad de México: Instituto de Biología.
- Hoffmann, A., & López-Campos, G. (2000). Biodiversidad de los ácaros en México. *Bulletin of the Bureau of Entomology*, 106, 1-230.
- Hoffmann, A., Palacios-Vargas, J. G., & Morales-Malacara, J. B. (1980). Bioecología de la cueva de Ocotitlán, Tepotzlán, Morelos. *Folia Entomológica Mexicana*, 43, 21-22.
- Hoffmann, A., Palacios-Vargas, J., & Morales-Malacara, J. B. (1986). *Manual de Bioespeleología: Con nuevas aportaciones de Morelos y Guerrero, México*. Ciudad de México: Universidad Nacional Autónoma de México.
- Hofstede, H. M., & Fenton, M. B. (2005). Relationships between roost preferences, ectoparasite density, and grooming behavior of neotropical bats. *Journal of Zoology*, 266, 333-340.
- Holt, R., Dobson, A., Begon, M., Bowers, R., & Schaubert, E. (2003). Parasite establishment in host communities. *Ecology Letters*, 6(9), 837-842.
- Hoogstraal, H. (1985). Argasid and Nuttalliellid ticks as parasites and vectors. *Advances in Parasitology*, 24, 135-238.
- Humphrey-Smith, I. (1989). The Evolution of Phylogenetic Specificity among Parasitic Organisms. *Parasitology Today*, 385-387.
- Jobling, B. (1949). Host parasite relationship between the American Streblidae and the bats with a new key to the American genera and a record of Streblidae from Trinidad, British West Indies (Diptera). *Parasitology*, 39(3), 315-329.
- Johnson, N., Aréchiga-Ceballos, N., & Aguiar-Setien, A. (2014). Vampire Bat Rabies: Ecology, Epidemiology and Control. *Viruses*, 6, 1911-1928.
- Jones, E. K., Clifford, C., Keirans, J., & Kohls, G. (1972). Ticks of Venezuela (Acarina: Ixodoidea) with a key to the species of *Amblyomma* in the Western Hemisphere. *Brigham Young University Science Bulletin, Biological Series*, 17(4), 1-40.
- Jones, E., & Clifford, C. (1972). The systematics of the subfamily Ornithodorinae (Acarina: Argasidae). V. A revised key to larval Argasidae of the Western Hemisphere and



description of seven new species of *Ornithodoros*. *Annals of the Entomological Society of America*, 65(3), 730–740.

Juárez-Castillo, L. G. (2012). Dinámica poblacional del murciélago vampiro *Desmodus rotundus* (Chiroptera: Phyllostomidae) en la Reserva de la Biosfera Barranca de Metztlán, Hidalgo, México. Universidad Autónoma del Estado de Hidalgo: Tesis de Maestría.

Keirans, J. E. (1992). Systematics of the Ixodida (Argasidae, Ixodidae, Nuttalliellidae): An Overview and Some Problems. *Tick Vector Biology*, 1-21.

Kessel, Q. (1925). A Synopsis of the Streblidae of the World. *Journal of the New York Entomological Society*, 33(1), 11-33.

Kessel, Q. C. (1924). Notes on the Streblinae, a Subfamily of the Streblidae (Diptera Pupipara). *Parasitology*, 35, 405-414.

Kim, K. C. (1985). Evolutionary relationships of parasitic arthropods and mammals. En K. C. Kim, *Coevolution of parasitic arthropods and mammals* (págs. 3-82). Nueva York: Wiley.

Kingston, N., Villa, B. R., & López-Forment, W. (1971). New Host and Locality Records for species of the Genera *Periglischrus* and *Cameroneta* (Acarina: Spinturnicidae) on Bats from México. *The Journal of Parasitology*, 57(4), 927-928.

Kohls, G. M., Clifford, C. M., & Jones, E. K. (1969). The Systematics of the Subfamily Ornithodorinae (Acarina: Argasidae). IV. Eight New Species of *Ornithodoros* from the Western Hemisphere. *Annals of the Entomological Society of America*, 62(5), 1035-1043.

Kohls, G. M., Sonenshine, D. E., & Clifford, C. M. (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(3), 331-364.

Kolenati, F. A. (1856). *Die Parasiten der Chiropteren*. Brünn.

Komeno, C. A., & Linhares, A. (1999). Batflies Parasitic on Some Phyllostomid Bats in Southeastern Brazil: Parasitism Rates and Host-parasite Relationships. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz*, 94(2), 151-156.

Koopman, K. F. (1988). Systematics and distribution. En A. M. Greenhall, A. M. Schmidt, & U. Boca, *Natural History of vampire Bats* (págs. 7-18). Nueva York: CRC Press.

- Krantz, G. W., & Walter, D. E. (2009). *A Manual of Acarology*. Texas: Texas Tech University Press.
- Krasnov, B. R., Shenbrot, G. I., Khokhlova, I., & Poulin, R. (2004). Relationships between parasite abundance and the taxonomic distance among a parasite's host species: an example with fleas parasitic on small mammals. *International Journal for Parasitology*, *34*, 1289-1297.
- Krasnov, B., Shenbrot, G., Mouillot, D., Khokhlova, I., & Poulin, R. (2005). Spatial variation in species diversity and composition of fleas assemblages in small mammalian hosts: geographical distance or faunal similarity. *Journal of Biogeography*, *32*, 633-644.
- Kudryashova, N. I. (1998). Chigger mites (Acariformes, Trombiculidae) of East Palaearctics. *KMK Scientific Press*, 342.
- Kuns, M. L., & Tashian, R. E. (1954). Notes on mammals from northern Chiapas. *Journal of Mammalogy*, *35*, 100-103.
- Kunz, T., & Lumsden, L. (2003). Ecology of cavity and foliage roosting bats. En T. Kunz, & M. Fenton, *Bat ecology* (págs. 3-89). Chicago: University of Chicago Press.
- Labruna, M. (2009) 156-166). Ecology of *Rickettsia* in South America. *Annals of the New York Academy of Sciences*, *1166*, 156-166.
- Labruna, M. B., Sana, R., Jácomo, A., Kashivakura, C., Furtado, M., Ferro, C., Barros-Battesti, D. (2005). Ticks (Acari: Ixodidae) on wild carnivores in Brazil. *Experimental Applied Acarology*, 149-163.
- Labruna, M., Mattar, S., Nava, S., Bermudez, S., Venzal, J., & Dolz, G. (2011). Rickettsioses in Latin America caribbean, Spain and Portugal. *Revista MVZ Córdoba*, *16*, 2435-2457.
- Labruna, M., Soares, J., Martins, T., Soares, H., & Cabrera, R. (2011). Cross-mating experiments with geographically different populations of *Amblyomma cajennense* (Acari: Ixodidae). *Experimental and Applied Acarology*, *54*, 41-49.
- Lafferty, K., & Kuris, A. (2005). Parasitism and environmental disturbances. En F. Thomas, F. Renaud, & J. Guegan, *Parasitism and Ecosystems* (págs. 113-123). Oxford: Oxford University Press.
- Landis, S., Kalbe, M., Reush, T., & Roth, O. (2012). Consistent pattern of local adaptation during an experimental heat water in a pipefish-trematode host-parasite system. *PLOS ONE*, *7*, e30658.

- Lang, J. M., & Benbow, E. (2013). Species Interactions and Competition. *Nature Education Knowledge*, 4(4), 8-10.
- Larsen, M., & Mouritsen, K. (2014). Temperature-parasitism synergy alters intertidal soft-bottom community structure. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology*, 460, 109-119.
- Lee, D. N., Papes, M., & Van Den Bussche, R. A. (2012). Present and potencial future distribution of common vampire bats in the Americas and the associated risk to cattle. *PLoS ONE*, 7, e42466.
- Lehmann, T. (1993). Ectoparasites: direct impact on hostfitness. *Parasitology Today*, 9, 8-13.
- Lima-Silva, C., & Graciolli, G. (2013). Prevalence, mean intensity of infestation and host specificity of Spinturnicidae mites (Acari: Mesostigmata) on bats (Mammalia: Chiroptera) in the Pantanal, Brazil. *Acta Parasitológica*, 58(2), 174-179.
- Lindquist, E., Krantz, G. W., & Walter, D. (2009). Chapter Eight: Classification. En G. Krantz, & D. E. Walter, *A manual of Acarology* (págs. 97-103). Texas, USA: Texas Tech University Press.
- Linthicum, K., Logan, M., Bailey, C., Gordon, W., Peters, C., Monath, T., . . . Dohm, J. (1991). Venezuelan Equine Encephalomyelitis Virus Infection in Transmission by the Tick *Amblyomma cajennense* (Arachnida: Ixodidae). *Journal of Medical Entomology*, 28(3), 405-409.
- Lira-Olguin, A. Z., Guzmán-Cornejo, C., & Castillo-Martinez, L. (2015). Dípteros (Diptera: Streblidae) parásitos de murciélagos de cuevas de Chiapas, México. *Entomología Mexicana*, 2, 785-789.
- Loftis, A., Schriefer, M., Levin, M. L., Eremeeva, M., & Gilchrist, M. (2005). Detection of *Rickettsia*, *Borrelia*, and *Bartonella* in *Carios kelleyi* (Acari: Argasidae). *Journal of Medical Entomology*, 42(3), 473-480.
- Loomis, R. (1969). Chiggers (Acarina, Trombiculidae) from vertebrates of the Yucatán Peninsula, México. *Miscellaneous publication (University of Kansas. Museum of Natural History)*, 50, 1-22.
- Loomis, R., & Davis, R. M. (1965). The vampire bat in Sonora, with notes on other bats from southern Sonora. *Journal of Mammalogy*, 46, 497.
- Loomis, R., & Webb, J. P. (1969). A new species of *Speleocola* (Acarina: Trombiculidae), off a bat *Pizonyx vivesi*, from Baja California, México. *Bulletin of the Southern California Academy of Sciences*, 68(1).

