



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO
POSGRADO EN CIENCIAS BIOLÓGICAS
Faculta de Ciencias
Sistemática

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.

TESIS

QUE PARA OPTAR POR EL GRADO DE:
MAESTRA EN CIENCIAS BIOLÓGICAS

PRESENTA:

CENIA EDITH ALMAZÁN MARÍN

TUTOR PRINCIPAL DE TESIS: DR. JUAN BIBIANO MORALES MALACARA
FACULTAD DE CIENCIAS, JURIQUELLA, UNAM

COMITÉ TUTOR: DR. JOSÉ ÁLVARO AGUILAR SETIÉN
CENTRO DE INVESTIGACIÓN, IMSS
DR. LUIS GERARDO HERRERA MONTALVO
INSTITUTO DE BIOLOGÍA, CHAMELA, UNAM

CIUDAD DE MÉXICO FEBRERO 2017



Universidad Nacional
Autónoma de México

Dirección General de Bibliotecas de la UNAM

Biblioteca Central



UNAM – Dirección General de Bibliotecas
Tesis Digitales
Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS ©
PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

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

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

POSGRADO EN CIENCIAS BIOLÓGICAS
FACULTAD DE CIENCIAS
DIVISIÓN DE ESTUDIOS DE POSGRADO

OFICIO FCIE/DEP/032/2017

ASUNTO: Oficio de Jurado

Lic. Ivonne Ramírez Wence
Directora General de Administración Escolar, UNAM
P r e s e n t e

Me permito informar a usted que en la reunión ordinaria del Comité Académico del Posgrado en Ciencias Biológicas, celebrada el día 7 de noviembre de 2016 se aprobó el siguiente jurado para el examen de grado de MAESTRA EN CIENCIAS BIOLÓGICAS en el campo de conocimiento de Sistemática del (la) alumno (a) ALMAZÁN MARÍN CENIA EDITH con número de cuenta 403010925 con la tesis titulada "ANÁLISIS DE LA CARGA ECTOPARASITARIA DEL MURCIÉLAGO VAMPIRO *Desmodus rotundus* (Chiroptera: Desmodontinae) EN EL ESTADO DE YUCATÁN Y DETERMINACION DE POTENCIALES PATÓGENOS ASOCIADOS A ECTOPARÁSITOS HEMATÓFAGOS", realizada bajo la dirección del (la) DR. JUAN BIBIANO MORALES MALACARA:

Presidente: DR. FERNANDO ÁLVAREZ PADILLA
Vocal: DRA. TILA MARÍA PÉREZ ORTÍZ
Secretario: DR. JOSÉ ÁLVARO AGUILAR SETIÉN
Suplente: DRA. LIVIA SOCORRO LEÓN PANIAGUA
Suplente: DRA. ROSA GABRIELA CASTAÑO MENESES

Sin otro particular, me es grato enviarle un cordial saludo.

ATENTAMENTE
"POR MI RAZA HABLARA EL ESPÍRITU"
Ciudad Universitaria, Cd. Mx., a 17 de enero de 2017



DRA. MARÍA DEL CORO ARIZMENDI ARRIAGA
COORDINADORA DEL PROGRAMA



MCAA/MJFM/ASR/grf*

AGRADECIMIENTOS

Agradezco al Posgrado en Ciencias Biológicas de la Universidad Nacional Autónoma de México.

Esta tesis fue realizada gracias a la beca CONACYT (2014-2016) así como el apoyo financiero del proyecto PAPIIT IN219113. A PAEP por el apoyo para la estancia en el Instituto de Salud Carlos III y la participación en el Congreso Latinoamericano de Acarología.

Mi profundo agradecimiento al director de esta tesis el Dr. Juan B. Morales Malacara, así como al comité tutorial comprendido por el Dr. José Álvaro Aguilar Setién y el Dr. Luis Gerardo Herrera Montalvo.

AGRADECIMIENTOS PERSONALES

Este trabajo se realizó con el apoyo de un sinfín de personas tanto a nivel académico y personal. Primero quiero agradecer al director de esta tesis, el Dr. Juan B. Morales Malacara por permitirme formar parte del laboratorio de Espeleobiología y Acarología, por introducirme al grupo de personas apasionadas por los ácaros. Por toda su confianza, paciencia y por siempre tener las palabras que me animaban en los momentos de desesperanza. Ha sido un placer ser su alumna.

Aquellos que participaron en las colectas, que me acompañaron en las noches colmadas de chistes (y chinches), risas y deliciosa comida yucateca. Principalmente a Alan Cuxim, sin su ayuda esta tesis no podría verse realizada. A los otros amigos yucatecos Yeymy, Esther, Juan Miguel, Daniel y Don Juan fue un placer compartir con ustedes las salidas a campo. Al Dr. Enrique Reyes Novelo por su ayuda en la parte estadística y todas las horas de planeación de proyectos a realizar (solo nos faltan alumnos jaja), de canciones ochenteras y de procastinar verbalmente en Skype. Al Dr. Hugo Ruiz por el apoyo en las salidas a campo y en el trabajo de laboratorio.

A los integrantes del laboratorio de Espeleobiología y Acarología, Linda, Violeta y Hugo por la ayuda con los murcis y sus bichitos. A Claudia y Toño por el apoyo al inicio de este largo proyecto. A la técnico académica del Laboratorio de Acarología (Facultad de Ciencias, UNAM) Laura del Castillo por su apoyo y enseñanza en el montaje de los ácaros.

Al Dr. Aguilar Setián por permitirme trabajar en su laboratorio y presentarme a personas extraordinarias a lo largo de este proyecto. A los compañeros virólogos de Centro Médico s. XXI, Leonardo, Judith, Mónica, Memo, Cirani, Martha y Anahí. A la Dra. Nidia Aréchiga por su apoyo moral y académico, por sus palabras de aliento, por ser una inspiración constante.

Al Dr. Juan E. Echevarría por darme la oportunidad de trabajar en el laboratorio de Detección y Aislamiento Viral, al igual a la Dra. Ma Paz Sánchez del laboratorio de Arbovirus y Enfermedades Importadas, en el Instituto de Salud Carlos III. A los amigos españoles Fátima y José Miguel, sin ustedes la parte viral no hubiera sido posible. A Clara González que me hizo sentir en casa, por todas esas copas de vino, idas al cine y momentos inolvidables. Gracias a todos ustedes por hacer de Madrid un hogar para mí.

Al Dr. Pavel Klimov por su ayuda técnica y personal. Por todas esas horas de desvelos vía Skype, lamentándonos y riéndonos. El idioma no es una barrera cuando se comparte una pasión.

A Huevinho por mantener su fe en mí, por nunca dudar de mi capacidad, incluso cuando yo he dudado. Gracias a mi amigo incondicional, mi cómplice, mi padre. ¡Te amo, papá! A mi madre, Hortensia, cuyo recuerdo me mantiene fuerte, me mantiene coherente y me recuerda que las posibilidades son tantas, inesperadas y bellas que vale el esfuerzo trabajar por ellas. A mis mejores amigos Carlos, Yazz y Claudia por seguir este camino a mi lado, por ser mi pilar, mi origen. Que la caótica vida nos permita seguir queriéndonos y disfrutándonos. A la banda guerrillera, mis amigos de toda la vida, Mariana, Pedro, Cecy, Yolis, Abril y Nat, y los agregados con amor Waldo, Juan, Fede, Mayo, Luis y Manuel. A Lily T. Pahua por ser esa lucecita en el camino, colmada de esperanza en este a veces desilusionante camino científico. Gracias, Marujita por ser.

A la banda física, Adiv, Hermes y Marce por el apoyo, consejos y sabiduría en esas noches de chelas, mezcla y licor que se atravesase.

A la familia Hernández Marroquín por su apoyo durante la realización de este trabajo.

A los bandita de Pensando en la vida en Evolución, Ele, Daniel, Víctor, Alonso, Kuri por compartirme sus ideas, sus enseñanzas, y aprender a pensar en conjunto, son una fuente de inspiración constante.

*A Hortensia y José
Mis padres*

Índice.

Resumen	ix
Abstract	xi
I. Introducción	1
I. 1. Chiroptera	1
I. 2. Subfamilia Desmodontinae	1
I. 3. Ectoparásitos de murciélagos	2
I. 3. 1. Familia Argasidae	2
I. 3. 2. Familia Ixodidae	2
I. 3. 3. Familia Spinturnicidae	3
I. 3. 4. Familia Macronyssidae	3
I. 3. 5. Familia Trombiculidae	3
I. 3. 6. Familia Leeuwenhoekiiidae	3
I. 3. 7. Familia Myobiidae	4
I. 3. 8. Familia Cheyletidae	4
I. 3. 9. Familia Streblidae	4
I. 4. Virus en murciélagos e insectos hematógafos	7
I. 4. 1. Familia Arenaviridae	7
I. 4. 2. Familia Bunyaviridae	8
I. 4. 3. Familia Filoviridae	9
I. 4. 4. Familia Flaviviridae	9
I. 4. 5. Familia Rhabdoviridae	10
I. 4. 6. Familia Togaviridae	11
I. 5. Efectos del ambiente sobre las poblaciones de murciélagos y ectoparásitos	12
I. 6. Mosquitas hematófagas como posibles vectores de patógenos	13
II. IV. Hipótesis	14
III. V. Objetivos generales	14
IV. VI. Objetivos particulares	14
V. VII. Material y métodos	17
VI. Resultados y discusión	23
VI. 1. Análisis de la carga ectoparasitaria total de <i>D. rotundus</i> en el estado de Yucatán ..	23
VI. 1. 1. Descripción de la riqueza de ectoparásitos y biotopo	23
VI. 1. 1. A. Ácaros asociados a <i>D. rotundus</i>	23
Orden Ixodida	27

Familia Argasidae	27
Género <i>Ornithodoros</i>	27
<i>Ornithodoros yumatensis</i> Cooley & Kohls, 1941	27
Familia Ixodidae	28
Género <i>Amblyomma</i>	28
<i>Amblyomma cajennense</i> (Fabricius, 1787)	29
<i>Amblyomma</i> sp.	29
Orden Mesostigmata	30
Familia Spinturnicidae	30
Género <i>Periglischrus</i>	30
<i>Periglischrus herrerae</i> Machado-Allison, 1965	30
Familia Macronyssidae	32
Género <i>Radfordiella</i>	32
<i>Radfordiella desmodi</i> Radovsky, 1967	32
Orden Trombidiformes	35
Familia Trombiculidae	35
Género <i>Euschongastia</i>	35
<i>Euschongastia anops</i> Brennan & Jones 1960	35
Género <i>Eutrombicula</i>	36
<i>Eutrombicula alfreddugesi</i> (Oudemans, 1910)	36
Género <i>Leptotrombidium</i>	36
<i>Leptotrombidium panamense</i> (Ewing, 1925)	37
Género <i>Loomisia</i>	37
<i>Loomisia desmodus</i> (Brennan and Dalmat, 1960)	38
Género <i>Parasecia</i>	38
<i>Parasecia</i> sp.	38
Género <i>Perissopalla</i>	39
<i>Perissopalla ipeani</i> Brennan, 1969	39
<i>Perissopalla precaria</i> (Brennan & Dalmat, 1960)	40
Género <i>Speleocola</i>	40
<i>Speleocola davisii</i> Webb & Loomis, 1969	41
Género <i>Trombicula</i>	41
<i>Trombicula</i> ca. <i>pecari</i>	41
Familia Leeuwenhoekiiidae	42

Género <i>Wagenaaria</i>	42
<i>Wagenaaria ca. similis</i>	43
Género <i>Wharthonia</i>	43
<i>Wharthonia nudosetosa</i> (Wharton, 1938).....	44
Familia Myobiidae.....	44
Género <i>Eudusbabekia</i>	44
<i>Eudusbabekia arganoi</i> Vomero, 1972.....	44
Familia Cheyletidae	45
VIII. 1. 1. B. Biotopo de los ácaros asociados a <i>Desmodus rotundus</i>	46
VIII. 1. 1. C. Dípteros asociados a <i>D. rotundus</i>	49
Género <i>Strebla</i>	49
<i>Strebla wiedemanni</i> Kolontai, 1856	49
Género <i>Trichobius</i>	52
<i>Trichobius parasiticus</i> Gervais 1844.....	53
Género <i>Megistopoda</i>	55
<i>Megistopoda proxima</i> Séguy, 1926	56
Género <i>Aspidoptera</i>	56
<i>Aspidoptera delatorrei</i> Wenzel, 1966.....	56
VIII. 1. 1. D. Biotopo de los ácaros asociados a <i>D. rotundus</i>	57
VIII. 1. 2. Estudio comparativo de la carga ectoparasitaria de <i>D. rotundus</i>	60
VIII. 2. Análisis de las mosquitas hematófagas para la detección de huellas moleculares de virus.....	66
VIII. 2. 1. Determinación de familias virales en mosquitas hematófagas	66
VIII. 2. 2. Secuencias virales amplificadas en mosquitas hematófagas.....	66
VIII. 2. 3. Análisis filogenético de la secuencia resultante y otros rhabdovirus	67
VII. Conclusiones	71
VIII. Apéndice	72
IX. Bibliografía.....	112

LISTA DE FIGURAS Y CUADROS

Figura 1. Distribución de *Desmodus rotundus*.