- López-Vidal, J. C. (2004). Biología de *Tadarida brasiliensis* (Chiroptera, Molossidae) en la cueva "El Salitre", Metztlán, Hidalgo. Ciudad de México: Tesis de Maestría. Facultad de Ciencias, Universidad Nacional Autónoma de México.
- Lourenço, E., Patrício, P. M., & Pinheiro, d. M. (2014). Streblidae (Diptera) on bats (Chiroptera) in an area of Atlantic Forest, state of Rio de Janeiro. *Revista Brasileira de Parasitología Veterinaria*, 23(2), 164-170.
- Lourenço, E., Patrício, P., & Famadas, K. (2016). Community components of spinturnicid mites (Acari: Mesostigmata) parasitizing bats (Chiroptera) in the Tinguá Biological Reserve of Atlantic Forest of Brazil. *International Journal of Acarology*, 42(2), 63-69.
- Luque, J. L. (2008). Parásitos: ¿Componentes ocultos de la biodiversidad? *Biologist (Lima)*, 6(1), 5-7.
- Machado-Allison, C. (1965). Las especies Venezolanas del género *Periglischrus* Kolenati 1857 (Acarina, Mesostigmata Spinturnicidae). *Acta Biologica Venezuelica*, 4, 259-348.
- Machado-Allison, C. (1967). The Systematic Position of the bats *Desmodus* and *Chilonycteris*, Based on Host-parasite Relationships (Mammalia; Chiroptera). *Proceedings of the Biological Society of Washington*, 80, 223-226.
- Machado-Allison, C., & Antequera, R. (1969). Notas sobre Mesostigmata neotropicales V. Algunos datos sobre la distribución y huéspedes de los Spinturnicidae de Colombia (Acarina, Mesostigmata, Spinturnicidae). *Caldasia*, 10, 371-376.
- Magurran, A. E. (1988). *Ecological diversity and its measurement*. New Jersey: Princeton University Press.
- Marinkelle, C. J., & Grose, E. (1981). A list of ectoparasites of colombian bats. *Revista de Biología Tropical*, 29(1), 11-20.
- Marshall, A. (1982). Ecology of insects ectoparasitic on bats. En T. H. Kunz, *Ecology of Bats* (págs. 369-401). Plenum Press, Springer.
- Martins, F., Templeton, A., Pavan, A., Kohlbach, B., & Morgante, J. (2009). Phylogeography of the common vampire bat (*Desmodus rotundus*): Marked population structure, Neotropical Pleistocene vicariance and incongruence between nuclear and mtDNA markers. *BMC Evolutionary Biology*, 9(294), 1-13.
- Martins-Moras, L., Bernardi, L. F., Graciolli, G., & Gregorin, R. (2013). Bat flies (Diptera: Streblidae, Nycteribiidae) and mites (Acari) associated with bats (Mammalia:

- Chiroptera) in a high-altitude region in southern Minas Gerais, Brazil. *Acta Parasitológica*, 58(4), 556-563.
- Matheson, R. (1935). Three new species of ticks, *Ornithodoros* [sic] (Acarina, Ixodoidea). *Journal of Parasitology*, 21, 347-353.
- Mazza, S., & Jorg, M. (1939). Presencia de *Trichobius parasiticus* (Diptera, Acalipterae, Streblidae) sobre vampiros de Argentina. *Revista de la Misión de Estudios de Patología Regional Argentina*, 41, 87-93.
- Mendez, E. (1988). Parasites of vampire bats. En A. M. Greenhall, & U. Schmidt, *Natural History of Vampire Bats* (págs. 191-204). Nueva York: CRC Revivals.
- Mendoza-Uribe, L., & Chavez, J. (2003). New records of mites (Gamasida: Spinturnicidae) on peruvian bats (Chiroptera: Phyllostomidae). *Revista Biológica Tropical*, 51, 276-277.
- Mialhe, P. J. (2014). Preferential prey selection by *Desmodus rotundus* (E. Geoffroy 1810, Chiroptera, Phyllostomidae) feeding on domestic herbivores in the municipality of Sao Pedro SP. *Brazilian Journal of Biology*, 74(3), 579-584.
- Mitchell, C. G., Burns, R., & Kolz, A. (1973). Rastero del comportamiento nocturno de los murciélagos vampiros por radioteleetría. *Técnica Pecuaria*, 47-52.
- Møller, A. P. (2005). Parasitism and the regulation of host populations. En F. Thomas, F. Renaud, & J. Guégan, *Parasitism and ecosystems* (págs. 43-53). Oxford, UK: Oxford University Press.
- Monrand, S., & Poulin, R. (1998). Density, body mass and parasite species richness of terrestrial mammals. *Evolutionary Ecology*, 12, 717-727.
- Morales-Malacara, J. B. (1980). Ácaros ectoparásitos de murciélagos de cuevas del estado de Morelos. *Folia Entomológica Mexicana*, 45, 70-71.
- Morales-Malacara, J. B. (1981). *Contribución al conocimiento de los ácaros asociados a murciélagos de Morelos*. Ciudad de México: Universidad Nacional Autónoma de México, Tesis de Licenciatura.
- Morales-Malacara, J. B. (1996). Mesostigmatid (Mesostigmata) ectoparasites of bats in México. En R. Mitchel, D. J. Horn, G. R. Needham, & W. C. Welbourn, *Acarology IX* (págs. 105-108). Columbus, Ohio: Biological Survey.
- Morales-Malacara, J. B. (1998). *Ácaros Mesostigmata parásitos de Murciélagos de México*. Universidad Nacional Autónoma de México. Ciudad de México: Tesis de Doctorado

- Morales-Malacara, J. B. (2001). New morphological analysis of the bat wing mites of the genus *Periglischrus* (Acari: Spinturnicidae). En R. B. Halliday, D. E. Walter, H. C. Proctor, R. A. Norton, & M. J. Colloff, *Acarology: Proceedings of the 10th International Congress* (págs. 185-195). Melbourne: CSIRO Publishing.
- Morales-Malacara, J. B., Aldana, L., Reyes-Novelo, E., Almazán-Marín, C., Ruiz-Piña, H., Cuxim-Koyoc, A., Aguilar-Setién, A., Colín-Martínez, H., García-Estrada, C., Ojeda, M. (2018). Redescription of *Periglischrus herrerae* (Acari: Spinturnicidae) associated to *Desmodus rotundus* (Chiroptera: Phyllostomidae: Desmodontinae), with a description of adult female heteromorphism and an analysis of its variability throughout the Neotropics. *Journal of Medical Entomology*, 20(10), 1-17.
- Morand, S. (2015). (macro-) Evolutionary ecology of parasite diversity: From determinants of parasite species richness to host diversification. *International Journal for Parasitology: Parasites and Wildlife*, 4, 80-87.
- Moreno-Casasola, P., López, H. R., Infante, D. M., Espejel, I., & Jiménez, O. O. (2015). *Diagnóstico de las dunas costeras de México: Oaxaca*. INECOL.
- Morse, S., Olival, K., Kosoy, M., Billeter, S., Patterson, B., Dick, C., & Dittmar, K. (2012). Global distribution and genetic diversity of *Bartonella* in bat flies (Hippoboscoidea, Streblidae, Nycteribiidae). *Infection, Genetics and Evolution*, 12, 1717-1723.
- Moskaluk, A., Stuckey, M., Jaffe, D., Kasten, R., Aguilar-Setién, A., Olave-Leyva, J., . . . Chomel, B. (2018). Molecular Detection of *Bartonella* Species in Blood-Feeding Bat Flies from Mexico. *Vector-Borne and Zoonotic Diseases*, 20(20), 1-8.
- Moura de Souza, A. L., & Antonini, Y. (2011). Descriptive ecology of bat flies (Diptera: Hippoboscoidea) associated with vampire bats (Chiroptera: Phyllostomidae) in the cerrado of Central Brazil. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz*, 106(2), 170-176.
- Mullen, G. R., & O'Connor, B. M. (2019). Mites (Acari): Macronyssidae. En G. Mullen, & L. Durden, *Medical and Veterinary Entomology (Third Edition)* (págs. 533-602). Oxford: Academic Press.
- Nava, S., Beati, L., Labruna, M., Cáceres, A., Mangold, A., & Guglielmone, A. (2014). Reassessment of the taxonomic status of *Amblyomma cajennense* (Fabricius, 1787) with the description of three new species, *Amblyomma tonelliae* n. sp., *Amblyomma interandinum* n. sp. and *Amblyomma patinoi* n. sp., and reinstatement of *Amblyomma mixtum* Koch, 18. *Ticks and tick-borne diseases*, 5, 252-276.
- Nava, S., Mangold, A. J., & Guglielmone, A. (2006). The natural hosts for larvae and nymphs of *Amblyomma neumanni* and *Amblyomma parvum* (Acari: Ixodidae). *Experimental and Applied Acarology*, 40, 123-131.

- Nava, S., Szabo, M., Mangold, A., & Guglielmone, A. (2008). Distribution hosts, 16S rDNA sequences and phylogenetic position of the neotropical tick *Amblyomma parvum* (Acari: Ixodidae). *Annals of Tropical Medicine and Parasitology*, *102*, 409-425.
- Nekola, J., & White, P. (1999). The distance decay of similarity in biogeography and ecology. *Journal of Biogeography*, *26*, 867-878.
- Novaes, M., & Uieda, W. (2004). Abrigo diurno, composicao das colonias, dimorfismo sexual e reproducao do morcego hematofago *Desmodus rotundus* (Chiroptera: Phyllostomidae) no Estado Sao Paulo, Brasil. *Revista Brasileira de Zoologia*, *21*(3), 629-638.
- Pacheco, R., Echaide, I. E., Alves, R., Beletti, M., Nava, S., & Labruna, M. (2013). *Coxiella burnetii* in ticks. *Emerging Infectious Diseases*, *19*, 344-346.
- Palacios-Vargas, J., & Morales-Malacara, J. B. (1983). Biocenosis de algunas cuevas de Morelos. *Memoires de Biospeologie*, *10*, 163-169.
- Paterson, W., & Woo, P. (1984). The development of the culture and blood-stream forms of 3 *Trypanosoma* (*Schizotrypanum*) spp. (Protista, Zoomastigophorea) from bats in *Cimex lectularius* (Hemiptera, Cimicidae). *Canadian Journal of Zoology*, *62*, 1581-1587.
- Patterson, B., Dick, C., & Dittmar, K. (2007). Roosting habitats of bats affect their parasitism by bat flies (Diptera: Streblidae). *Journal of Tropical Ecology*, *23*, 177-189.
- Pearse, A. S. (1938). Insects from Yucatan Caves. En A. S. Pearse, *Fauna of the Caves of Yucatán* (Vol. 491, págs. 237-249). Carnegie Institution of Washington.
- Pérez, T. M., Guzmán-Cornejo, C., Montiel-Parra, G., Paredes-León, R., & Rivas, G. (2014). Biodiversidad de ácaros en México. *Revista Mexicana de Biodiversidad*, *85*, 399-407.
- Pérez-Tris, J. (2009). La parasitología ecológica en la era de la genética molecular. *Ecosistemas*, *18*(1), 52-59.
- Pesenti, T., Gomes, S., Rui, A., & Muller, G. (2014). Geographic variation in ectoparasitic mite diversity in *Tadarida brasiliensis* (Chiroptera, Molossidae). *Iheringia Série Zoologia*, *104*(4), 451-456.
- Pilosof, S., Dick, C., Korine, C., Patterson, B., & Krasnov, B. (2012). Effects of Anthropogenic Disturbance and Climate on Patterns of Bat Fly Parasitism. *PLoS ONE*, *7*(7), e41487.
- Poulin, R. (2014). Parasite biodiversity revisited: frontiers and constraints. *International Journal for Parasitology*, *44*, 581-589.

- Poulin, R. (1998). Comparison of Three Estimators of Species Richness in Parasite Component Communities. *Journal of Parasitology*, 84(3), 485-490.
- Poulin, R., Krasnov, B., Mouillot, D., & Thieltges, D. (2011). The Comparative ecology and biogeography of parasites. *Philosophical transactions of the Royal Society B*, 2379–2390.
- Presley, S. (2004). *Ectoparasitic Assemblages of paraguayan bats: ecological and evolutionary perspectives*. Texas: Tesis de doctorado. Texas Tech University.
- Quetglas, J., Noguera, J., Ibáñez, C., & Beaucournu, J. (2014). Presencia en la Península Ibérica de una pulga africana de murciélagos: *Rhinolophosylla unipunctata arabs* (Siphonaptera: Ischnopsyllidae) y otras nuevas citas de pulgas de murciélagos para España y Marruecos. *Galemys. Spanish Journal of Mammalogy*, 26, 41-47.
- Radovsky, F. (2010). Revision of genera of the parasitic mite family Macronyssidae (Mesostigmata: Dermanyssoidea) of the World. Chicago: Indira Publishing House.
- Radovsky, F. J. (1967). The Macronyssidae and Laelapidae (Acarina: Mesostigmata) parasitic on bats. *University of California Publications in Entomology*, 46, 237.
- Rahn, A., Eber, E., Reher, S., Ihlow, F., MacColl, A., & Bakker, T. (2016). Distribution of common stickleback parasites on North Uist, Scotland in relation to ecology and host traits. *Zoology*, 119, 395-402.
- Ramírez-Martínez, M., Ibarra-López, P., Iñiguez-Dávalos, I., Yuill, T., Orlova, M., & Reeves, W. (2016). New records of ectoparasitic Acari (Arachnida) and Streblidae (Diptera) from bats in Jalisco, Mexico. *Journal of Vector Ecology*, 41(2), 309-313.
- Reed, J., & Brennan, J. (1975). Subfamily Leeuwenhoekinae in the Neotropics (Acarina: Trombiculidae). En J. Brennan, & J. Reed, *A list of Venezuela chiggers, particularly of small mammalian hosts (Acarina: Trombiculidae)* (Vol. 20). Brigham Young University Science Bulletin, Biological series.
- Rios, G. F., Sá-Neto, R. J., & Graciolli, G. (2008). Fauna de Dípteros Parasitas de Morcegos em uma área de Caatinga do nordeste do Brasil. *Chiroptera Neotropical*, 14(1), 339-345.
- Rodríguez, Z., Moreira, E. C., Linardi, P. M., & Santos, H. A. (1999). Notes on the bat flea *Hormopsylla fosteri* (Siphonaptera: Ischnopsyllidae) infesting *Molossus abrasus* (Chiroptera). *Memorias do Instituto Oswaldo Cruz*, 727-728.
- Rojas, A., Jiménez, A., Vargas, M., Zumbado, M., & Herrero, M. (2008). Ectoparasites of the common vampire bat (*Desmodus rotundus*) in Costa Rica: Parasitism rates and Biogeographic trends. *Mastozoología Neotropical*, 15(2), 181-187.



- Rojas-Chaves, A. (2006). Ectoparásitos de *Desmodus rotundus* (Chiroptera: Phyllostomidae) en Costa Rica. Tesis de Licenciatura. Universidad Nacional de Costa Rica. Facultad de Ciencias de la Salud.
- Romero-Tejeda, M. L., Garcia-Prieto, L., Garrido-Olvera, L., & Pérez-Ponce de León, G. (2008). Estimation of the Endohelminth Parasite Species Richness in Freshwater Fishes from La Mintzita reservoir, Michoacán, México. *Journal of Parasitology*, 94, 288-292.
- Rózsa, L., Reiczigel, J., & Majoros, G. (2000). Quantifying Parasites in Samples of Hosts. *Journal of Parasitology*, 86(2), 228-232.
- Ryckman, R. (1956). Parasitic and Some Nonparasitic Arthropods From Bat Caves in Texas and México. *The American Midland Naturalist*, 56(1), 186-190.
- Ryss, Y. (2013). On the Contribution of Prof. Yu. S. Balashov to Fundamental Parasitology. *Entomological Review*, 93(9), 197-203.
- Salinas-Ramos, V. B., Herrera, G., & Morales-Malacara, J. B. (2019). Seasons influence acarine infestation in bats from tropical dry forests of Western México. *Mammalian Biology*, 96, 37-44.
- Salinas-Ramos, V., Zaldívar-Riverón, A., Rebollo-Hernández, A., & Herrera-M, G. (2017). Seasonal variation of bat-flies (Diptera: Streblidae) in four bat species from a tropical dry forest. *De Gruyter*, 1-11.
- Salvaudon, L. (2007). Genotype-specific interactions and the trade-off between host and parasite fitness. *BMC Evolutionary Biology*, 7, 189.
- Sánchez-Azofeifa, G., Quesada, M., Cuevas-Reyes, P., Castillo, A., & Sánchez-Montoya, G. (2009). Land cover and conservation in the area of influence of the Chamela-Cuixmala Biosphere Reserve, Mexico. *Forest Ecology and Management*, 258, 907-912.
- Sánchez-Cordero, V., Botello, F., Magalla-Cota, G., & Iglesias, J. (2010). Vampire bats, *Desmodus rotundus*, feeding on white-tailed deer, *Odocoileus virginianus*. *Mammalia*, 75(1), 1-2.
- Saraiva, D. G., Fournier, G. F., Martins, T. F., Leal, K. P., Vieira, F. N., Camara, E. M., Labruna, M. (2012). Ticks (Acari: Ixodidae) associated with terrestrial mammals in the state of Minas Gerais, southeastern Brazil. *Experimental Applied Acarology*, 58, 159-166.
- Saunders, R. C. (1975). Venezuelan Macronyssidae (Acarina: Mesostigmata). *Brigham Young University Science Bulletin, Biological Series*, 20(2), 75-89.

- Scheffer, K. C., Barroso, R., Iamamoto, K., & Mori, K. (2015). *Diphylla ecaudata* and *Diaemus youngi*, biology and behavior. *Acta Zoológica Mexicana*, 31, 436-445.
- Selakovic, S., Ruiters, P. C., & Heesterbeek, H. (2014). Infectious disease agents mediate interaction in food webs and ecosystems. *Proceedings of the Royal Society B*, 281, 1-10.
- Sheeler-Gordon, L., & Owen, R. (1999). Host tracking or resource tracking? The case of *Periglyphichrus* wing mites (Acarina: Spinturnicidae) of leafnosed bats (Chiroptera: Phyllostomidae) from Michoacan, Mexico. *Acta Zoologica Mexicana*, 76, 85-102.
- Shneider, M. C., Romijn, P. C., Uieda, W., Tamayo, H., da Silva, D., Belotto, A., Leanes, L. F. (2009). Rabies transmitted by vampire bats to humans: an emerging zoonotic disease in Latin America? *Revista Panamericana de Salud Pública*, 25, 260-269.
- Sikes, R. S. (2016). Guidelines of the American Society of Mammalogists for the use of wild mammals in research and education. *Journal of Mammalogy*, 97(3), 663-688.
- Smith, E. P., & van Belle, G. (1984). Nonparametric estimation of species richness. *Biometrics*, 40, 119-129.
- Soares, M. A., Gracioli, G., Máximo, D., Alcántara, C., Ribeiro, C. E., Valença, G., & Ferrari, S. (2013). Bat flies (Diptera: Streblidae) ectoparasites of bats at an Atlantic Rainforest site in northeastern Brazil. *Biota Neotrópica*, 13(2), 242-246.
- Sodre, M. M., da Gama, A. R., & Almeida, M. F. (2010). Updated list of bat species positive for rabies in Brazil. *The Revista do Instituto de Medicina Tropical de São Paulo*, 52, 75-81.
- Souza, A., Santos, F., Bastos, D., Sertorio, M., & Teixeira, J. (2018). Reproductive functions in *Desmodus rotundus*: A comparison between seasons in a morphological context. *PLOS ONE*, e0205023.
- Stiles, C. W., & Nolan, M. O. (1931). Key catalogue of parasites reported for Chiroptera (bats) with their possible public health importance. *Bulletin of Natural Institute of Health*(155), 603-742.
- Streicker, D., & Allgeier, J. (2016). Foraging choices of vampire bats in diverse landscapes: potential implications for land-use change and disease transmission. *Journal of Applied Ecology*, 53, 1280-1288.
- Suzán, G. (2005). Orden Chiroptera: Murciélago Vampiro. En G. Ceballos, & G. Oliva, *Los mamíferos silvestres de México* (págs. 165-166). Ciudad de México: CONABIO.

- Sweatman, G. K. (1971). Mites and Pentastomes. En J. W. Davis, & R. C. Anderson, *Parasitic diseases of wild mammals* (págs. 3-64). Ames: Iowa State University Press.
- Taddei, V. A., Goncalves, W. A., Pedro, W. J., Taddei, I., Kotait, W., & Arieta, C. (1991). Distribuição do morcego vampiro *Desmodus rotundus* no Estado de Sao Paulo e a raiva dos animais domésticos. Campinas: da CATI.
- Tarquino-Carbonell, A., Gutiérrez-Díaz, K., Galindo-Espinosa, E., Reinoso-Flórez, G., & Solari, S. (2015). Ectoparasites associated with bats in northeastern Tolima, Colombia. *Mastozoología Neotropical*, 22(2), 349-358.
- Tello-Mera, E., & Mandujano, S. (2016). Primer registro fotográfico de murciélagos hematófagos *Desmodus rotundus* (Chiroptera: Phyllostomidae) alimentándose de *Odocoileus virginianus* (Artiodactyla: Cervidae) en la Reserva de la Biosfera Tehuacán-Cuicatlán, México. *Mammalogy Notes*, 3(1), 16-19.
- ter Hofstede, H., Fenton, B. M., & Whitaker, J. O. (2004). Host and host-site specificity of bat flies (Diptera: Streblidae and Nycteribiidae) on Neotropical bats (Chiroptera). *Canadian Journal of Zoology*, 82, 616-626.
- The Entomological Society of Canada. (1991). Arthropod Ectoparasites of Vertebrates in Canada. *Bulletin*, 23(1), 1-11.
- Thornhill, R., & Fisher, C. (2013). The parasite-driven-wedge model of parapatric speciation. *Journal of Zoology*, 291, 23-33.
- Tilman, D. (1996). Biodiversity: population versus ecosystem stability. *Ecology*, 77, 350-363.
- Timm, R. M., Wilson, D. E., Clauson, B., LaVal, R., & Vaughan, C. S. (1989). *Mammals of the La Selva- Braulio Carrillo Complex, Costa Rica*. United States Department of the Interior Fish and Wildlife Service. Washington, DC: North American Fauna No. 75.
- Tipton, V. J., & Machado-Allison, C. (1972). Fleas of Venezuela. *Brigham Young University Science Bulletin, Biological Series*, 17(6), 1-121.
- Tirard, C., Berrebi, P., Raibaut, A., & Frenaud, F. (1993). Parasites as biological markers: evolutionary relationships in the heterospecific combination of helminths (Monogeneans) and teleosts (Gadidae). *Biological Journal of the Linnean Society*, 173-182.
- Tlapaya-Romero, L., Horváth, A., Gallina-Tessaro, S., Naranjo, E., & Gómez, B. (2015). Prevalencia y abundancia de moscas parásitas asociadas a una comunidad de murciélagos cavernícolas en La Trinitaria, Chiapas, México. *Revista Mexicana de Biodiversidad*, 86, 377-385.