Figura 2. Diseño experimental.

Figura 3. Zonas de colecta del murciélago *D. rotundus* en el estado de Yucatán.

Figura 4. Abundancia de los ácaros asociados a *D. rotundus*.

Figura 5. Biotopo de los ácaros asociados a *D. rotundus*.

Figura 6. Área de estudio de los dípteros hematófagos asociados a *D. rotundus*.

Figura 7. Biotopo de los dípteros hematófagos asociados a *D. rotundus* en Yucatán.

Figura 8. Tipo de vegetación y uso de suelo de la Península de Yucatán.

Figura 9. Árbol filogenético de la secuencia obtenida y otros rabdovirus.

Cuadro 1. Descripción estadística de los ácaros asociados a *D. rotundus*.

Cuadro 2. Descripción estadística de los dípteros hematófagos asociados a *D. rotundus*.

Apéndice.

Tabla 1. Ectoparásitos del murciélago común *D. rotundus* en América Latina.

Tabla 2. Registros previos de los ectoparásitos encontrados en este estudio.

Tabla 3. Virus reportados en humanos, quirópteros e insectos hematófagos.

Tabla 4. Técnica de PCR anidada para la detección de la familia Arenaviridae.

Tabla 5. Técnica de RT-PCR para la detección de Clado B.

Tabla 6. Técnica de PCR anidada para la detección de la familia Bunyaviridae.

Tabla 7. Técnica de PCR anidada para la detección de la familia Flaviviridae.

Tabla 8. Técnica de PCR anidada para la detección de la familia Filoviridae.

Tabla 9. Técnica de PCR anidada para la detección de la familia Togaviridae.

Tabla 10. Técnica de PCR anidada para la detección de la familia Rhabdoviridae.

Tabla 11. Primers y controles positivos utilizados en la búsqueda de familias virales.

Tabla 12. Secuencias utilizadas en el análisis filogenético de la secuencia Butzotz y otros rabdovirus.

Imagen 1. Alineación de las secuencias de rabdovirus con la secuencia Butzotz.

Resumen

En este trabajo se describe la carga ectoparasitaria del murciélago vampiro *Desmodus rotundus* en el estado de Yucatán y la búsqueda de secuencias virales en dípteros hematófagos. El esfuerzo de campo involucró la búsqueda de potreros en 11 municipios del estado (diciembre de 2012 a diciembre de 2013, con un esfuerzo de colecta bimensual) pertenecientes a tres zonas del estado (zona ganadera, zona metropolitana y zona henequenera). Se capturaron un total de 162 murciélagos vampiros mediante redes de niebla para la extracción de dípteros hematófagos asociados *in situ*; de estos murciélagos, 62 fueron sacrificados (SGPA/DGBS/02748/13), colocados en bolsas de polietileno para su congelación y revisión bajo microscopio estereoscópico para la obtención de la carga parasitaria total. Los dípteros destinados para búsqueda de huellas moleculares se conservaron en RNA^{later}®.

Se identificaron 2698 ácaros de las familias: Argasidae, Ixodidae, Spinturnicidae, Macronyssidae, Trombiculidae, Leewenhoekiidae, Myobiidae y Cheyletidae. Los murciélagos vampiros presentaron una riqueza de 18 especies de ácaros distribuidas en dos zonas estudiadas, zona ganadera y zona metropolitana. Se obtuvo la prevalencia, intensidad media, abundancia media e intensidad mediana para los parásitos más abundantes. Al comparar las prevalencias de la zona metropolitana y la ganadera, no se encontraron diferencias significativas para *Radfordiella desmodi*, *Ornithodoros yumatensis*, *Perissopalla ipeani*, *Periglischrus herrerae* y *Eudusbabekia arganoi* (especies más abundantes). Sin embargo, se reporta un nuevo registro para el murciélago y para el país de las especies *Euchoengastia anops* y *P. ipeani*. En el caso de *Leptotrombidium panamense* se considera un nuevo registro para *D. rotundus*, y en *Speleocola davisii* para el estado de Yucatán.

Se obtuvieron 1236 dípteros hematófagos de las especies *Strebla wiedemanni* y *Trichobius parasiticus* (Streblidae), encontrándose *T. parasiticus* en mayor abundancia en la zona ganadera ($p < 0.005$). Se procesaron 992 mosquitas hematófagas para la búsqueda experimental de secuencias víricas (gen L-polimerasa) por medio de PCRs anidadas. Las familias estudiadas fueron: Arenaviridae (género Arenavirus y Clado B), Togaviridae (género Alphavirus), Filoviridae, Flaviviridae (género Flavivirus), Bunyaviridae (género Phlebovirus) y Rhabdoviridae (grupo Dimarhabdovirus) en mosquitas hematófagas.

El lote perteneciente a la localidad Rancho Chen-Delgado del municipio Buctzotz, Yucatán dio positivo al grupo Dimarhabdovirus. Tras la secuenciación de la muestra, la

comparación con las bases de datos sugieren un Vesiculovirus con un 81% de similitud al virus Jurona. El análisis del resto de las familias fue negativo en todas las muestras excepto en una que dio positiva a Arenavirus; sin embargo, la secuenciación del fragmento amplificado no permitió la comparación con bases de datos disponibles. Estudios más amplios son necesarios para el aislamiento y caracterización de este posible Vesiculovirus.

Abstract

This study describes the ectoparasitic load of common vampire bat *Desmodus rotundus* in Yucatan state and the search for viral sequences in hematophagous bat flies. Field work was carried out in paddocks of 11 municipalities from december 2012 to december 2013 (approximately every two months) belonging to three different areas of the state (cattle area, metropolitan area and henequen area). A total of 162 vampire bats were captured using mist net and the associated bat flies were extracted *in situ*. Sixty-two bats were sacrificed (SGPA/DGBS/02748/13), putting in polyethylene bags for the posterior examination under stereoscopic microscope and the search of the remaining ectoparasites. The ectoparasites for taxonomy were conserved in 80% alcohol and the bat flies for molecular analysis in RNA^{later}®.

A total of 2698 mites were identified belonging to the families: Argasidae, Ixodidae, Spinturnicidae, Macronyssidae, Trombiculidae, Leewenhoekiidae, Myobiidae and Cheyletidae. The richness in this bat's populations was 18 species of acarines in metropolitan area and cattle area. There were no significant differences between prevalence, mean intensity, mean abundance and median intensity for *Radfordiella desmodi*, *Ornithodoros yumatensis*, *Perissopalla ipeani*, *Periglischrus herrerae* and *Eudusbabekia arganoi* (the most abundance species). Nevertheless, *Euchoengastia anops* and *P. ipeani* are new records for the country and for the bat, *Leptotrombidium panamense* is a new record for *D. rotundus* and *Speleocola davisii* is a new record for Yucatan.

A total of 1236 bat flies were collected belonging to the species *Strebba wiedemanni* and *Trichobius parasiticus* (Streblidae). The mean abundance and mean intensity were significant higher for *T. parasiticus* ($p < 0.005$) in cattle area compare with metropolitan area and henequenera area. Besides, 992 bat flies were processed for the search of viral sequences (L-polymerase gene) with nested PCRs. The search comprised 6 families of viruses: Arenaviridae (genus Arenavirus y B Clade), Togaviridae (genus Alphavirus), Filoviridae, Flaviviridae (genus Flavivirus), Bunyaviridae (genus Phlebovirus) y Rhabdoviridae (Dimarhabdovirus group) in bat flies.

The bat flies belonging to Chen-Delgado Ranch (Butzotz municipality) were positive to Dimarhabdovirus. After the sequencing of the fragment and consequent comparison with data bases, the data suggest the presence of a Vesiculovirus with 81% similarity to Jurona virus. The analysis of the other families was negative except for one positive to the Arenaviridae but the sequence obtained was not comparable with the data bases. More

studies are required for the isolation and characterization of this novel Vesiculovirus.

I. Introducción

I. 1. Chiroptera

El orden Chiroptera es el segundo orden de mamíferos más grande en número de especies. Se han registrado 176 géneros a nivel mundial, particularmente en América Neotropical se tienen representadas a 10 familias de murciélagos con cerca de 240 especies (Ceballos et al., 2002). En México están representadas 8 familias: Emballonuridae, Noctilionidae, Mormoopidae, Molossidae, Natalidae, Thyropteridae, Vespertilionidae y Phyllostomidae. El orden se caracteriza por hábitos nocturnos o crepusculares y su actividad temporal y espacial es influida por factores ambientales como la disponibilidad de alimento y el clima (Ceballos & Oliva, 2005).

Debido a su abundancia, los quirópteros participan significativamente en la estructura y función de los ecosistemas, al ser consumidores de grandes cantidades de insectos, así como polinizadores de diversas plantas. La diversidad de los sitios de refugio es de consideración, e incluyen follaje, oquedades de árboles, minas y construcciones abandonadas, y cuevas. Los patrones de reproducción tienen estrecha relación con la disponibilidad de alimento, pudiéndose reproducir en distintas épocas del año (Ceballos & Oliva, 2005).

I. 2. Subfamilia Desmodontinae

La subfamilia Desmodontinae (Phyllostomidae) está formada por tres especies de murciélagos que se alimentan de sangre, siendo *Desmodus rotundus* la más abundante en México, Centro y Sudamérica. Este murciélago se distribuye en sitios húmedos y cálidos desde el norte de Tamaulipas y Sonora hasta Argentina y Chile (Villa, 1967; Greenhall et al., 1983) (Fig. 1a). *Diphylla ecaudata* y *Diaemus yongii* se alimentan con sangre de aves, mientras que *D. rotundus* se alimenta básicamente con sangre de mamíferos. El vampiro común posee un rostro reducido para soportar el gran tamaño de los incisivos superiores, que son particularmente filosos (Fig. 1b) (Villa, 1967; Greenhall et al., 1983).