- Tomassone, L., Gurtler, R., Ceballos, L., Orozco, M., Kitron, U., & Farber, M. (2008). Molecular detection of *Ehrlichia chaffeensis* in *Amblyomma parvum* ticks. *Emerging Infectious Diseases*, 14(12), 1953-1955.
- Tonn, R., & Arnold, K. (1963). Ectoparásitos de aves y mamíferos de Costa Rica. *Revista de Biología Tropical*, 11(2), 171-176.
- Trajano, E. (1996). Movements of Cave Bats in Southeastern Brazil, with Emphasis on the Population Ecology of the Common Vampire Bat, *Desmodus rotundus* (Chiroptera). *Biotropica*, 28(1), 121-129.
- Trejo, I. (2004). Clima. En A. J. Garía Mendoza, M. J. Ordóñez, & M. A. Briones-Salas, *Biodiversidad de Oaxaca* (págs. 67-85). Instituto de Biología UNAM, Fondo Oaxaqueño para la Conservación la Naturaleza.
- Trinidad Regional Virus Laboratory. (1958). Annual Report for 1958-five year summary. *Mimeographed*, 1-145.
- Trujillo-Pahua, L., & Ibañez-Bernal, S. (2018). New Geographical Records of Bat Flies (Diptera: Streblidae) Associated with Phyllostomid Bat Flies (Chiroptera: Phyllostomidae) in the West Highlands of México. *Journal of Medical Entomology*, 1-11.
- Uchikawa, K. (1987). Myobiid mites (Trombidiformes: Myobiidae) associated with the vampire bats (Chiroptera: Phyllostomatidae) and information on host taxonomy deduced from them. *The Journal of Parasitology*, 73, 640/645.
- Vercammen-Grandjean, P. H. (1964). Deux Trombiculidae larvaires parasites d'un Chiroptere du Guatemala (Acarina). *Acarologia*(6), 302-308.
- Vercammen-Grandjean, P. H. (1968). Revision of the genus *Myotrombicula* Womersley and Heaslip, 1943. *Acarología*, 5(1), 65-85.
- Vercammen-Grandjean, P. H., Watkins, S. G., & Beck, A. J. (1965). Revision of *Whartonia glenni* Brennan, 1962, an american bat parasite (Acarina: Leeuwenhoekiiidae). *Acarologia*, VII(3), 492-509.
- Villa, R. B. (1966). *Los murciélagos de México. Su Importancia en la Economía y la salubridad. Su clasificación Sistemática*. Universidad Nacional Autónoma de México: Instituto de Biología.
- Vomero, V. (1972). A new species of *Jamesonia* Dusbabek, 1967 (Acarina, Trombidiformes, Myobiidae) parasitic on the vampire bat *Desmodus rotundus*, with a description of the nymphal and larval stages. *Problem Attuali di Scienza et Cultura*, 171, 157-172.

- Wall, R., & Shearer, D. (1997). *Veterinary Entomology: Arthropod Ectoparasites of Veterinary Importance*. Berlin: Springer Netherlands.
- Walter, E. D., & Proctor, H. C. (2013). *Mites: Ecology, Evolution and Behavior: life at microscale. Second Edition*. New York: Springer.
- Webb, J. P., & Loomis, R. B. (1977). Ectoparasites. En R. J. Baker, J. K. Jones, & D. C. Carter, *Biology of bats of the new world family Phyllostomidae. Part II* (págs. 57-119). Special Publication Museum Texas Tech University.
- Webb, J., & Loomis, R. (1969). Another new species of *Speleocola* Lipovsky (Acarina: Trombiculidae) off chiropterans from Sonora, México. *Bulletin of the Southern California Academy of Sciences*, 68(2), 59-63.
- Webb, J., & Loomis, R. (1971). Trombiculid mites of the genus *Microtrombicula* (Acarina) from Costa Rica. *Contributions in Science, Los Angeles County Museum*(207), 1-15.
- Wenzel, R. L. (1970). Family streblidae. En S. P. Zoologia, *A Catalogue of the Diptera of the Americas South of the United States* (págs. 100.1-100.25). Museu de Zoologia, Universidade de Sao Paulo.
- Wenzel, R. L. (1976). The streblid batflies of Venezuela (Diptera: Streblidae). *Brigham Young University Science Bulletin, Biological Series*, 20(4), 1-175.
- Wenzel, R. L., Tipton, V. J., & Kiewlicz, A. (1966). The Streblid batflies of Panamá (Diptera Calypterae: Streblidae). En R. L. Wenzel, & V. J. Tipton, *Ectoparasites of Panamá* (págs. 405-675). Chicago: Field Museum of Natural History.
- Wharton, G. W., Jenkins, D., Brennan, J., Fuller, H., Kohls, I. M., & Philip, C. B. (1951). The terminology and classification of trombiculid mites (Acarina: Trombiculidae). *The Journal of Parasitology*, 37, 13-31.
- Whitaker, J. O., & Abrell, B. (1987). Notes on some ectoparasites from mammals of Paraguay. *Entomological News*, 98(4), 198-204.
- Whitaker, J. O., & Morales-Malacara, J. B. (2005). Ectoparasites and other associates (ectodytes) of mammals of México. En V. Sánchez-Cordero, & R. A. Medellín, *Contribuciones Mastozoológicas en homenaje a Bernardo Villa* (págs. 535-666). Ciudad de México: CONABIO.
- Whitaker, J. O., Ritzi, M., & Dick, W. (2009). Collecting and Preserving Bat Ectoparasites for Ecological Study. En T. H. Kunz, & S. Parsons, *Ecological and behavioral methods for the study of bats (2nd Edition)* (págs. 806-827). Baltimore, Maryland: John Hopkins University Press.

- Wilkinson, G. S. (1985). The social organization of the common vampire bat: II. Mating system, genetic structure, and relatedness. *Behavioral Ecology and Sociobiology*, 17, 111-121.
- Williamson, J. L., Wolf, C., Barrow, L. N., Baumann, M., Spencer, C. G., Schmitt, J., Witt, C. (2019). Ecology, not distance, explains community composition in parasites. *International Journal for Parasitology*, 49, 437-448.
- Wimsatt, W. A. (1969). Transient behavior, nocturnal activity patterns, and feeding efficiency of vampire bats (*Desmodus rotundus*) under natural conditions. *Journal of Mammalogy*, 50(2), 233-244.
- Wolinska, J., & King, K. C. (2009). Environment can alter selection in host-parasite interactions. *Cell Press: Trends in Parasitology*, 236-244.
- Womersley, H. (1945). Acarina of Australia and New Guinea. The family Leeuwenhoekidae. *Transactions of the Royal Society of South Australia*, 69, 96-113.
- Young, A. M. (1971). Foraging of vampire bats (*Desmodus rotundus*) in Atlantic wet lowland Costa Rica. *Revista de Biología Tropical*, 18, 73-88.
- Yunker, C. E. (1973). Mites. *Flynn*, 15, 425-450.
- Zajkowska, P., Moniuszko, H., & Makol, J. (2018). Host-parasite associations between bats (Mammalia:Chiroptera) and chiggers (Trombidiformes: Trombiculidae)- a review and checklist. *Annales Zoologici (Warszawa)*, 68(1), 97-178.
- Zarazúa-Carbajal, M., Saldaña-Vázquez, R., Sandoval-Ruiz, C., Stoner, K., & Benitez-Malvido, J. (2016). The specificity of host-bat fly interaction networks across vegetation and seasonal variation. *Parasitology Research*, 105, 4037-4044.
- Zarza, H., Martínez-Meyer, E., Suzán, G., & Ceballos, G. (2017). Geographic distribution of *Desmodus rotundus* in México under current and future climate change scenarios: Implications for bovine paralytic rabies infection. *Veterinaria México OA*, 4(3), 1-16.

## XI. Apéndices

**Apéndice 1.** Registros de ectosimbiontes sobre *D. rotundus* en América Latina.

Especie	Localidad	Fuente
<i>Ornithodoros azteci</i> Matheson, 1935	Panamá: Isla de Taboga	Matheson, 1935

	Trinidad	Trinidad Regional Virus Laboratory, 1958
	México: Morelos	Hoffmann, 1962
	México	Kohls <i>et al.</i> , 1965
	Trinidad: Diego Martin	Kohls <i>et al.</i> , 1965
	Panamá: Río Hato	Fairchild <i>et al.</i> , 1966
	Venezuela: Trujillo	Jones <i>et al.</i> , 1972
	Venezuela: Falcón	Jones <i>et al.</i> , 1972
	Venezuela: Yaracuy	Jones <i>et al.</i> , 1972
	Venezuela: Zulia	Jones <i>et al.</i> , 1972
	Colombia	Marinkelle & Grose, 1981
<i>Ornithodoros brodyi</i> Matheson, 1935	Panamá: Chilibre	Fairchild <i>et al.</i> , 1966
	México: Chiapas	Guzmán-Cornejo <i>et al.</i> , 2017
<i>Ornithodoros hasei</i> (Schulze, 1935)	Venezuela: Apure	Jones <i>et al.</i> , 1972
	Venezuela: Sucre	Jones <i>et al.</i> , 1972
	Venezuela: Yaracuy	Jones <i>et al.</i> , 1972
	Paraguay: Departamento Central	Presley, 2005 <sup>1</sup>
	Colombia: Tolima	Tarquino-Carbonell <i>et al.</i> , 2015
<i>Ornithodoros pavloskiella natalinus</i>	Colombia: Tolima	Tarquino-Carbonell <i>et al.</i> , 2015
<i>Ornithodoros peruvianus</i> Kohls, Clifford & Jones, 1969	Perú: Lima	Kohls <i>et al.</i> , 1969
<i>Ornithodoros rossi</i> Kohls, Sonnenshine & Clifford, 1965	Venezuela: Nueva Esparta	Jones <i>et al.</i> , 1972
	Colombia	Marinkelle & Grose, 1981
<i>Ornithodoros yumatensis</i> Cooley & Kohls, 1941	México: Chiapas	Kohls <i>et al.</i> , 1965
	México: Sinaloa	Kohls <i>et al.</i> , 1965
	México: Yucatán	Kohls <i>et al.</i> , 1965
	Venezuela: Monagas	Jones <i>et al.</i> , 1972
	Venezuela: Nueva Esparta	Jones <i>et al.</i> , 1972
	Venezuela: Zulia	Jones <i>et al.</i> , 1972
	Venezuela: T. F. Amazonas	Jones <i>et al.</i> , 1972
	México: Yucatán	Almazán-Marín, 2017
	México: Chiapas	Guzmán-Cornejo <i>et al.</i> , 2017