Los murciélagos vampiros son seres gregarios, pudiéndose encontrar en colonias de hasta 300 individuos (Fig. 1c). La distribución depende fuertemente de las condiciones climáticas, prefiriendo temperaturas de 22° C en promedio, así como humedades de alrededor de 46%, además de la disponibilidad de alimento. Estas colonias no están constituidas por los mismos individuos todo el tiempo, es decir, los integrantes se

intercambian con otros refugios (de hasta 10 km a la redonda) pero mantienen estable el número total de la colonia (Villa, 1976).

I. 3. Ectoparásitos de murciélagos

Los murciélagos en general representan uno de los grupos más importante como reservorio de zoonosis virales, enfermedades transmitidas por vía natural entre animales vertebrados y el hombre (Li et al., 2010). Además son huéspedes de un gran número de ectoparásitos (ácaros, garrapatas, pulgas y mosquitas hematófagas).

Los principales ectoparásitos que se han encontrado en murciélagos mexicanos (específicamente en *D. rotundus*) comprenden a los ácaros de las familias: Argasidae, Ixodidae, Spinturnicidae, Macronyssidae, Trombiculidae, Leeuwenhoekiiidae, Myobiidae, Cheyletidae y los dípteros de la familia Streblidae (Whitaker & Morales-Malacara, 2005).

I. 3. 1. Familia Argasidae

Mejor conocidas como “garrapatas suaves”, no presentan escutelo en las ninfas y adultos. Las hembras y los machos son muy similares. Sus hábitos son parecidos a las chinches de cama, se esconden durante el día (o en la noche en el caso de los murciélagos) y salen a alimentarse en varios periodos cortos de tiempo. Las larvas se adhieren a los huéspedes por varios días. Por esta razón este estadio es encontrado en los murciélagos y las claves taxonómicas disponibles son principalmente de estadios larvales. Existen alrededor de 175 especies de garrapatas en el mundo, y la gran mayoría están especializadas para alimentarse de animales que suelen regresar a los mismos refugios. Debido a la estacionalidad de sus huéspedes, las garrapatas pueden mantener periodos de metabolismo bajo para conservar la energía entre cada ciclo de alimentación (Whitaker & Morales-Malacara, 2005).

I. 3. 2. Familia Ixodidae

En esta familia (también llamadas “garrapatas duras”) se presenta dimorfismo sexual entre hembras y machos. Ambos presentan un escutelo dorsal, el cual se extiende en toda la parte dorsal en los machos. En las hembras cubre solo la parte anterior del dorso, permitiendo de esta manera la expansión del idiosoma después de la toma de sangre. Las larvas y las ninfas de estas garrapatas se alimentan de sangre una vez en cada estadio, mientras que las hembras adultas toman una gran cantidad de sangre antes de poner los huevos. Se mantienen adheridas a sus huéspedes por largos periodos de

tiempo, incluso semanas (Whitaker & Morales-Malacara, 2005).

I. 3. 3. Familia Spinturnicidae

Los ácaros espinturnícidos son artrópodos conspicuos, de un tamaño cercano a un milímetro y sus estados ninfales y machos presentan una forma similar a una estrella. Su idiosoma es deprimido y con patas y uñas muy fuertes, además de presentar una adaptación de viviparismo para asegurar el nacimiento de las crías. Todos los estadios son hematófagos y son considerados ectoparásitos permanentes de murciélagos, habitando principalmente la membrana alar y el uropatagio. Se han registrado alrededor de 24 especies en Norteamérica (Whitaker & Morales-Malacara, 2005).

I. 3. 4. Familia Macronyssidae

Los macronísidos son otra familia de ácaros mesostigmados de un tamaño distintivo, un poco menor que los de la familia anterior, ya que algunas especies se puede observar sin la necesidad del microscopio. Por lo general estos parásitos llegan a ser temporales, ya que parte de su vida la pasan en el refugio de sus huéspedes. Sólo algunas pocas especies se consideran como parásitos permanentes. Muchas de las especies se han registrado en quirópteros, y algunas cuantas en roedores. Estos registros en su mayoría pertenecen a mamíferos de Norteamérica (Whitaker & Morales-Malacara, 2005).

I. 3. 5. Familia Trombiculidae

Las larvas de esta familia parasitan todos los vertebrados terrestres, anfibios, reptiles, aves y mamíferos. Las ninfas y los adultos son de vida libre y pueden encontrarse en diversos sustratos. Los trombicúlidos tienen una gran diversidad, representando el 80% de los 236 géneros de “chiggers” (término que engloba a las familias Trombiculidae y Leewenhoekiidae). Las características morfológicas de esta familia son la ausencia de estigmas verdaderos, y tubos traqueales, y la presencia de 1 seda anteromediana en el escudo prodorsal. A la fecha, se registran alrededor de 129 especies de esta familia en México (Whitaker & Morales-Malacara, 2005).

I. 3. 6. Familia Leeuwenhoekiidae

Los ácaros de esta familia también presentan un amplio rango de huéspedes, especialmente anfibios, algunos reptiles y pocas aves, en el caso de los mamíferos tienen

mayor afinidad por los murciélagos. La diversidad de esta familia se engloba en 33 géneros registrados. Se han encontrado 15 especies en mamíferos en México, especialmente el género *Whartonia* en quirópteros (Whitaker & Morales-Malacara, 2005).

I. 3. 7. Familia Myobiidae

Todos los ácaros de esta familia son parásitos de mamíferos, principalmente en marsupiales, insectívoros, roedores y murciélagos. Una característica evidente en este grupo de parásitos es que el primer par de patas está modificado para asirse del pelo; los quelíceros son pequeños y de tipo estilete. Poseen unas largas sedas en la región caudal del idiosoma, próximas una a otra en los machos, y separadas en las hembras. En México se registran 27 especies en mamíferos (Whitaker & Morales-Malacara, 2005).

I. 3. 8. Familia Cheyletidae

La mayoría de estos ácaros son depredadores de vida libre, pero algunos están asociados ocasionalmente con mamíferos, ya sea como organismos foréticos o parásitos facultativos. Se caracterizan por presentar el complejo uña-tibial-tarso muy desarrollado y con sedas tarsales plumosas en forma de peine y con quelíceros estiletiformes, con un peritrema en el borde antero-doral del gnatosoma, con forma de collar de perlas. En México se registran cuatro especies (Whitaker & Morales-Malacara, 2005).

I. 3. 9. Familia Streblidae

Los dípteros de esta familia son abundantes en las regiones tropicales del Viejo y Nuevo Mundo y son exclusivas de quirópteros. Los murciélagos pueden presentar más de una especie, y la coexistencia puede darse debido a la especialización para alimentarse en distintas zonas del cuerpo. Dicha especialización se ve reflejada en el tamaño y la estructura de las mosquitas hematófagas. Pueden presentar alas, alas reducidas o ausencia de ellas, así como patas elongadas para abrirse camino entre el pelaje del murciélago (Whitaker & Morales-Malacara, 2005).

En la tabla 1 del Apéndice se puede encontrar una descripción más detallada de los registros de ectoparásitos de *D. rotundus* en Latinoamérica.

Dada la larga asociación entre ectoparásitos y murciélagos, que ha favorecido la extrema especialización, se han sugerido estas relaciones como una herramienta adicional para la identificación taxonómica de los murciélagos e inclusive ser indicativos de líneas filogenéticas comunes. Los estudios taxonómicos, así como de riqueza y

abundancia de los parásitos, ha ayudado a explicar muchos fenómenos biológicos de los huéspedes como historia evolutiva, migración, biogeografía y coevolución. Por ello, es posible utilizar a los parásitos como indicadores o marcadores ecológicos e inferir relaciones coevolutivas (Baker & Craven, 2003).

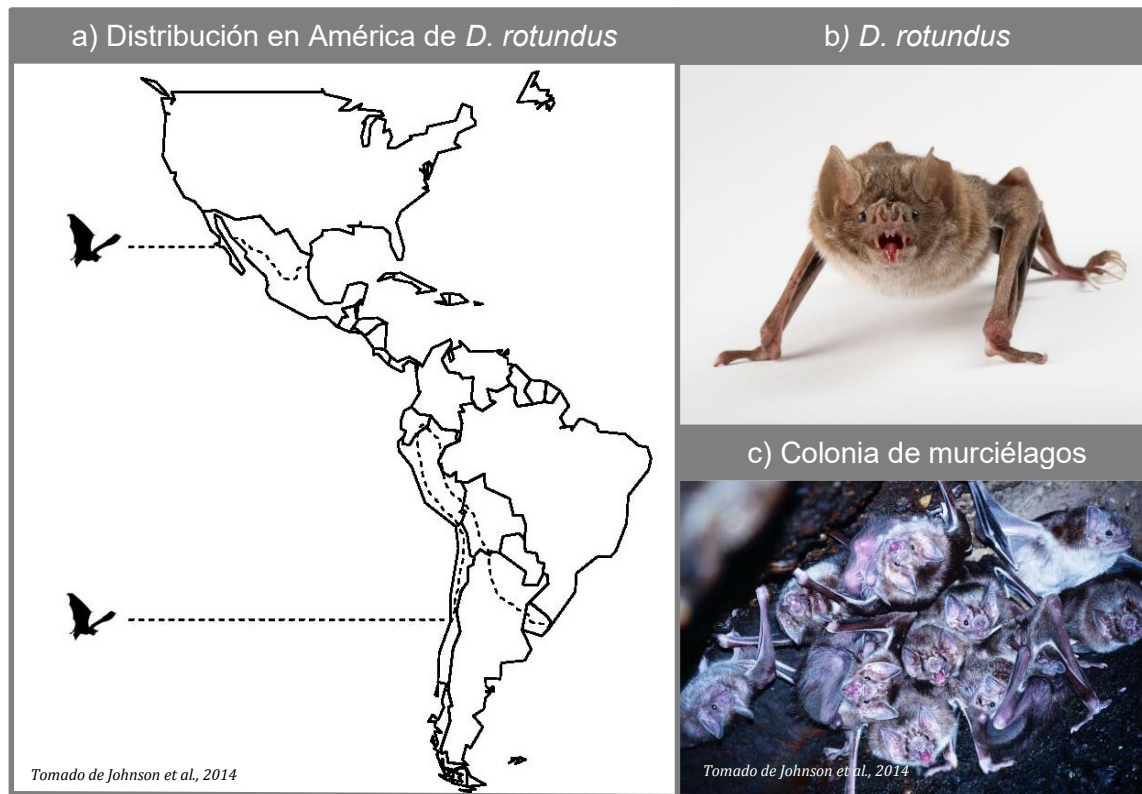


Figura 1. Distribución de *Desmodus rotundus*.

a) *D. rotundus* se distribuye desde el norte de México hasta parte de Chile y Argentina.

b) El murciélago vampiro común posee un par de incisivos bien desarrollados, con el extremo distal en forma de cincel. La longitud de la cabeza y cuerpo no es mayor a 90 mm, el pelaje con varios matices de color café; el hocico corto y cónico; nostrilos abiertos a lo largo de la hoja nasal, en forma de herradura; membrana interfemoral corta, sin cola (Villa, 1967; Greenhall et al., 1983).

c) Son organismos gregarios, pudiendo alcanzar colonias de varios cientos individuos, esto permite una mayor posibilidad de intercambio de ectoparásitos (Villa, 1967).