	México: SLP	Guzmán-Cornejo <i>et al.</i> , 2019
<i>Ornithodoros</i> sp. L	Venezuela: Carabobo	Jones <i>et al.</i> , 1972
<i>Ornithodoros</i> sp.	México: Colima	Hoffmann, 1944
	México: Chiapas	Hoffmann, 1944
	México: Guerrero	Hoffmann, 1944
	México: Puebla	Hoffmann, 1944
<i>Amblyomma mixtum</i> Koch, 1844	México: Yucatán	Almazán-Marín, 2017 <sup>19</sup>
<i>Amblyomma</i> sp. L	Venezuela: Trujillo	Jones <i>et al.</i> , 1972
<i>Ixodes</i> sp. N	Venezuela: Sucre	Jones <i>et al.</i> , 1972
<i>Whartonia nudosetosa</i> (Wharton, 1938)	Trinidad: Fontaine cave	Brennan & Jones, 1960
	México: Yucatán	Loomis, 1969
	Venezuela	Brennan & Reed, 1975
	Venezuela	Reed & Brennan, 1975
	Colombia	Marinkelle & Grose, 1981
	México: Yucatán	Almazán-Marín, 2017
<i>Wagenaaria ca. similis</i>	México: Yucatán	Almazán-Marín, 2017
<i>Eudusbabekia arganoi</i> (Vomero, 1972)	México: SLP	Vomero, 1972 <sup>2</sup>
	Guayana Francesa: Cayena	Dusbábek & Lukoschus, 1975
	Surinam: Baboenhol	Dusbábek & Lukoschus, 1975
	Surinam: Sumatraweg	Dusbábek & Lukoschus, 1975
	México: Morelos	Hoffmann <i>et al.</i> , 1980 <sup>2</sup>
	México: Morelos	Morales-Malacara, 1980
	México: Morelos	Palacios-Vargas & Morales-Malacara, 1983
	México: Morelos	Hoffmann <i>et al.</i> , 1986
	México: Guerrero	Uchikawa, 1987
	México: Yucatán	Almazán-Marín, 2017
<i>Beamerella acutascuta</i> Brennan, 1958	Surinam: Brownsberg	Brennan & Bronswijk, 1975
	Venezuela: Guárico	Brennan & Reed, 1975
<i>Beamerella</i> sp.	Colombia	Marinkelle & Grose, 1981
<i>Colicus colombiae</i> (Boshell et Kerr, 1942)	Trinidad: Diego Martin	Brennan & Jones, 1960 <sup>3</sup>
<i>Colicus exhumatus</i> (Brennan, 1970)	Trinidad: Diego Martin	Brennan, 1970
	Trinidad: Mandingo-Moruga	Brennan, 1970



<i>Eutrombicula alfreddugesi</i> (Oudemans, 1910)	México: Yucatán	Almazán-Marín, 2017
<i>Hoffmanniella beltrani</i> (Hoffmann, 1949)	Guatemala	Vercammen-Grandjean, 1964
<i>Hoffmanniella transsylvanica</i> Goff, 1988	Costa Rica: Puntarenas	Goff, 1988
<i>Hooperella saccopteryx</i> (Brennan & Jones, 1960)	Trinidad: Arima	Brennan & Jones, 1960
	Venezuela	Brennan & Reed, 1975
<i>Hooperella vesperuginis</i> (Brennan & Jones, 1960)	Trinidad: Arima	Brennan & Jones, 1960
	Trinidad: Blanchisseuse	Brennan & Jones, 1960
	Trinidad: Caigual	Brennan & Jones, 1960
	Trinidad: Caparo	Brennan & Jones, 1960
	Trinidad: Charuma	Brennan & Jones, 1960
	Trinidad: Granville	Brennan & Jones, 1960
	Trinidad: La Brea	Brennan & Jones, 1960
	Trinidad: Las Lomas	Brennan & Jones, 1960
	Trinidad: Manzanilla	Brennan & Jones, 1960
	Trinidad: Matura	Brennan & Jones, 1960
	Trinidad: Mayaro	Brennan & Jones, 1960
	Trinidad: Moruga	Brennan & Jones, 1960
	Trinidad: Nariva	Brennan & Jones, 1960
	Trinidad: Penal Rock	Brennan & Jones, 1960
	Trinidad: Plum Mitan	Brennan & Jones, 1960
	Trinidad: Radix - Mayaro	Brennan & Jones, 1960
	Trinidad: Rio Claro	Brennan & Jones, 1960
	Trinidad: San Rafael	Brennan & Jones, 1960
	Trinidad: Siparia	Brennan & Jones, 1960
	Trinidad: Tabaquite	Brennan & Jones, 1960
	Trinidad: Vega de Oropouche	Brennan & Jones, 1960
	Colombia	Marinkelle & Grose, 1981 <sup>4</sup>
	Bolivia: Guayaramerin	Brennan, 1970
<i>Hooperella vesperuginis</i> (Brennan & Jones, 1960)	Surinam: Baboenhol	Brennan & Bronswijk, 1975
	Surinam: Sumatraweg	Brennan & Bronswijk, 1975

	Venezuela	Brennan & Reed, 1975
	Nicaragua	Webb & Loomis, 1977
<i>Leptotrombidium panamense</i> (Ewing, 1925)	México: Yucatán	Almazán-Marín, 2017
<i>Loomisia desmodus</i> (Brennan & Dalmat, 1960)	Guatemala: Chimaltenango	Brennan & Dalmat, 1960 <sup>5</sup>
	Venezuela: Zulia	Brennan & Reed, 1972
	Venezuela	Brennan & Reed, 1975
	Nicaragua	Webb & Loomis, 1977
	México: Yucatán	Almazán-Marín, 2017
<i>Microtrombicula boneti</i> (Hoffmann, 1952)	México: Chiapas	Webb & Loomis, 1971
	Costa Rica: San José	Webb & Loomis, 1971
	Venezuela: Zulia	Brennan & Reed, 1975
	México	Webb & Loomis, 1977
<i>Microtrombicula carmenae</i> (Brennan & Jones, 1960)	Nicaragua: Rivas	Webb & Loomis, 1971
	Trinidad: Mayaro	Webb & Loomis, 1971
	Trinidad: Sangre Grande	Webb & Loomis, 1971
	Surinam: Sumatraweg	Brennan & Bronswijk, 1975
<i>Nycterinastes primus</i> Brennan & Reed, 1973	Venezuela: Bolívar	Brennan & Reed, 1973
<i>Parasoschoengastia megastyrax</i> (Brennan & Jones, 1960)	Trinidad: Caigual	Brennan & Jones, 1960 <sup>6</sup>
	Surinam: Baboehol	Brennan & Bronswijk, 1975 <sup>6</sup>
	Venezuela: Apure	Brennan & Reed, 1975 <sup>6</sup>
	Trinidad	Webb & Loomis, 1977 <sup>18</sup>
	Trinidad	Zakowska <i>et al.</i> , 2018 <sup>18</sup>
<i>Parasecia longicalcar</i> (Brennan & Jones, 1960)	Trinidad: La Brea	Brennan & Jones, 1960 <sup>7</sup>
	Trinidad: Tabaquite	Brennan & Jones, 1960
<i>Parasecia</i> sp.	México: Yucatán	Almazán-Marín, 2017
<i>Perates anophthalma</i> (Hoffmann, 1960)	México: CDMX	Hoffmann, 1960
	México: Sinaloa	Vercammen-Grandjean, 1968
	México: Yucatán	Loomis, 1969
	Panamá	Webb & Loomis, 1977
	México: Yucatán	Almazán-Marín, 2017 <sup>8</sup>
<i>Perissopalla barticonycteris</i> Brennan, 1969	Surinam: Baboehol	Brennan & Bronswijk, 1975
	Surinam: Sumatraweg	Brennan & Bronswijk, 1975
<i>Perissopalla exhumatus</i>	Trinidad	Webb & Loomis, 1977 <sup>18</sup>

<i>Perissopalla flagellisetula</i> Brennan & White, 1960	Guayana Francesa: Cayena	Brennan & Bronswijk, 1975
<i>Perissopalla ipeani</i> Brennan, 1969	México: Yucatán	Almazán-Marín, 2017
<i>Perissopalla precaria</i> (Brennan & Dalmat, 1960)	Guatemala: Chimaltenango	Brennan & Dalmat, 1960
	Guatemala: Chimaltenango	Brennan, 1969
	Venezuela	Brennan & Reed, 1975
	Trinidad	Webb & Loomis, 1977
	Guatemala: Chimaltenango	Goff & Brennan, 1982
	México: Yucatán	Almazán-Marín, 2017
<i>Speleocola davisi</i> Webb & Loomis, 1969	México: Sonora	Loomis & Davis, 1965 <sup>9</sup>
	México: Sonora	Webb & Loomis, 1969 <sup>10</sup>
	México	Webb & Loomis, 1977
	México: Yucatán	Almazán-Marín, 2017
<i>Speleocola secunda</i> Brennan & Jones, 1960	Trinidad: Matura	Loomis & Webb, 1969
	Trinidad	Webb & Loomis, 1977
	Surinam: Brownsberg	Brennan & Bronswijk, 1975
	Venezuela: Trujillo	Brennan & Reed, 1975
<i>Tecomatlana sandovali</i> Hoffmann, 1947	México	Webb & Loomis, 1977
<i>Trombicula pecari</i> Brennan & Jones, 1960	Trinidad: Caigual	Brennan & Jones, 1960
	<i>Trombicula ca. pecari</i>	México: Yucatán
<i>Chirnyssoides caparti</i> Fain, 1959	Panamá	Fain, 1962
<i>Paralabidocarpus desmodus</i> Fain, 1972	Surinam: Baboenthal	Fain, 1972
	Surinam: Baboenthal	Fain, 1973
<i>Chiroptonyssus venezolanus</i> (Vitzthum, 1932)	Venezuela	Saunders, 1975
<i>Macronyssoides kochi</i> (Fonseca, 1948)	Brasil	Radovsky, 1967
	Trinidad: Puerto España	Radovsky, 1967
	Venezuela	Saunders, 1975
	México: Michoacán	Morales-Malacara, 1998
<i>Macronyssus</i> sp.	Venezuela	Saunders, 1975
<i>Parichoronyssus euthystrum</i>	Paraguay: Departamento Central	Presley, 2005 <sup>1</sup>
<i>Parichoronyssus</i> n. sp. 1	Venezuela	Saunders, 1975
<i>Parichoronyssus</i> n. sp. 2	Venezuela	Saunders, 1975
<i>Parichoronyssus</i> n. sp. 3	México	Bassols de Barrera, 1979