I. 4. Virus en murciélagos e insectos hematógafos

Los murciélagos tienen una gran distribución y hábitos migratorios, lo que provee una buena oportunidad de dispersión de patógenos a grandes distancias (Messenger et al., 2002). Estos patrones y las altas concentraciones de individuos en los sitios de refugio permiten el intercambio de virus o variantes virales intra e inter especies de murciélagos (Calisher et al., 2006). Se ha demostrado que la estructura espacial del paisaje y la dispersión de individuos huésped no solo afecta la dinámica huésped-parásito sino también la dispersión de genes de resistencia contra los parásitos. En otras palabras, altos niveles de conectividad (entre ambientes fragmentados o perturbados) aumentan la probabilidad de transmisión de patógenos pero también de dispersión de los alelos de resistencia de los huéspedes hacia los mismos parásitos (Altizer et al., 2003).

Más de 80 especies de virus han sido aislados de murciélagos, en los que destacan por su presencia también en humanos y en insectos, las familias Togaviridae (Thompson et al., 2014), Flaviviridae (Aguilar-Setién et al., 2008; Machain-Williams et al., 2013; Sotomayor-Bonilla et al., 2014), Bunyaviridae, Filoviridae (Calisher et al., 2006, Rhabdoviridae (Aguilar-Setién et al., 2005) y Arenaviridae. Estas familias contienen virus de importancia médica actual como Hanta, Marbug, Ébola, SARS, Dengue, Rabia, entre otros.

I. 4. 1. Familia Arenaviridae

Estos virus reciben su nombre de la apariencia arenosa de los ribosomas celulares. Contienen un genoma segmentado en dos fragmentos de RNA lineal. La mayor parte tiene sentido negativo pero unas pequeñas porciones de cada fragmento codifican de manera positiva (Walker, 2000). Los arenavirus que tienen importancia en América pertenecen al Clado B (virus Guanarito, virus Junin, virus Mapucho y virus Tacaribe) que ocasionan fiebres hemorrágicas (Carballal et al. 1987; Cogswell-Hawkinson et al. 2012; Tesh et al. 1994). A diferencia con otros miembros de esta familia, que se aislaron de roedores, el virus **Tacaribe**¹ (TCRV) fue aislado originalmente de murciélagos frugívoros (Downs et al., 1963; Price, 1978); además se encontraron anticuerpos contra TCRV en *Sturnira lilium*, *Platyrrhinus helleri* y *D. rotundus* (Price, 1978) (Apéndice, Tabla 3).

¹ Los virus marcados en negritas se muestran en la tabla 3 (Apéndice) junto con las especies de murciélagos y artrópodos de los que fueron aislados.

I. 4. 2. Familia Bunyviridae

Son el grupo más grande de los arbovirus. Son circulares con tres nucleocápsides. Cada una contiene un segmento de RNA de una sola cadena de sentido negativo (Walker, 2000). Contiene 5 géneros: *Tospovirus* (infectan plantas), *Hantavirus*, *Nairovirus*, *Phlebovirus* y *Orthobunyavirus* (Bowen et al. 2001; Weidmann et al., 2003). Los virus más importantes en salud pública no solo son transmitidos por mosquitos también por flebótomos y posiblemente por chinches hematófagas (Elliott & Blakqori, 2011). Dentro de este grupo, 60 virus causan enfermedades en humanos, principalmente los géneros *Orthobunyavirus* y *Phlebovirus*. El virus **Bwamba** es transmitido por mosquitos de las especies *Aedes furcifer*, *Anopheles coustani*, *Anopheles funestus*, *Anopheles gambiae* y *Mansonia uniformis* (Lee et al. 1974; Lutwama et al., 2002). En la actualidad, este virus es endémico en países africanos (Lutwama et al., 2002). En estudios de laboratorio, este virus mostró infectividad en *Myotis lucifugus* por diversas vías (Reagan et al., 1955). El virus **Kaeng Khoi** fue originalmente aislado de *Chaerephon plicata* y *Taphozous theobaldi* en Asia (Hutson et al. 2001). En 1976 y 2003, el virus se encontró en *C. plicata* en Tailandia y por primera vez en Cambodia (Williams et al., 1976; Osborne et al., 2003). Williams et al., (1976) también encontró este virus en chinches hematófagas (*Stricticimex parvus* y *Cimex insuetus*) que habitan en cuevas junto con otros artrópodos hematófagos que también se alimentan de humanos. Hasta la fecha se desconoce los síntomas en humanos y murciélagos (Osborne et al., 2003). Otros dos virus pertenecientes a esta familia han sido aislados en murciélagos, los virus **Catú** y **Guamá**, y se conoce que son transmitidos por mosquitos de género *Culex* (Loscher & Burchard, 2008). El género *Phlebovirus* se distribuye en África, Asia, Norte y Sudamérica (McMullan et al., 2012). Muchos flebovirus son transmitidos por mosquitos y garrapatas. El virus **Rift Valley** es principalmente transmitido por mosquitos del género *Aedes* y *Culex*, así como potencialmente por flebótomos (Dohm et al., 2000; Fontenille et al., 1998; Pepin et al., 2010). Se propone a los murciélagos *Micropteropus pusillus*, *Epomops franqueti*, *Hipposideros abae*, *H. caffer*, *Miniopterus schreibersii* y *Glauconycteris argentata* como posibles reservorios de este virus (Calisher et al., 2006). El virus **Toscana** ha sido relacionado con murciélagos y fue aislado por primera vez en *Phlebotomus perniciosus* en la región del Monte Argentario (Toscana) (Cusi et al., 2010; Valassina et al., 2003). El papel de los murciélagos como reservorios no ha sido determinado (Apéndice, Tabla 2).

I. 4. 3. Familia Filoviridae

Los virus de esta familia tienen una nucleocápside con una sola cadena de RNA en sentido negativo (Walker, 2000). Los filovirus causan una serie de enfermedades hemorrágicas (a veces letales) en humanos y en primates. El virus **Marburg** ha sido detectado en *Rousettus aegyptiacus*, *Rhinolophus eloquens* (Swanepoel et al., 2007) y *Miniopterus inflatus* (Towner et al., 2009). En el caso del virus **Ébola**, se aisló de *Hypsignathus monstrosus*, *Epomops franqueti* y *Myonycteris torquata* (Leroy et al., 2005; Swanepoel et al., 1996). Esto ha permitido establecer una relación con los murciélagos y que los virus circulan en la naturaleza gracias a estos mamíferos. Recientemente, se aisló el filovirus **Lloviu** durante la investigación de muertes de murciélagos en España (Negredo et al., 2011). Los murciélagos han presentado asociación con varios filovirus, y al compartir diversas fuentes de alimento con humanos y primates no humanos permite el contacto y la posibilidad de cambio de huésped de dichos virus. Es aquí donde recae la importancia del monitoreo y vigilancia epidemiológica en zonas como África, Asia y Europa. Hasta el momento no se han identificado vectores para alguno de estos filovirus (Apéndice, Tabla 2).

I. 4. 4. Familia Flaviviridae

Los flavivirus tienen forma icosaédrica con cubierta y de alrededor de 40 a 50 nm de diámetro. En la cubierta posee glicoproteínas y la nucleocápside contiene una sola cadena de RNA de sentido positivo (Walker, 2000). Esta familia está dividida en 3 géneros: *Pestivirus*, *Hepacivirus* y *Flavivirus* (Cook & Holmes, 2006). El género *Flavivirus* es de suma importancia ya que contiene virus que potencialmente causan enfermedad en humanos y murciélagos y pueden ser transmitidos por insectos hematófagos. El virus **Dengue** se ha detectado en zonas tropicales y subtropicales alrededor del mundo. Los principales vectores son: *Aedes aegypti* y *Ae. albopictus*. De manera hipotética, los murciélagos insectívoros pueden infectarse vía oral con mosquitos infectados mientras que los murciélagos frugívoros por picadura de mosquitos (Aguilar-Setién et al. 2008). Además se ha detectado RNA viral en *Carollia perspicillata* en Guyana Francesa (de Thoisy et al., 2009) y en quirópteros de los géneros *Artibeus*, *Uroderma* y *Myotis* (Platt et al., 2000). El virus **Ilheus** (ILHV) se ha aislado de mosquitos del género *Ochlerotatus*, *Psorophora* (da Silva Azevedo et al. 2010), *Culex*, *Haemagogus*, *Sabethes* y *Trichoprospon* (Venegas et al. 2012). Se han encontrado anticuerpos contra este virus en murciélagos, lamentablemente sin conocer cuales especies eran afectadas (Price, 1978;

da Silva Azevedo et al., 2010). El virus de la **Encefalitis japonesa** (JEV) puede infectar a un amplio rango de vertebrados como humanos, animales domésticos, murciélagos, reptiles, y anfibios (Ravanini et al., 2012). Los principales vectores parecen ser especies del género *Culex* (Nabeshima et al., 2009 ; Van der Hurk et al., 2009a), *Mansonia*, *Anopheles* y *Ochlerotatus* (Mackenzie et al., 2006; Van der Hurk et al., 2009b). El virus fue aislado de *Miniopterus schreibersii* y *Rhinolophus cornutus* (Sulkin et al., 1970) y los murciélagos que presentaron anticuerpos contra JEV fueron *Myotis mystacinus*, *Pipistrellus abramus*, *Plecotus auritus*, *Vespertilio superans*, *Myotis macrodactylus* y *M. nattereri bombinus* (Banerjee et al., 1984). El ciclo del virus de la **Encefalitis de St. Louis** (SLEV) se mantiene principalmente entre aves y mosquitos pero evidencia serológica también ha sido encontrada en caballos, ganado y cabras (Calisher, 1994; Spinsanti et al., 2003), así como la presencia de anticuerpos en *Eptesicus fuscus* y *Myotis lucifugus* (Bunde et al., 2006). Los principales vectores en EUA son: *Culex. tarsalis*, *Cx. nigripalpus* y *Cx. quinquefasciatus* (Reisen, 2003). El ciclo del virus **West Nile** (WNV) es mantenido en la naturaleza entre aves y mosquitos (Mackenzie et al., 2004). Los principales vectores son mosquitos de los géneros *Culex* y *Aedes* (Campbell et al., 2002). Los registros en quirópteros son: *Rousettus aegyptiacus* en Uganda e Israel (Bunde et al., 2006), *Rousettus leschenaultia* en India, *Tadarida brasiliensis* (Davis et al., 2005), *Eptesicus fuscus* y *Myotis lucifugus* en New York (Bunde et al., 2006). El virus de la **Fiebre Amarilla** causa una enfermedad hemorrágica y es endémica de áreas tropicales de América Latina y África (WHO, 2000). La transmisión depende de mosquitos de la familia Culicidae (Ellis & Barrett, 2008). En el este de África este virus circula en murciélagos de los géneros *Rousettus* y *Eidolon* (Simpson & O'Sullivan 1968). El virus **Zika** se ha aislado de *Aedes africanus* (Simpson, 1964), *Ae. aegypti*, *Ae. africanus*, *Ae. furcifer*, *Ae. luteocephalus* y *Ae. vittifer* (Dick, 1952; Haddow et al., 1964; Hayes, 2009; Marchette et al., 1969). La infección experimental se ha comprobado en *Myotis lucifugus*, sin embargo, no se han registrado infecciones naturales en murciélagos (Reagan et al., 1955) (Apéndice, Tabla 2).

I. 4. 5. Familia Rhabdoviridae

Cada virión contiene una sola cadena de RNA de negativo. Se han descrito más de 150 rabdovirus transmitidos por artrópodos, presentando un amplio rango de huéspedes (Walker, 2000). Se dividen en once géneros, siendo los géneros *Vesiculovirus*, *Lyssavirus* los que se presentan en quirópteros (<http://www.ictvonline.org/virusTaxonomy.asp>). El virus de la **Rabia** es endémico de

América y se transmite por la mordedura de un animal enfermo (el ciclo citadino representado por los perros y el ciclo silvestre por los murciélagos). En México, *Desmodus rotundus* presenta impacto económico y en salud pública al ser el principal reservorio natural de la rabia, registrando hasta 15, 000 casos de rabia parálitica al año (Aguilar-Setién et al., 2002) (Apéndice, Tabla 2).