<i>Parichoronyssus sclerus</i>	Paraguay: Departamento Central	Presley, 2005 <sup>1</sup>	
<i>Radfordiella desmodi</i> Radovsky, 1967	Guatemala: Chimaltenango	Radovsky, 1967	
	Panamá: Los Santos	Radovsky, 1967	
	Trinidad: Arima	Radovsky, 1967	
	Trinidad: Cedros	Radovsky, 1967	
	Trinidad: Freeport	Radovsky, 1967	
	Trinidad: Madinga- Moruga	Radovsky, 1967	
	Trinidad: Las Lomas	Radovsky, 1967	
	Trinidad: Plum Mitan	Radovsky, 1967	
	Trinidad: Siparia	Radovsky, 1967	
	Venezuela	Saunders, 1975	
	México	Bassols de Barrera, 1979	
	México: Morelos	Hoffmann <i>et al.</i> , 1980	
	México: Morelos	Morales-Malacara, 1980	
	México: Morelos	Palacios-Vargas & Morales-Malacara, 1983	
	México: Colima	García-Marquez, 1986	
	México: Morelos	Hoffmann <i>et al.</i> , 1986	
	Paraguay	Whitaker & Abrell, 1987	
	México: Querétaro	Morales-Malacara, 1996	
	México: Chiapas	Morales-Malacara, 1998	
	México: Nuevo León	Morales-Malacara, 1998	
	México: Puebla	Morales-Malacara, 1998	
	México: Querétaro	Morales-Malacara, 1998	
	México: Veracruz	Morales-Malacara, 1998	
	Brasil: Minas Gerais	Acevedo <i>et al.</i> , 2002	
	<i>Radfordiella desmodi</i> Radovsky, 1967	Paraguay: Departamento Central	Presley, 2005
		Costa Rica: Alajuela	Rojas <i>et al.</i> , 2008
		Costa Rica: Guanacaste	Rojas <i>et al.</i> , 2008
Costa Rica: Puntarenas		Rojas <i>et al.</i> , 2008	
Brasil: Rio de Janeiro		Almeida <i>et al.</i> , 2011	

	Colombia: Tolima	Tarquino-Carbonell <i>et al.</i> , 2015
	México: Yucatán	Herrera-Mares, 2017
	México: Yucatán	Almazán-Marín, 2017
<i>Radfordiella</i> sp.	Venezuela	Saunders, 1975
<i>Radfordiella oudemansi</i> Fonseca, 1948	Brasil: Sao Paulo	Fonseca, 1948
<i>Periglischrus acutisternus</i> Machado-Allison, 1964	Venezuela	Herrin & Tipton, 1975
<i>Periglischrus caligus</i> Kolenati, 1857	Venezuela	Herrin & Tipton, 1975
	México: Michoacán	Morales-Malacara, 1998
<i>Periglischrus gameroi</i> Machado-Allison & Anteguera, 1971	Venezuela	Herrin & Tipton, 1975
<i>Periglischrus herrerae</i> Machado-Allison, 1965	Venezuela: Miranda	Machado-Alisson, 1965
	Venezuela: Monagas	Machado-Alisson, 1965
	Panamá: Chiriquí	Furman, 1966 <sup>11</sup>
	Panamá: Los Santos	Furman, 1966 <sup>11</sup>
	Trinidad: Arima	Furman, 1966 <sup>11</sup>
	Trinidad: La Brea	Furman, 1966 <sup>11</sup>
	Costa Rica: Cartago	Casebeer, 1966
	Costa Rica: Guanacaste	Casebeer, 1966
	Costa Rica: Limon	Casebeer, 1966
	Costa Rica: Puntarenas	Casebeer, 1966
	Costa Rica: San José	Casebeer, 1966
	Colombia: Cundinamarca	Machado-Alisson & Anteguera, 1969
	Colombia: Antioquia	Machado-Alisson & Anteguera, 1969
	Venezuela	Herrin & Tipton, 1975
	México	Bassols de Barrera, 1979
	México: Morelos	Hoffmann <i>et al.</i> , 1980
	México: CDMX	Bassols, 1981
	Colombia	Marinkelle & Grose, 1981
	México: Morelos	Morales-Malacara, 1981
	<i>Periglischrus herrerae</i> Machado-Allison, 1965	México: Morelos
México: Morelos		Hoffmann <i>et al.</i> , 1986
Brasil: Cerrado		Gettinger & Gribel, 1989
México: Querétaro		Morales-Malacara, 1996
México: Guerrero		Morales-Malacara, 1998

	México: Michoacán	Morales-Malacara, 1998
	México: Puebla	Morales-Malacara, 1998
	México: Yucatán	Morales-Malacara, 1998
	México: Michoacán	Sheeler-Gordon & Owen, 1999
	Perú: Inca	Mendoza-Uribe & Chávez Chorocco, 2003
	Paraguay: Departamento Central	Presley, 2005
	Costa Rica: Guanacaste	Rojas <i>et al.</i> , 2008
	Brasil: Rio de Janeiro	Almeida <i>et al.</i> , 2011
	Brasil: Mato Grosso	Lima-Silva & Graciolli, 2013
	Colombia: Tolima	Tarquino-Carbonell <i>et al.</i> , 2015
	México: Yucatán	Almazán-Marín, 2017
	México: CDMX	Morales-Malacara <i>et al.</i> , 2018 <sup>12</sup>
	México: Michoacán	Morales-Malacara <i>et al.</i> , 2018
	México: Oaxaca	Morales-Malacara <i>et al.</i> , 2018
	México: Querétaro	Morales-Malacara <i>et al.</i> , 2018
	México: Yucatán	Morales-Malacara <i>et al.</i> , 2018
	Paraguay: Sapucay	Morales-Malacara <i>et al.</i> , 2018
	Panamá: Juan Mina	Morales-Malacara <i>et al.</i> , 2018
	Perú: Atico	Morales-Malacara <i>et al.</i> , 2018
	Perú: Callao	Morales-Malacara <i>et al.</i> , 2018
	Trinidad	Morales-Malacara <i>et al.</i> , 2018
<i>Periglischrus iheringi</i> Oudemans, 1902	Panamá: Chiriquí	Furman, 1966
	Panamá: Bocas del Toro	Furman, 1966
	México: Guerrero	Kingston <i>et al.</i> , 1971
	Venezuela	Herrin & Tipton, 1975

	México: Michoacán	Sheeler-Gordon & Owen, 1999
	Brasil: Rio de Janeiro	Lourenco <i>et al.</i> , 2016
<i>Periglischrus ojastii</i> Machado-Allison, 1964	México	Bassols de Barrera, 1979
	Venezuela	Herrin & Tipton, 1975
	México: Michoacán	Morales-Malacara, 1998
<i>Periglischrus tonatii</i> Herrin & Tipton, 1975	Venezuela	Herrin & Tipton, 1975
<i>Periglischrus torrealbai</i> Machado-Allison, 1965	Venezuela	Herrin & Tipton, 1975
<i>Periglischrus vargasi</i> Hoffmann, 1944	México: Tabasco	Ryckman, 1956
<i>Basilia ferrisi</i> Stekhoven, 1931	Venezuela: Monagas	Guimarães, 1972 <sup>1</sup>
<i>Aspidoptera falcata</i> Wenzel, 1976	Perú: Lima	Claps <i>et al.</i> , 2005
	Brasil: Mato Grosso del Sur	Carvalho, 2007 <sup>1</sup>
<i>Aspidoptera phyllostomatis</i> (Perty, 1833)	Argentina: Santa Fe	García, 1959
	Brasil: Mato Grosso del Sur	Eriksson <i>et al.</i> , 2011
<i>Aspidoptera delatorrei</i> Wenzel, 1966	Colombia	Marinkelle & Grose, 1981
	México: Yucatán	Almazán-Marín, 2017 <sup>1</sup>
<i>Nycterophilia natali</i> Wenzel, 1966	México: Puebla	González-Ávalos, 2014
<i>Nycterophilia coxata</i> Ferris, 1916	México	Hoffmann, 1953
<i>Nycterophilia</i> sp.	Colombia	Marinkelle & Grose, 1981
<i>Mastoptera</i> sp. (Complejo <i>minuta</i> )	Venezuela	Wenzel, 1976 <sup>1</sup>
<i>Mastoptera minuta</i> (Costa-Lima, 1921)	Colombia: Sucre	Durán <i>et al.</i> , 2017 <sup>1</sup>
<i>Megistopoda aranea</i> (Coquillet, 1899)	Argentina: Jujuy	García, 1959 <sup>1</sup>
	Panamá: Bocas del Toro	Wenzel <i>et al.</i> , 1966
	Venezuela	Wenzel, 1976 <sup>1</sup>
	Perú: Lima	Claps <i>et al.</i> , 2005
	México: Jalisco	Hernández-Martínez <i>et al.</i> , 2018
<i>Megistopoda proxima</i> (Séguy, 1926)	*	Guerrero, 1997
	Brasil: Mato Grosso del Sur	Carvalho, 2007 <sup>1</sup>
	México: Yucatán	Almazán-Marín, 2017 <sup>1</sup>
	México: Michoacán	Trujillo-Pahua e Ibáñez-Bernal, 2018
<i>Paradyschiria curvata</i> Wenzel, 1976	Venezuela: Apure	Wenzel, 1976 <sup>1</sup>

<i>Paratrichobius dunni</i> (Curran, 1935)	Venezuela: T. F. Amazonas	Wenzel, 1976 <sup>1</sup>
	*	Guerrero, 1997
<i>Paratrichobius longicrus</i> (Miranda-Ribeiro, 1907)	Venezuela: Apure	Wenzel, 1976 <sup>1</sup>
	*	Guerrero, 1997
<i>Speiseria ambigua</i> Kessel, 1925	Panamá: Guánico	Wenzel <i>et al.</i> , 1966
	Colombia: Sucre	Durán <i>et al.</i> , 2017 <sup>1</sup>
<i>Strebla consocia</i> Wenzel, 1966	Venezuela: T. F. Amazonas	Wenzel, 1976 <sup>13</sup>
<i>Strebla diphyllae</i> Wenzel, 1966	Guatemala: Santa Rosa	Wenzel <i>et al.</i> , 1966
	Guatemala: Sololá	Wenzel <i>et al.</i> , 1966
<i>Strebla guajiro</i> (Garcia & Casal, 1965)	Panamá: Chiriquí	Wenzel <i>et al.</i> , 1966 <sup>14</sup>
	Panamá: Bocas del Toro	Wenzel <i>et al.</i> , 1966 <sup>14</sup>
	Venezuela	Wenzel, 1976 <sup>1</sup>
	Venezuela: Bolívar	Guerrero, 1996
<i>Strebla hertigi</i> Wenzel, 1966	Panamá: Los Santos	Wenzel <i>et al.</i> , 1966
	El Salvador: La Libertad	Wenzel <i>et al.</i> , 1966
<i>Strebla mirabilis</i> (Waterhouse, 1879)	México: Yucatán	Pearse, 1938 <sup>15</sup>
	México: Guerrero	Hoffmann, 1944 <sup>16</sup>
	México: Oaxaca	Hoffmann, 1944 <sup>16</sup>
	México: Puebla	Hoffmann, 1944 <sup>16</sup>
	Trinidad	Jobling, 1949 <sup>16</sup>
	México: Oaxaca	Hoffman, 1953 <sup>16</sup>
	México: SLP	Hoffman, 1953 <sup>16</sup>
	Costa Rica: Limón	Tonn & Arnold, 1963 <sup>16</sup>
	Perú	Webb & Loomis, 1977 <sup>18</sup>
	Brasil: Rio de Janeiro	Almeida <i>et al.</i> , 2011
	Brasil: Distrito Federal	Moura de Souza & Antonini, 2011
	Brasil: Minas Gerais	Martins-Moras <i>et al.</i> , 2013
	Colombia: Sucre	Durán <i>et al.</i> , 2017
	<i>Strebla wiedemanni</i> Kolenati, 1856	Brasil: Pernambuco
*		Kolenati, 1856
Perú: Callao		Kessel, 1924 <sup>16</sup>
Perú: Callao		Kessel, 1925 <sup>16</sup>
*		Stiles & Nolan, 1938
Trinidad		Jobling, 1949 <sup>17</sup>
Argentina: Córdoba		García & Casal, 1965 <sup>16</sup>



Brasil: Sao Paulo	García & Casal, 1965 <sup>16</sup>
Colombia	Wenzel <i>et al.</i> , 1966 <sup>17</sup>
Ecuador	Wenzel <i>et al.</i> , 1966 <sup>17</sup>
El Salvador	Wenzel <i>et al.</i> , 1966 <sup>17</sup>
Honduras: Atlántida	Wenzel <i>et al.</i> , 1966 <sup>17</sup>
Honduras: Copán	Wenzel <i>et al.</i> , 1966 <sup>17</sup>
Honduras: Lempira	Wenzel <i>et al.</i> , 1966 <sup>17</sup>
México	Wenzel <i>et al.</i> , 1966 <sup>17</sup>
Panamá: Bocas del Toro	Wenzel <i>et al.</i> , 1966 <sup>17</sup>
Panamá: Chiriquí	Wenzel <i>et al.</i> , 1966 <sup>17</sup>
Panamá: Darién	Wenzel <i>et al.</i> , 1966 <sup>17</sup>
Panamá: Isla de Taboga	Wenzel <i>et al.</i> , 1966 <sup>17</sup>
Panamá: La Chorrera	Wenzel <i>et al.</i> , 1966 <sup>17</sup>
Panamá: Los Santos	Wenzel <i>et al.</i> , 1966 <sup>17</sup>
Panamá: Paraíso	Wenzel <i>et al.</i> , 1966 <sup>17</sup>
Perú	Wenzel <i>et al.</i> , 1966 <sup>17</sup>
Surinam	Wenzel <i>et al.</i> , 1966 <sup>17</sup>
Trinidad	Wenzel <i>et al.</i> , 1966 <sup>17</sup>
Venezuela	Wenzel <i>et al.</i> , 1966 <sup>17</sup>
Venezuela: Apure	Wenzel, 1976
Venezuela: Barinas	Wenzel, 1976
Venezuela: Bolívar	Wenzel, 1976
Venezuela: Carabobo	Wenzel, 1976
Venezuela: Distrito Federal	Wenzel, 1976
Venezuela: Falcón	Wenzel, 1976
Venezuela: Guárico	Wenzel, 1976
Venezuela: Lara	Wenzel, 1976
Venezuela: Miranda	Wenzel, 1976
Venezuela: Monagas	Wenzel, 1976
Venezuela: Nueva Esparta	Wenzel, 1976
Venezuela: Sucre	Wenzel, 1976
Venezuela: Trujillo	Wenzel, 1976
Venezuela: Yaracuy	Wenzel, 1976
Venezuela: Zulia	Wenzel, 1976

*Strebla wiedemannii* Kolenati, 1856

	México	Webb & Loomis, 1977 <sup>18</sup>
	Colombia	Marinkelle & Grose, 1981
	Costa Rica: Puerto Viejo	Timm <i>et al.</i> , 1989
	Bolivia: Beni	Guerrero, 1996
	Brasil: Para	Guerrero, 1996
	Venezuela: Bolívar	Guerrero, 1996
	Venezuela: Carabobo	Guerrero, 1996
	Venezuela: Distrito Federal	Guerrero, 1996
	Venezuela: Guárico	Guerrero, 1996
	Venezuela: Lara	Guerrero, 1996
	Venezuela: Miranda	Guerrero, 1996
	Venezuela: Monagas	Guerrero, 1996
	El Salvador	Guerrero, 1997
	Brasil: Minas Gerais	Komeno & Linhares, 1999
	Belice: Orange Walk	ter Hofstede <i>et al.</i> , 2004
	Perú: Lima	Claps <i>et al.</i> , 2005
	Paraguay: Alto Paraguay	Dick & Gettinger, 2005
	Paraguay: Amambay	Dick & Gettinger, 2005
	Paraguay: Concepción	Dick & Gettinger, 2005
	Paraguay: Departamento Central	Presley, 2005
	Brasil: Mato Grosso del Sur	Carvalho, 2007
	Costa Rica: Alajuela	Rojas <i>et al.</i> , 2008
	Costa Rica: Guanacaste	Rojas <i>et al.</i> , 2008
	Brasil: Bahía	Rios <i>et al.</i> , 2008
<i>Strebba wiedemannii</i> Kolenati, 1856	Brasil: Mato Grosso del Sur	Eriksson <i>et al.</i> , 2011
	Brasil: Distrito Federal	Moura de Souza & Antonini, 2011
	México: Puebla	Barrientos, 2012 <sup>17</sup>
	Honduras: Atlántida	Dick, 2013
	Honduras: Francisco Morazon	Dick, 2013

	Honduras: Lempira	Dick, 2013
	Honduras: Valle	Dick, 2013
	México: Puebla	González-Ávalos, 2014
	Brasil: Rio de Janeiro	Lourenco <i>et al.</i> , 2014
	México: Yucatán	Cuxim-Koyoc <i>et al.</i> , 2015
	México: Chiapas	Lira-Olguin <i>et al.</i> , 2015
	Brasil: Paraíba	Barbier <i>et al.</i> , 2016
	México: Yucatán	Almazán-Marín, 2017
	México: Yucatán	Bolívar-Cimé <i>et al.</i> , 2017
	Colombia: Sucre	Durán <i>et al.</i> , 2017
	Brasil: Pernambuco	Barbier <i>et al.</i> , 2018
	México: Veracruz	Cuxim-Koyoc <i>et al.</i> , 2018
	Brasil: Paraíba	Barbier <i>et al.</i> , 2019
<i>Trichobioides perspicillatus</i> (Pessôa & Galvão, 1937)	Trinidad	Trinidad Regional Virus Laboratory, 1958
	Panamá: Los Santos	Wenzel <i>et al.</i> , 1966
	Trinidad	Webb & Loomis, 1977
<i>Trichobius caecus</i> Edwards, 1918	Venezuela: Amazonas	Wenzel, 1976 <sup>1</sup>
	Venezuela: Monagas	Wenzel, 1976 <sup>1</sup>
<i>Trichobius costalimai</i> Guimarães, 1938	Panamá: Los Santos	Wenzel <i>et al.</i> , 1966
	Venezuela	Wenzel, 1976
	Colombia: Sucre	Durán <i>et al.</i> , 2017 <sup>1</sup>
<i>Trichobius diaemi</i> Wenzel, 1976	Venezuela: Carabobo	Guerrero, 1995
<i>Trichobius dugesii</i> Townsend, 1891	México: Yucatán	Pearse, 1938
	Trinidad	Jobling, 1949
	México	Hoffman, 1953
	Trinidad	Trinidad Regional Virus Laboratory, 1958
	México: Veracruz	Cuxim-Coyoc <i>et al.</i> , 2018
<i>Trichobius dugesioides</i> Wenzel, 1966	Venezuela: Apure	Wenzel, 1976
	Venezuela: Bolívar	Guerrero, 1995
	Brasil: Sao Paulo	Bertola <i>et al.</i> , 2005
	Brasil: Rio de Janeiro	Almeida <i>et al.</i> , 2011
<i>Trichobius furmani</i> Wenzel, 1966	Perú: Puno	Wenzel <i>et al.</i> , 1966 <sup>1</sup>
	Perú: Junín	Wenzel <i>et al.</i> , 1966
	Colombia	Marinkelle & Grose, 1981
	Brasil: Cerrado	Coimbra <i>et al.</i> , 1984