I. 4. 6. Familia Togaviridae

Son virus icosaédricos con cubierta que poseen una sola cadena de RNA de sentido positivo (Walter, 2000). Esta familia consta de dos géneros: *Alphavirus* y *Rubivirus*. Todos los togavirus de importancia médica transmitidos por vectores pertenecen al género *Alphavirus* (Laine et al., 2004). El virus de la **Encefalitis Equina Occidental** ha sido aislado de caballos (Johnson, 1964), aves paserinas y domésticas (Eklund, 1954), éstas dos últimas mantienen el ciclo zoonótico junto con los mosquitos. El principal vector es *Culex tarsalis* (Hardy et al., 1978), en segundo plano están *Aedes campestris*, *Ae. dorsalis* y *Ochlerotatus melanimon* (Zacks & Paessler, 2010). Anticuerpos contra este virus han sido aislado de quirópteros: *Artibeus jamaicensis* (McLean et al., 1979) y *Artibeus lituratus* (Ubico & McLean, 1995). El virus **Sindbis** (SINV) fue aislado de *Culex pipiens* y *Cx. univittatus* (Jöst et al., 2010; Kurkela et al., 2008), *Cx. torrentium*, *Culiseta morsitans* y *Ochlerotatus* spp. (Hubálek, 2008). El virus fue aislado de órganos de los murciélagos *Hipposideros* spp. y *Rhinolophus* spp. (Blackburn et al., 1982). El virus **Chikungunya** es transmitido por mosquitos *Aedes* spp. con diferentes ciclos de transmisión dependiendo de la especie (Higgs, 2006; Krishna et al., 2006). Además de los humanos, los murciélagos también pueden ser portadores de este virus (Diallo et al., 1999; Calisher et al., 2006). El virus **Ross River** (RRV) fue aislado de *Ae. vigilax* (Doherty et al., 1966), *Ae. camptorhynchus* y *Cx. annulirostris* (Hu et al., 2006), así como de murciélagos del género *Pteropus* (Doherty et al., 1966; Messenger et al., 2002). El virus de la **Encefalitis Equina del Este** (EEEV) se distribuye en Norteamérica (Calisher et al., 1980), siendo los insectos portadores: *Culiseta melanura*, *Ae. vexans*, *Coquillettidia perturbans*, *Culex erraticus* y *Uranotaenia sapphirina* (Cupp et al., 2003). Aunque las aves parecen ser los principales reservorios de este virus, también ha sido detectado en murciélagos: *Lasiurus cinereus*, *Myotis lucifugus*, *Eptesicus fuscus* (Main, 1979), *Tadarida brasiliensis* (Daniels et al., 1960; Hayes et al., 1964), *Artibeus intermedius*, *A. jamaicensis*, *A. lituratus*, *Glossophaga soricina*, *Rhynchonycteris naso* y *Sturnira lilium* (Ubico & McLean, 1995). El virus de la **Encefalitis Equina Venezolana** (VEEV) afecta

principalmente humanos y caballos, y en la naturaleza el ciclo se mantiene entre mosquitos y roedores (Nalca et al., 2003). Los mosquitos que participan en la transmisión son: *Ochlerotatus taeniorhynchus* y *Psorophora spp.* (Rivas et al., 1997; Smith et al., 2008; Zacks & Paessler, 2010). La detección de anticuerpos ha señalado a los murciélagos como posibles reservorios (Seymour et al., 1978) (Apéndices, Tabla 2).

En los últimos años, grandes avances en los métodos moleculares, como en la Reacción en Cadena de la Polimerasa (PCR), secuenciaciones de nueva generación, análisis proteómicos y bioinformáticos han ampliado el arsenal de herramientas para el descubrimiento y caracterización de nuevos virus.

I. 5. Efectos del ambiente sobre las poblaciones de murciélagos y ectoparásitos

Todos los organismos, incluyendo los parásitos, son influenciados por el ambiente en el que ocurren. Sin embargo, aunque los parásitos son muy diversos y ampliamente distribuidos, nuestro entendimiento de los efectos del ambiente sobre la dinámica huésped-parásito en la naturaleza es limitada (King et al., 2007).

Estudios recientes en hábitats terrestres han contribuido principalmente al estudio del impacto de la perturbación antropogénica sobre los endoparásitos, mientras que los ectoparásitos han sido ampliamente olvidados (Allan et al., 2003). Es de suma importancia investigar los efectos del ambiente (clima, perturbación antropogénica, uso de cambio de suelo) sobre los ectoparásitos en los ambientes terrestres debido a que los ectoparásitos ejercen fuerzas de selección en la evolución de sus huéspedes afectando el fitness y la dinámica de la población (Stanko et al., 2006). Una medida de la presión del parásito es la abundancia, el número de parásitos que infectan a un huésped. Los efectos del ambiente sobre la abundancia de los parásitos pueden ser directos, por ejemplo, la abundancia incrementa cuando las condiciones locales promueven el desarrollo del parásito pero decrece cuando los contaminantes ambientales son perjudiciales tanto al huésped como para el parásito. Los efectos ambientales también pueden ser indirectos, afectando la abundancia a través del huésped. Por ejemplo, la abundancia del parásito incrementa cuando las condiciones actúan incrementando la densidad del huésped o suprimiendo el sistema inmune (Beldomenico et al., 2010). Sin embargo, el proceso para determinar la transmisión del parásito y el establecimiento son gobernados por múltiples factores que operan simultáneamente y cuyos efectos son usualmente difíciles de separar (Combes, 2001).

La perturbación antropogénica puede influenciar la abundancia del parásito vía

efectos en la riqueza y abundancia del huésped (efecto de dilución) (Krasnov et al., 2007). Sin embargo, en el efecto de dilución se espera que ocurra solo en los parásitos generalistas debido a que seleccionan entre un rango amplio de huéspedes, mientras los especialistas están limitados en la elección del huésped. Por esa razón, en los parásitos altamente especializados, los efectos del ambiente sobre su abundancia no se espera que sean consecuencia de los cambios en la riqueza local de especies sino de los cambios en la densidad local de los huéspedes. Además, la distribución los parásitos altamente especializados deben seguir la de sus huéspedes. Por lo tanto, la variación en la abundancia del parásito puede ser principalmente atribuida a los efectos ambientales indirectos sobre el huésped. Así, la abundancia de los ectoparásitos, que también está expuesta al ambiente del huésped, puede ser influenciada directamente por los factores externos como la temperatura y la precipitación (Merino, 1996).

I. 6. Mosquitas hematófagas como posibles vectores de patógenos

Los murciélagos neotropicales y las mosquitas parásitas (Strebliidae) presentan una excelente oportunidad para investigar los efectos del clima y la perturbación antropogénica tomando en cuenta la abundancia de las mosquitas. Los murciélagos neotropicales ocupan tanto hábitats naturales como perturbados y algunas especies tiene una amplia distribución, extendiéndose a numerosas regiones geográficas (Kalko et al., 1996). Las mosquitas de los murciélagos son altamente específicas al huésped, con la mayoría de las especies parasitando a una o dos especies de huéspedes (Dick & Patterson, 2007). Estas mosquitas son ectoparásitos obligados de murciélagos y presentan un ciclo de transmisión indirecto. Las hembras dejan el huésped para depositar una larva-pupa en el refugio del murciélago. La pupa pasa por una metamorfosis en aproximadamente 3 semanas. Las hembras y las mosquitas recién eclosionadas, deben buscar un nuevo huésped en el refugio, compartido, por lo general, por múltiples especies de murciélagos. La asociación entre los murciélagos neotropicales y sus mosquitas es fuertemente influenciada por los hábitos de percha del huésped. Los refugios duraderos albergan una mayor cantidad de individuos, incrementando la posibilidad de que los murciélagos estén presentes para la colonización de mosquitas recién eclosionadas. Por lo tanto, los murciélagos que usan refugios expuestos y efímeros como las hojas típicamente tienen menor carga parasitaria (Dick & Patterson, 2007).

II. IV. Hipótesis

Hipótesis de investigación.

Las zonas ganaderas ofrecen un mayor recurso alimenticio y disponibilidad de refugios temporales al huésped. Por lo tanto, se espera que la carga ectoparasitaria de *D. rotundus* será mayor en la zona ganadera que en la zona metropolitana y henequenera. Si esto se comprueba cierto, la modificación del ambiente (como el cambio en el uso de suelo) tiende a aumentar la densidad de los huéspedes que dependen de las características de los fragmentos, aumentando la tasa de infestación del parásito y la transmisión de un patógeno.

Hipótesis nula. El uso de suelo, influyendo en la disponibilidad de alimento y refugio, no juegan un papel determinante en la carga ectoparasitaria, por lo tanto, ésta será igual en las zonas estudiadas.

III. V. Objetivos generales

- A. Obtener la carga ectoparasitaria total del murciélago *D. rotundus* en el estado de Yucatán.
- B. Analizar las mosquitas hematófagos de *D. rotundus* para la detección de huellas moleculares virales.

IV. VI. Objetivos particulares

- 1) Realizar la investigación descriptiva de la riqueza de ectoparásitos (taxonomía alfa) en sus diferentes estadios, considerando la preferencia de microbiotopo.
- 2) Estudiar comparativamente la carga ectoparasitaria de las regiones muestreadas para definir abundancia total, prevalencia, abundancia promedio e intensidad promedio.

- 3) Determinar las familias de virus presentes en las mosquitas hematófagas por medio de primers específicos.
- 4) Secuenciar los fragmentos amplificados para comparación con bases de datos actualizadas.
- 5) Realizar un árbol filogenético de las secuencias obtenidos para conocer el grado de similitud con virus conocidos.

Obtención de murciélagos

Obtención de ectoparásitos

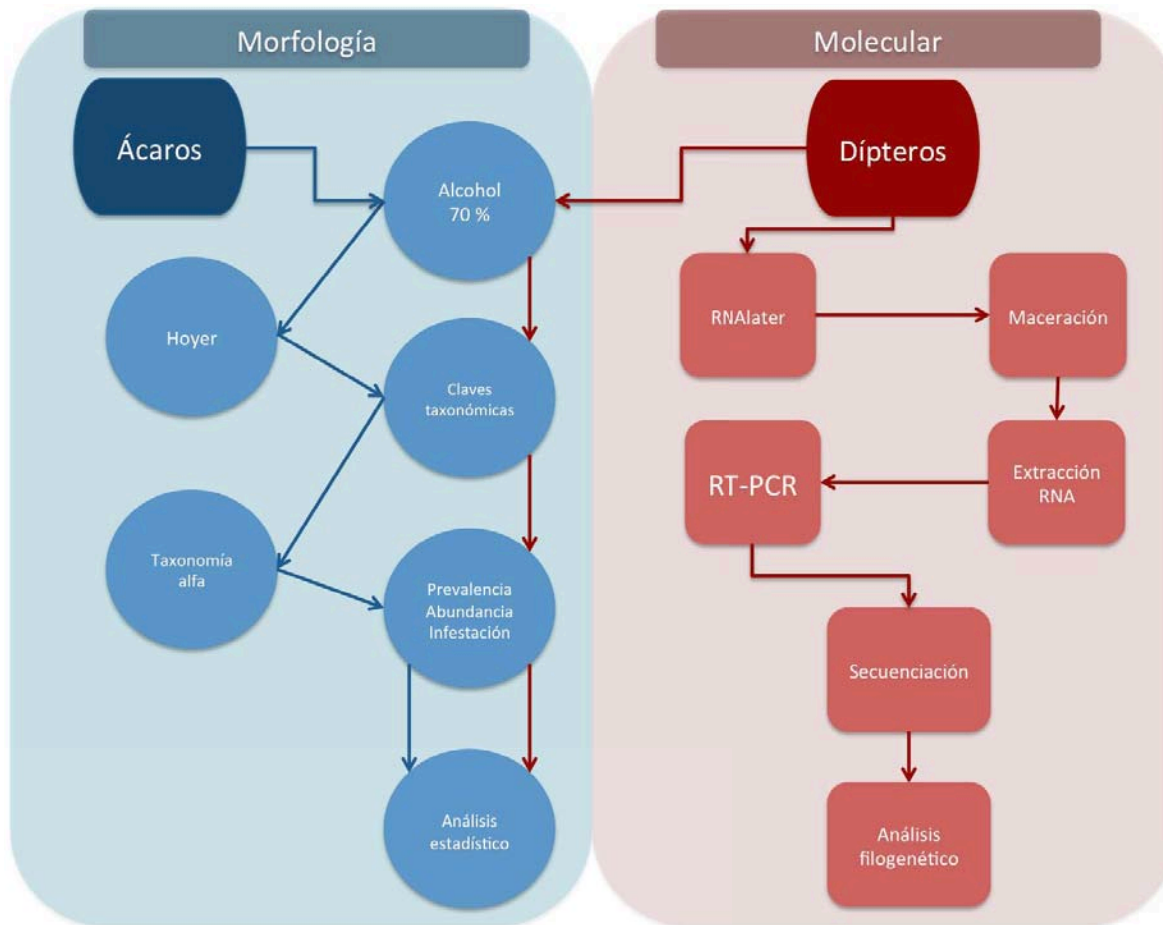


Figura 2. Diseño experimental. Después de obtener los murciélagos, se utilizaron metodologías distintas para la obtención de ácaros y dípteros. Los especímenes destinados a taxonomía (morfología) fueron colocados en viales con alcohol al 70%. Con el uso de claves taxonómicas se determinó la especie, estadio y sexo. Al obtener los parámetros estadísticos de cada especie, se analizaron para buscar diferencias significativas entre las zonas. En el caso de los especímenes destinados para búsqueda de patógenos (molecular) fueron colocados en viales con RNA later. En el laboratorio se maceraron y se extrajo el RNA. Por medio de la retrotranscripción y reacción en cadena de la polimerasa (RT-PCR) se analizaron las muestras para buscar secuencias de virus.

V. VII. Material y métodos

V. 1. Determinación del área de estudio. Se realizaron 15 colectas en diferentes localidades del Estado de Yucatán. Se tomaron en cuenta el uso de suelo así como las condiciones climáticas y estacionales de los sitios. La delimitación de las zonas se basó en los datos compilados en García & Córdoba, 2010.

Zona Metropolitana. Formada por la subregión metropolitana y parte de la región costera. El uso de suelo en esta región ha permitido la expansión de la urbanización presentando las zonas más densamente pobladas del estado (alrededor del 53% de la población).

Zona Ganadera. Es la más extensa y a su vez la menos habitada (cuarta parte del estado y 10% de la población; densidad poblacional de 18 hab/km²). Presenta alta dispersión y gran número de rancherías aisladas. Las actividades agropecuarias cubren aproximadamente la mitad del territorio con pastizales y ganadería bovina extensiva.

Zona Henequenera o en transición. Con tasas de crecimiento del 1.3% y densidad habitacional de 77 hab/km². En esta zona se concentra aproximadamente el 36% de la superficie sembrada de henequén y cabe destacar, que aunque mínima, los pastizales cultivados de esta zona representan el 60% de los cultivos a nivel estatal.

V. 2. Obtención de murciélagos. Los murciélagos se colectaron con redes de niebla de 12 y 9 m para delimitar el perímetro de los potreros. Una vez colectados, se colocaron en costales, y ya en laboratorio se revisaron *in vivo* para una fase de extracción de insectos vivos. Después se sacrificaron por asfixia para conservarlos en congelación para su posterior revisión, y colocándoles su etiqueta con los datos de colecta correspondientes, incluyendo su número de catálogo.

V. 3. Obtención y procesamiento de ectoparásitos. Para examinar la carga ectoparasitaria primero se extrajeron los insectos hematófagos en vivo, recién capturados los murciélagos. Los insectos se conservaron en seco y otro pequeño lote en RNA^{later}®

(Thermo Fisher Scientific) a -70°C para el estudio de huellas moleculares.

Posteriormente, el resto de la carga ectoparasitaria se obtuvo en el laboratorio, a través de la revisión de todo el cuerpo del murciélago en un microscopio estereoscópico (Zeiss Stemi 2000). Los insectos y ácaros obtenidos en la revisión bajo el microscopio se conservaron en alcohol al 70% para su revisión, y se registró la predilección de microbiotopo (cuerpo, cabeza, alas, orejas, conducto nasal, etc.). Los ácaros se clarificaron en lactofenol y se preservaron en porta y cubre objetos con líquido de Hoyer. Con ayuda de las claves taxonómicas se determinaron la especie y/o estadio. Asimismo, se complementaron las determinaciones, en algunos casos, con toma de imágenes en microscopio de Contraste Diferencial de Interferencia con sistema de obtención de imágenes (DIC) (Zeiss AxioVision Imager A2; AxioCam).

V. 4. Determinación de la taxonomía alfa.

Las determinaciones taxonómicas se realizaron con base en claves y artículos publicados y tesis.

Argasidae. Kohls, et al. 1965

Ixodidae. Clifford et al., 1961; Guzmán-Cornejo et al., 2011; Jones et al., 1972; Famadas et al. 1997

Spinturnicidae. Morales-Malacara, 1998.

Macronyssidae. Rudnick, 1960; Herrin & Tipton, 1975; Machado-Allison, 1965.

Trombiculidae. Brennan & van Bronswijk, 1975; Brennan & Jones, 1960; Brennan, 1969; Goff, 1992; Goff & Brennan, 1982; Loomis & Crossley, 1963; Hoffmann, 1990

Leewenhoekiidae. Brennan & Jones, 1960; Loomis, 1969; Hoffmann, 1990

Myobiidae. Vomero, 1972; Uchikawa, 1987.

Cheyletidae. Volgin, 1987.

Streblidae. Wenzel, 1966, 1976; Bequaert, 1933.

V. 5. Determinación de riqueza y abundancia de ectoparásitos. Los datos taxonómicos nos permitieron obtener los índices parasitológicos propuestos por Bush et al., (1997) y Whitaker et al., (2009) usando el método de bootstrap con un intervalo de confianza (CI) de 95% (Clopper-Pearson). Se obtuvo la adundancia total, la riqueza (el

número de especies de ectoparásitos en una especie de huésped), la prevalencia (la proporción de los individuos de una especie de huésped infestados con al menos un ectoparásito) y la intensidad promedio de infestación (número promedio de ectoparásitos encontrados en los individuos infestados) usando el software Quantitative Parasitology 3.0 (Rózsa et al., 2000). Para los ácaros asociados a *D. rotundus* en las dos zonas estudiadas (ganadera y metropolitana) se compararon la abundancia e intensidad media con la prueba t (Bootstrap), la prevalencia con chi cuadrada y prueba de Fisher, así como la intensidad mediana por medio de la prueba de Mood. En el caso de las mosquitas hematófagas se utilizó Kruskal-Wallis para comparar las zonas estudiadas (ganadera, metropolitana y henequenera). Además con programa Past 3.11 (Hammer et al., 2001) se pudo validar si existía diferencias significativas entre los estadios del parásito y características del murciélago.

V. 6. Detección de huellas de patógenos. Para el análisis de las mosquitas se utilizó el primer lote (conservado a -70°C y en RNA $later^{\circledR}$) para el estudio de huellas moleculares.

VII. 6. 1. Maceración de dípteros hematófagos. Los insectos conservados a -70°C se dividieron en dos grupos. El primer grupo (29 muestras) fueron procesados para la obtención de cDNA en el Laboratorio de Inmunovirología, Hospital siglo XXI del Instituto Mexicano del Seguro Social (IMSS).

A los insectos del segundo grupo, se les agregó 500 μl de RNA $later^{\circledR}$ para su conservación y transporte. Fueron macerados en el laboratorio de Aislamiento y Detección Viral, el Centro de Microbiología del Instituto de Salud Carlos III (ISCIII), Madrid, España. Se utilizó un homogenizador durante 40 segundos, 140 μl fueron reservados para extracción y el resto se congeló a -80°C para su posterior uso.

V. 6. 2 Extracción de RNA total. Para la extracción del primer grupo de muestras (también extraídas en el IMSS) se utilizó una adaptación de la técnica de extracción con Trizol, la cual que se describe brevemente a continuación. Al macerado de insectos se le agrega 1 ml de Trizol y se homogeneizó en periodos de 20 segundos. Se agregan 0.5 ml

de cloroformo frío y se centrifuga a 12,000 rpm a 4°C durante 15 minutos.

Se separó la fase acuosa en un tubo limpio y se agregó 0.5 ml de isopropanolol frío. Se mezcló por inversión e incubar a – 70° C durante 30 minutos (o -20° C durante toda la noche). A continuación se centrifugó a 12,000 rpm a 4° C durante 15 minutos y se eliminó el isopropanolol (fase superior). Se agregó 1 ml de etanol al 75% (directo al botón) y homogenizó por inversión. Enseguida centrifugó a 12,000 rpm a 4°C durante 15 minutos y se retiró el etanol. Se secó el botón con Speedvac y se resuspendió el RNA con 50 µl de agua DEPC a 45° C y colocando los tubos en baño seco a 45° C durante 3 minutos y finalmente homogenizar los botones.

La extracción de RNA del segundo grupo se realizó en el Laboratorio de Arbovirus y Enfermedades Víricas Importadas del ISCII mediante el uso de un extractor automático QIAGEN / QIAcube y el kit comercial QIAamp® Viral RNA siguiendo las indicaciones del proveedor.

V. 6. 3 Identificación de RNA viral. Tanto el cDNA como el RNA extraído de los insectos se utilizaron en la búsqueda de huellas moleculares de virus de las familias Arenaviridae (incluido el Clado B), Bunyaviridae, Filoviridae, Flaviviridae, Togaviridae y Rhabdoviridae.

Se elaboraron los lote de tubos para la detección de cada familia, en primer lugar para la retrotranscripción (RT) y la primer PCR y enseguida para segunda PCR, especificados en desde la tabla 4 a la 10 (Apéndice).

V. 6. 4. Iniciadores utilizados. Para cada una de las técnicas de amplificación se utilizaron primers (iniciadores) diseñados en el ISCIII, se detallan en la tabla 11 del Apéndice. En esta misma tabla se especifican los controles positivos para cada familia, los controles negativos fueron extraídos de cultivos celulares sin infectar.

La preparación de los lotes para la amplificación, la extracción de los ácidos nucleicos, la RT, la PCR anidada, así como la visualización de los productos de amplificación, se llevaron a cabo en distintos laboratorios para prevenir contaminaciones. El termociclador utilizado fue un PTC-200 Peltier Thermal Cycler – MJ Research, Watertown, USA.