	Bolivia: Beni	Guerrero, 1995
	Perú: Huánuco	Guerrero, 1995
	Brasil: Rio de Janeiro	Almeida <i>et al.</i> , 2011
	Brasil: Distrito Federal	Moura de Souza & Antonini, 2011
	Brasil: Rio de Janeiro	Lorenco <i>et al.</i> , 2014
<i>Trichobius galei</i> Wenzel, 1966	México: Chiapas	Lira-Olguin <i>et al.</i> , 2015 <sup>1</sup>
<i>Trichobius joblingi</i> Wenzel, 1966	Panamá: Bocas del Toro	Wenzel <i>et al.</i> , 1966
	Panamá: Los Santos	Wenzel <i>et al.</i> , 1966
	Trinidad	Wenzel <i>et al.</i> , 1966
	Venezuela	Wenzel, 1976
	Colombia	Marinkelle & Grose, 1981
	Brasil: Sao Paulo	Bertola <i>et al.</i> , 2005
	Brasil: Rio de Janeiro	Almeida <i>et al.</i> , 2011
	México: Chiapas	Tlapaya-Romero <i>et al.</i> , 2015
	Colombia: Sucre	Durán <i>et al.</i> , 2017
<i>Trichobius johnsonae</i> Wenzel, 1966	México: Puebla	González-Ávalos, 2014
	México: Jalisco	Zarazúa-Carbajal <i>et al.</i> , 2016
<i>Trichobius longipes</i> Rudow, 1871	Venezuela: Guárico	Wenzel, 1976
<i>Trichobius parasiticus</i> Gervais, 1844	Guayana Francesa	Gervais, 1844
	México: Yucatán	Pearse, 1938
	Argentina: El Rabón	Mazza & Jorg, 1939
	Argentina: Santa Fe	Mazza & Jorg, 1939
	Brasil	Mazza & Jorg, 1939
	México: Guerrero	Hoffmann, 1944
	México: Oaxaca	Hoffmann, 1944
	México: Puebla	Hoffmann, 1944
	México: SLP	Hoffmann, 1944
	Trinidad	Jobling, 1949
	Argentina: Salta	Romaña & Abalos, 1950
	Argentina: Tucuman	Romaña & Abalos, 1950
	México: Oaxaca	Hoffman, 1953
	México: SLP	Hoffman, 1953
	México: Chiapas	Kuns & Tashian, 1954
	México: Tabasco	Ryckman, 1956
	México: Guerrero	Barrera, 1958

	Argentina: Tucuman	García, 1959
	Costa Rica: Limón	Tonn & Arnold, 1963
	Panamá: Bocas del Toro	Wenzel <i>et al.</i> , 1966
	Panamá: Chilibre	Wenzel <i>et al.</i> , 1966
	Panamá: Chiriquí	Wenzel <i>et al.</i> , 1966
	Panamá: Los Santos	Wenzel <i>et al.</i> , 1966
	Panamá: Red tank	Wenzel <i>et al.</i> , 1966
	México	Wenzel <i>et al.</i> , 1966
	Surinam	Wenzel <i>et al.</i> , 1966
	Venezuela	Wenzel <i>et al.</i> , 1966
	Costa Rica	Wenzel <i>et al.</i> , 1966
	Colombia	Wenzel <i>et al.</i> , 1966
	Guatemala	Wenzel <i>et al.</i> , 1966
	Trinidad	Wenzel <i>et al.</i> , 1966
	Brasil	Wenzel <i>et al.</i> , 1966
	El Salvador	Wenzel <i>et al.</i> , 1966
	Honduras: Lempira	Wenzel, 1970
	Venezuela: Apure	Wenzel, 1976
<i>Trichobius parasiticus</i> Gervais, 1844	Venezuela: Barinas	Wenzel, 1976
	Venezuela: Bolívar	Wenzel, 1976
	Venezuela: Carabobo	Wenzel, 1976
	Venezuela: Distrito Federal	Wenzel, 1976
	Venezuela: Falcón	Wenzel, 1976
	Venezuela: Guajira	Wenzel, 1976
	Venezuela: Guárico	Wenzel, 1976
	Venezuela: Lara	Wenzel, 1976
	Venezuela: Miranda	Wenzel, 1976
	Venezuela: Monagas	Wenzel, 1976
	Venezuela: Nueva Esparta	Wenzel, 1976
	Venezuela: Sucre	Wenzel, 1976
<i>Trichobius parasiticus</i> Gervais, 1844	Venezuela: T. F. Amazonas	Wenzel, 1976
	Venezuela: Trujillo	Wenzel, 1976
	Venezuela: Yaracuy	Wenzel, 1976
	Venezuela: Zulia	Wenzel, 1976
	México	Webb & Loomis, 1977 <sup>18</sup>

México: Morelos	Hoffmann <i>et al.</i> , 1980
Colombia	Marinkelle & Grose, 1981
México: Morelos	Palacios-Vargas & Morales-Malacara, 1983
México: Morelos	Hoffmann <i>et al.</i> , 1986
Paraguay	Whitaker & Abrell, 1987
Costa Rica: Puerto Viejo	Timm <i>et al.</i> , 1989
Bolivia: Beni	Guerrero, 1995
México: Yucatán	Guerrero, 1995
Panamá: Zona del Canal	Guerrero, 1995
Perú: Pasco	Guerrero, 1995
Venezuela: Anzoátegui	Guerrero, 1995
Venezuela: Bolívar	Guerrero, 1995
Venezuela: Carabobo	Guerrero, 1995
Venezuela: Cojedes	Guerrero, 1995
Venezuela: Guárico	Guerrero, 1995
Venezuela: Lara	Guerrero, 1995
Venezuela: Randa	Guerrero, 1995
Venezuela: Monagas	Guerrero, 1995
Venezuela: T. F. Amazonas	Guerrero, 1995
Argentina: Tucuman	Autino <i>et al.</i> , 1999
Panamá: Changuinola	Autino <i>et al.</i> , 1999
Trinidad: Jujuy	Claps <i>et al.</i> , 2000
Belice: Orange Walk	ter Hofstede <i>et al.</i> , 2004
Paraguay: Alto Paraguay	Dick & Gettinger, 2005
Paraguay: Amambay	Dick & Gettinger, 2005
Paraguay: Concepción	Dick & Gettinger, 2005
Paraguay: Cordillera	Dick & Gettinger, 2005
Paraguay: Departamento Central	Presley, 2005
Brasil: Mato Grosso del Sur	Carvalho, 2007

*Trichobius parasiticus* Gervais, 1844

	Costa Rica: Alajuela	Rojas <i>et al.</i> , 2008
	Costa Rica: Cartago	Rojas <i>et al.</i> , 2008
	Costa Rica: Guanacaste	Rojas <i>et al.</i> , 2008
	Costa Rica: Puntarenas	Rojas <i>et al.</i> , 2008
	Brasil: Bahía	Rios <i>et al.</i> , 2008
	Argentina: Salta	Autino <i>et al.</i> , 2009
	Argentina: Tucuman	Autino <i>et al.</i> , 2009
	Brasil: Distrito Federal	Moura de Souza & Antonini, 2011
	México: Puebla	Barrientos, 2012
	Honduras: Atlántida	Dick, 2013
	Honduras: Francisco Morazon	Dick, 2013
	Honduras: Lempira	Dick, 2013
	Honduras: Valle	Dick, 2013
	Brasil: Pernambuco	Soares <i>et al.</i> , 2013
	México: Puebla	González-Ávalos, 2014
	México: Yucatán	Cuxim-Koyoc <i>et al.</i> , 2015
	México: Chiapas	Lira-Olguin <i>et al.</i> , 2015
	Colombia: Tolima	Tarquino-Carbonell <i>et al.</i> , 2015
	México: Jalisco	Ramírez-Martínez <i>et al.</i> , 2016
	México: Yucatán	Almazán-Marín, 2017
	México: Yucatán	Bolívar-Cimé <i>et al.</i> , 2017
	Colombia: Sucre	Durán <i>et al.</i> , 2017
	Brasil: Pernambuco	Barbier <i>et al.</i> , 2018
	Colombia: Córdoba	Calonge-Camargo & Pérez- Torres, 2018
	México: Veracruz	Cuxim-Koyoc <i>et al.</i> , 2018
	México: Jalisco	Hernández-Martínez <i>et al.</i> , 2018
	México: Michoacán	Trujillo-Pahua e Ibáñez- Bernal, 2018
	Brasil: Paraíba	Barbier <i>et al.</i> , 2019
<i>Trichobius sphaeronotus</i> Jobling, 1939	México	Hoffman, 1953
<i>Trichobius tiptoni</i> Wenzel, 1976	Venezuela: Barinas	Wenzel, 1976
<i>Trichobius uniformis</i> Curran, 1935	Panamá: Bocas del Toro	Wenzel <i>et al.</i> , 1966
<i>Trichobius yunkeri</i> Wenzel, 1966	México: Puebla	González-Ávalos, 2014

<i>Hormopsylla fosteri</i> (Rothschild, 1903)	Brasil	Rodríguez <i>et al.</i> , 1999 <sup>18</sup>
<i>Polygenis klagesi klagesi</i> (Rothschild, 1904)	Venezuela: T. F. Amazonas	Tipton & Machado-Allison, 1972 <sup>1</sup>
<i>Rhopalopsyllus australis</i> (Rothschild, 1904)	Venezuela: Monagas	Tipton & Machado-Allison, 1972

**Cuadro X.** Artropodofauna registrada en *Desmodus rotundus* con su distribución geográfica.

- Familia Argasidae
- Familia Ixodidae
- Familia Leeuwenhoeekiidae
- Familia Myobiidae
- Familia Trombiculidae
- Familia Sarcoptidae
- Familia Chirodiscidae
- Familia Macronyssidae
- Familia Spinturnicidae
- Familia Nycteriibidae
- Familia Streblidae
- Familia Ischnopsyllidae
- Familia Rhopalopsyllidae

\*Ubicación desconocida

<sup>1</sup>Accidental

<sup>2</sup>Reportada como *Jamesonia arganoi*

<sup>3</sup>Reportada como *Euschongastia colombiae*

<sup>4</sup>Reportada como *Trombicula vesperuginis*

<sup>5</sup>Reportada como *Euschoengastia desmodus*

<sup>6</sup>Reportada como *Euschoengastia megastyrax*

<sup>7</sup>Reportada como *Trombicula longicalcar*

<sup>8</sup>Reportada *Euschongastia anops*

<sup>9</sup>Reportada como *Speleocola secunda*

<sup>10</sup>Corrección de especie, pero mismo ejemplar de Loomis y Davis

<sup>11</sup>Reportada como *Periglischrus desmodus*

<sup>12</sup>Corrección de especie reportada como *Spinturnix ewingia* por Morales-Malacara *et al.*, 2018

<sup>13</sup>Invalidación del epíteto *consocius*

<sup>14</sup>Reportada como *Strebla carollia*

<sup>15</sup>Reportada como *Strebla tonatiae*

<sup>16</sup>Reportada como *Euctenodes mirabilis*

<sup>17</sup>Reportada como *Strebla vespertilionis*

<sup>18</sup>Registro citado por los autores, pero falta corroborar el registro original

<sup>19</sup>Reportada como *Amblyomma cajennense*