V. 6. 5 Visualización de los productos amplificados. La separación de los fragmentos de DNA se realizó por medio de una electroforesis en geles de agarosa al 2%

con un tampón de TAE 1X y teñidos con Gel Red/Green Red. En cada pocillo se colocó una mezcla de 3 ul de buffer de corrida (solución de glicerina y azul de bromofenol al 2%) y 8 ul de producto de amplificación de la PCR anidada. Se utilizó un marcador de peso molecular TrackIt 50 pb DNA ladder (Invitrogen). La electroforesis se llevó a cabo a 110 V durante aproximadamente 30 minutos (tiempo necesario para la separación de los fragmentos). Para la visualización de los amplificados se utilizó el fotodocumentador ChemiDoc XRS+ (Biorad) con luz UV (365nm).

V. 6. 6 Purificación y secuenciación de productos amplificados. Las muestras que amplificaron en el peso esperado, fueron purificadas por limpieza enzimática usando Illustra™ ExoProStar 1-Step. Se mezcló una proporción 7 µl de muestra/3.5 µl de ExProStar e incubó a 37°C durante 15 minutos. Enseguida se incubó a 80° C durante 15 minutos.

Cada muestra fue secuenciada con cada uno de los primers por separado, es decir, un tubo con 6 µl de producto de limpieza y 1 µl de primer 2+; y otro tubo con 6 µl de muestra y 1 µl de primer 2-. Así se secuencian las dos hebras del producto amplificado. Ambos tubos se aforaron a 10 µl con agua libre de nucleasas.

Estos tubos se les adicionó 4 ul de la mezcla del kit BigDye® Terminator v.3.1. (Applied Biosystems, Foster City, CA) que contiene los diferentes 2'3' dideoxinucleótidos (ddNTP) marcados con fluorescencia. Las condiciones de amplificación fueron una desnaturalización inicial a 96°C/3 min seguido de 25 ciclos a 96°C/10seg, 50°C/10seg y 60°C/4min; en un termociclador PTC-200 Peltier Thermal Cycler (MJ Research, Watertown, USA). Los productos de la reacción fueron enviados al Laboratorio de Genómica del CNM, donde fueron analizados en un secuenciador automático ABI PRISM® 3700 DNA Analyzer (Applied Biosystems, Foster City, USA).

V. 6. 7 Elaboración del árbol filogenético. Los cromatogramas fueron analizados en el programa Chromas 2.23 con el objetivo de alinear las secuencias obtenidas, corregirlas manualmente y obtener una secuencia única. Posteriormente, se comparó esta secuencia con las bases de datos disponibles por medio del programa BLAST (Basic Local Alignment Search Tool) (Altschul et al., 1990) del NCBI (Nacional Center for Biotechnology Information). La búsqueda se realizó tanto con la secuencia de nucleótidos como la secuencia de aminoácidos. Las secuencias que mostraron homologías fueron

seleccionadas para el análisis filogenético, y se adicionaron 7 secuencias obtenidas de mosquitos hematófagos de murciélagos españoles (Aznar-López et al., 2013). En la tabla 12 (Apéndice) se especifican el nombre de los virus, el huésped, el país y el número de acceso en GenBank. Se realizó un alineamiento múltiple en el programa Mesquite (Maddison & Maddison, 2016) usando el algoritmo MUSCLE (Edgar, 2004). Enseguida se determinó el modelo de sustitución con el programa jModelTest 3.7 (Posada, 2006) a partir del criterio Akaike corregido, se obtuvo que el mejor modelo de sustitución es Hasegawa-Kishino-Yano (variación en la frecuencia de las bases, una tasa de transición y una tasa de transversión) con una tasa variable de distribución gamma entre los sitios (HKY+G). Para la construcción del árbol, con una inferencia bayesiana (BPP), se utilizó el programa MrBayes versión 3.2 (Ronquist & Huelsenbeck, 2003). Se realizaron 5 corrimientos con 5 millones de generaciones, cada uno con 5 cadenas de Markov, observando la disminución progresiva de la desviación estándar. Los árboles resultantes fueron visualizados en el programa FigTree 1.4.2 (Rambaut & Drummond, 2010).

VI. Resultados y discusión.

VI. 1. Análisis de la carga ectoparasitaria total de *D. rotundus* en el estado de Yucatán.

VI. 1. 1. Descripción de la riqueza de ectoparásitos y biotopo.

VI. 1. 1. A. Ácaros asociados a *D. rotundus*.

Para la descripción de los ácaros asociados a *Desmodus rotundus*, un total de 62 murciélagos provenientes de 16 ranchos de 7 municipios (Tunkás, Buctzotz, Mérida, Sinanché, Chacsinkin, Tixkokob y Bokobá) del Estado de Yucatán (Fig. 3) fueron revisados.

Se identificaron **2698 ácaros** asociados a murciélagos vampiros *D. rotundus*. La riqueza fue **18 especies** de ácaros distribuidas en la zona ganadera y la zona metropolitana (Fig. 4). La zona ganadera presentó 12 especies siendo exclusivas *E. alfredugessi*, *A. cajennense* s.l., *W. ca. similis*, *S. davisii* y una especie de la familia Cheyletidae; mientras que la zona metropolitana presentó 13 especies con exclusividad de *E. anops*, *Parasecia* sp, *L. panamense*, *W. nudosetosa* y *P. precaria*. Las especies compartidas entre las dos zonas fueron *R. desmodi*, *O. yumatensis*, *P. ipeani*, *E. arganoi*, *P. herrerae*, *T. ca. pecari* y *L. desmodus*.

Se presenta el listado taxonómico de los ácaros asociados a *Desmodus rotundus* en el estado de Yucatán.

Superorden Parasitiformes

Orden Ixodida

Superfamilia Ixodoidea

Familia Argasidae

Ornithodoros yumatensis Cooley & Kohls, 1941

Familia Ixodidae

Amblyomma cajennense (Fabricius, 1787)

Amblyomma sp.

Orden Mesostigmata

Superfamilia Dermanyssoidea

Familia Spinturnicidae

Periglischrus herrerae Machado-Allison, 1965

Familia Macronyssidae

Radfordiella desmodi Radovsky, 1967

Superorden Acariformes

Orden Trombidiformes

Superfamilia Trombiculoidea

Familia Trombiculidae

Euschoengastia anops Brennan & Jones 1960

Eutrombicula alfredegessi (Oudemans, 1910)

Leptotrombidium panamense (Ewing, 1925)

Loomisia desmodus (Brennan & Dalmat, 1960)

Parasecia sp.

Perissopalla ipeani Brennan, 1969

Perisopalla precaria (Brennan & Dalmat, 1960)

Speleocola davisii Webb & Loomis, 1969

Trombicula ca. *pecari*

Familia Leeuwenhoekidae

Waagenaria ca. *similis*

Whartonia nudosetosa (Wharton, 1938)

Superfamilia Myobiodea

Familia Myobiidae

Eudusbabekia arganoi Vomero, 1972

Superfamilia Cheyletoidea

Familia Cheyletidae

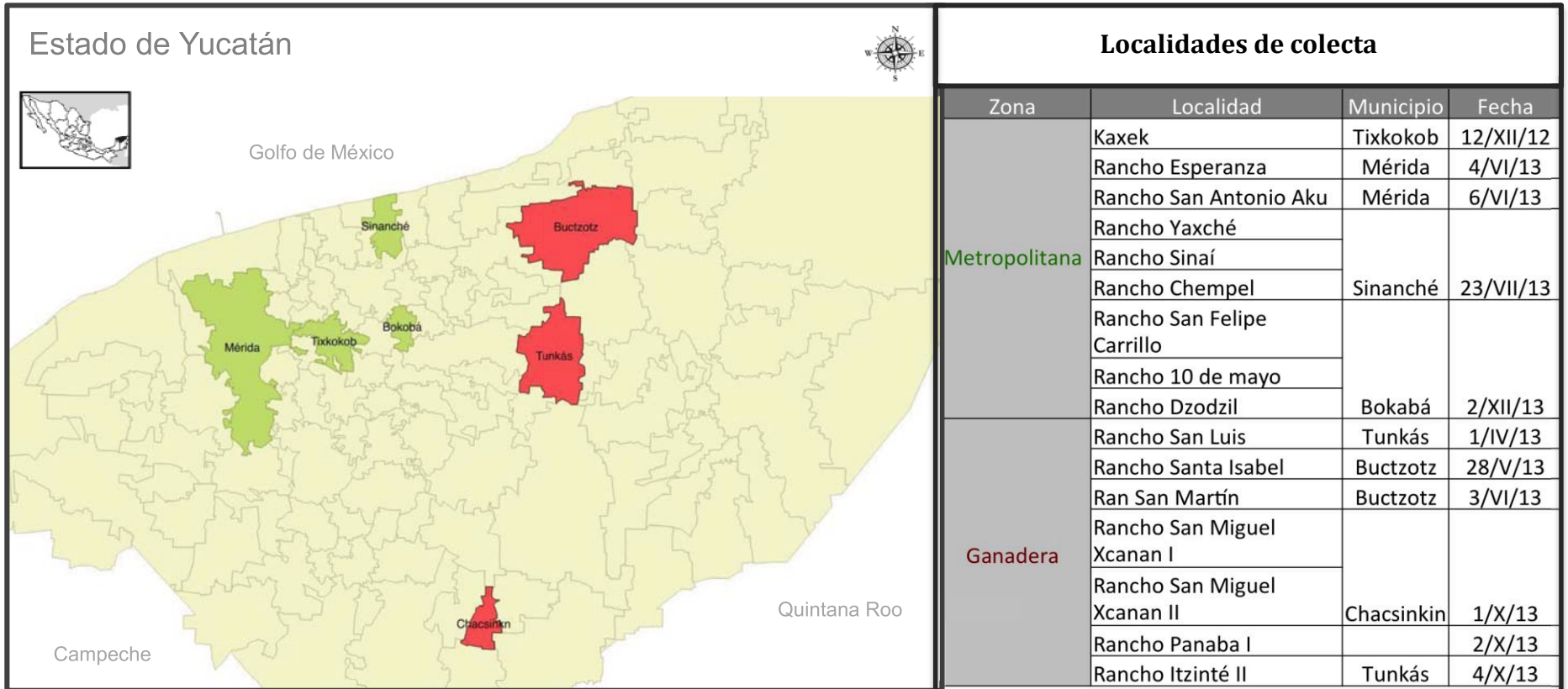


Figura 3. Zonas de colecta del murciélago *D. rotundus* en el estado de Yucatán. Se muestran marcados los sitios donde fueron colectados los 62 murciélagos. Los municipios en rojo indica la zona ganadera y en verde la zona metropolitana. En la tabla se muestran las localidades y la fecha de cada una de las colectas.

Orden Ixodida

Familia Argasidae

Género *Ornithodoros*

Gnatosoma terminal o distal del margen anterior. Hipostoma bien desarrollado y esencialmente igual en hembras, machos y ninfas. Integumento con discos y ventosas con variedad de patrones. Camerostoma y reborde en la base del gnatosoma presentes o ausentes. Ojos presentes o ausentes. Cuerpo más o menos aplanados pero fuertemente convexo dorsalmente cuando se encuentra distendido. Patrón integumental continuo desde la superficie dorsal a la ventral.

***Ornithodoros yumatensis* Cooley & Kohls, 1941**

(Fig. 5)

Diagnosis. *Larva.* Placa dorsal larga y piriforme; dorso con 14-16 pares de sedas; 11-13 pares dorsolaterales (típicamente 11) y 3 pares centrales. Placa ventral con 8 pares de sedas más 1 PMS. Dos pares de sedas posthipostomales. Número de sedas en los artejos pedipalpaes 1-4: 0, 4, 5 y 9. El hipostoma nace desde una extensión cónica; dentición 3/3 en los tres cuartos anteriores, 2/2 cerca de la base dentada. Fila 1 con 15-19 dentículos, fila 2 con 16-19, y fila 3 con 9-12. Fórmula setal de las patas: 1 par A, 1 DM, 5 PC, 1 PB, 1 par B, 1 par AV, 1 par MV, 1 par BV, 1 par AL, 1 par PL. Reticulaciones presentes en la cápsula del órgano de Haller.

Material estudiado: *O. yumatensis* 76 LL, ex *D. r.* ♂. Kaxek, Tixkokob, Yucatán. 11-XII-2012. C.E. Almazán (M6W008[MM]). *O. yumatensis* 16 LL, ex *D. r.* ♀. Mismos datos. J.B. Morales-Malacara (M6W009[MM]). *O. yumatensis* 36 LL, ex *D. r.* ♀. Mismos datos. (M6W010[MM]). *O. yumatensis* 1 L, ex *D. r.* ♀. Mismos datos. (M6W011[MM]). *O. yumatensis* 5 LL, ex *D. r.* ♂. Mismos datos. (M6W012[MM]). *O. yumatensis* 1 L, ex *D. r.* ♀. Rancho San Luis, Tunkás, Yucatán. 01-IV-2013. A.D. Cuxim (M6Y001[MM]). *O. yumatensis* 2 LL, ex *D. r.* ♂. Mismos datos. (M6Y005[MM]). *O. yumatensis* 1 L, ex *D. r.* ♂. Mismos datos. (M6Y007[MM]). *O. yumatensis* 9 LL, ex *D. r.* ♀. Mismos datos. (M6Y008[MM]). *O. yumatensis* 29 LL, ex *D. r.* ♂. Mismos datos. (M6Y009[MM]). *O. yumatensis* 3 LL, ex *D. r.* ♂. Mismos datos. (M6Y010[MM]). *O. yumatensis* 26 LL, ex *D. r.* ♂. Rancho Santa Isabel, Buctzotz, Yucatán. 28-V-2013. A.D. Cuxim (M6Y013[MM]). *O. yumatensis* 38 LL, ex *D. r.* ♂. Rancho San Martín, Buctzotz, Yucatán. 03-VI-2013. A.D. Cuxim (M6Y015[MM]). *O. yumatensis* 3 LL, ex *D. r.* ♂. Mismos datos. (M6Y016[MM]). *O.*

yumatensis 12 LL, ex *D. r.* ♂. Mismos datos. (M6Y017[MM]). *O. yumatensis* 15 LL, ex *D. r.* ♂. Rancho Esperanza, Mérida, Yucatán. 04-VI-2013. AD Cuxim (M6Y018[MM]). *O. yumatensis* 29 LL, ex *D. r.* ♂. Mismos datos. (M6Y019[MM]). *O. yumatensis* 2 LL, ex *D. r.* ♀. Mismos datos. (M6Y020[MM]). *O. yumatensis* 2 LL, ex *D. r.* ♀. Rancho San Antonio Akú, Mérida, Yucatán. 06-VI-2013. A.D. Cuxim (M6Y022[MM]). *O. yumatensis* 3 LL, ex *D. r.* ♂. Mismos datos. (M6Y025[MM]). *O. yumatensis* 7 LL, ex *D. r.* ♂. Mismos datos. (M6Y026[MM]). *O. yumatensis* 1 L, ex *D. r.* ♀. Mismos datos. (M6Y027[MM]). *O. yumatensis* 4 LL, ex *D. r.* ♀. Rancho Sinaí, Sinanché, Yucatán. 23-VIII-2013. A.D. Cuxim (M7F003[MM]). *O. yumatensis* 9 LL, ex *D. r.* ♂. Mismos datos. (M7F004[MM]). *O. yumatensis* 6 LL, ex *D. r.* ♀. Mismos datos. (M7F008[MM]). *O. yumatensis* 3 LL, ex *D. r.* ♀. Rancho San Miguel Xcanan I, Chacsinkin, Yucatán. 01-X-2013. J.B. Morales-Malacara (M7I002[MM]). *O. yumatensis* 1 L, ex *D. r.* ♀. Mismos datos. (M7I003[MM]). *O. yumatensis* 4 LL, ex *D. r.* ♀. Mismos datos. (M7I004[MM]). *O. yumatensis* 55 LL, ex *D. r.* ♂. Rancho San Miguel Xcanan II, Chacsinkin, Yucatán. 01-X-2013. J.B. Morales-Malacara (M7I005[MM]). *O. yumatensis* 8 LL, ex *D. r.* ♀. Mismos datos. (M7I006[MM]). *O. yumatensis* 3 LL, ex *D. r.* ♀. Rancho Pabana I, Chacsinkin, Yucatán. 02-X-2013. J.B. Morales-Malacara (M7I007[MM]). *O. yumatensis* 4 LL, ex *D. r.* ♂. Mismos datos. (M7I008[MM]). *O. yumatensis* 27 LL, ex *D. r.* ♂. Rancho 10 de mayo, Bokabá, Yucatán. 02-XII-2013. L Trujillo (M7N014[MM]). *O. yumatensis* 3 LL, ex *D. r.* ♂. Tunkás, Yucatán. 04-XII-2013. C.E. Almazán (M7O025[MM]). *O. yumatensis* 3 LL, ex *D. r.* ♂. Mismos datos. (M7O028[MM]). *O. yumatensis* 5 LL, ex *D. r.* ♀. Mismos datos. (M7O029[MM]). *O. yumatensis* 7 LL, ex *D. r.* ♂. Mismos datos. (M7O030[MM]). *O. yumatensis* 19 LL, ex *D. r.* ♂. Mismos datos. (M7O031[MM]). *O. yumatensis* 3 LL, ex *D. r.* ♂. Mismos datos. (M7O033[MM]).

Comentario. Esta garrapata es un parásito temporal de *D. rotundus*; además es polixeno, es decir se puede encontrar en una diversidad de huéspedes del mismo orden (Tabla 1, Apéndice).

Familia Ixodidae

Género *Amblyomma*

Sensila sagitifforme presente. Con un par de sedas posthipostomales. Surco anal ausente. Pedipalpo largo con 4 artejos Con dos sedas dorsales marginales anteriores a la sensila sagitifforme a ambos lados. Base del idiosoma con 11 festonas.

***Amblyomma cajennense* (Fabricius, 1787)**

Diagnosis. *Larva.* Escutelo subtriangular. Integumento con ornamentación irregular de tipo hexagonal. Con ojos abultados y superficiales. *Basis capituli* sobre la línea media con un par de sensilas. Los surcos de los pedipalpos bien definidos. Hipostoma compacto espatulado, corona apical con 9 dentículos. Sedas de los pedipalpos; 12 sedas en el tibiatarso: 8 terminales, 2 paraxiales y 2 antiaxiales; 6 sedas genuales: 1 paraxial, 1 antiaxial, 3 dorsales y 1 ventral; 6 sedas femorales: 1 paraxial, 2 antiaxial, 1 dorsal y 2 ventrales. Sin ningún seda en el trocánter. Coxa I con 2 espolones triangulares, coxas II y III cada una con espolón ligeramente prominente. El trocánter carece de espolones.

Material estudiado: *A. cajennense* 2L. ex *D. r.* ♀. Tunkás, Yucatán. 04-XII-2013. C.E. Almazán (M7O029[MM]).

Comentario. Esta garrapata presenta una mayor amplitud de huéspedes que *O. yumatensis* (Tabla 1, Apéndice), así que es considerado eurixeno.

***Amblyomma* sp.**

Diagnosis. *Adulto.* Las hembras del género *Amblyomma* en México presentan 1 o 2 espolones en las coxas II y III. En el hipostoma presentan una de las dos fórmulas 3/3, 4/4 ó 5/5. El área escapular del escutelo se puede extender lateralmente o no. Los surcos cervicales son profundos. Sedas blancas en el dorso del cuerpo.

Material estudiado: *Amblyomma* sp 1 ♀ ex *D. r.* ♂. Rancho Dzodzil, Bokobá, Yucatán. 02-XII-2013. L. Trujillo (M7N016[MM]).

Comentario. Aunque el ejemplar revisado correspondió a una hembra muy cercana a *A. cajennense* no se logró determinar con exactitud, ya que la forma de la abertura genital, no se observó bien definida, por lo que se decidió indicar este ejemplar como no asignado a una entidad específica.

Orden Mesostigmata

Familia Spinturnicidae

Género *Periglischrus*

Placa dorsal está dividida por una banda transversal de tegumento menos esclerosado, con la parte posterior de la placa unida por dos puentes angostos. Se presentan cinco pares de sedas proteronotales laterales a la placa dorsal, y un par postestigmal situado debajo del estigma. Los peritremas en posición dorsal se extienden desde la coxa IV hasta la coxa I. El opistosoma dorsal con varios pares de sedas diminutas a medianas. Sin tritosterno.

Periglischrus herrerae Machado-Allison, 1965

(Fig. 5)

Diagnosis. *Hembra.* Placa dorsal oblongo-oval con cuarto posterior parcialmente dividido de la porción anterior por una ligera línea integumental casi inaparente; placa con patrón foveal 1-7-2-4-2-2-2 incluyendo los dos pares de foveas anterolaterales separadas; la placa también presenta pequeños tricoporos. Con 5 pares de sedas proteronotales y uno protestigmal largo, laterales a la placa dorsal y distribuidas en grupos 2-3-1; las Pn1-Pn2 muy cercanas una de la otra; Pn3-Pn5 muy cercanas entre sí; las Pst junto al estigma. Peritremas no muy largos alcanzando el borde posterior de la coxa I. Opistosoma con 6 pares de sedas pequeñas. Sedas idiosomales ventrales diminutas a mediadas. Placa esternal más larga que ancha, de forma pentagonal con una proyección subtriangular pequeña y terminado casi en punta con las sedas esternales finas y largas. Placas genital poco esclerosada en la porción anterior; sedas genitales finas. Placas esclerosadas del opistosoma, grandes. Patas cortas y robustas, separación estrechas entre las coxas I. Sedas dorsales de las patas de longitud mediana a larga., excepto la seda proximal anterodorsal del fémur II y la proximal posterodorsal de longitud diminuta a pequeña. La mayoría de las sedas ventrales de las patas son pequeñas. Seda proximal anterodorsal de la tibia II es larga.

Macho. Placa dorsal oblongo-oval bien esclerosada con margen posterior angosto; el cuarto posterior dividido de la porción anterior por una línea transversal delgada de integumento. La placa dorsal con patrón foveal parecido a la hembra; con hendidura central longitudinal y transversa no esclerosada en forma de cruz. Cinco pares de sedas proteronotales y un par protestigmal de longitud larga situadas a los lados de la placa

dorsal. Peritremas algo más largos que en la hembra, alcanzando el borde posterior de la coxa I. Placa esternogenital con una ornamentación reticulada tenuemente marcada, en forma de espada de naipes, cubriendo la mayoría del área ventral entre las coxas; con cinco pares de sedas largas y delgadas en la placa; el primer par de sedas esternas se extienden posteriormente más allá del nivel del primer par de poros o más allá del nivel de la base del segundo par de sedas. Área de la intercoxa IV con ocho a nueve pares de sedas más un par subterminal adanal; todas las sedas de la intercoxa son delgadas y pequeñas a medianas; el primer par es similar en tamaño al resto de las sedas, nunca es diminuto como en otras especies. Sedas coxales generalmente delgadas y medianas; seda posterolateral de la coxa II larga; seda anterolateral de la coxa III y coxa IV más pequeñas que las otras sedas coxales. Sedas proximal anterodorsal del fémur II y la proximal posterodorsal del fémur III diminutas; sedas distales de los trocánteres II-IV, fémures I-IV, y gúenas I-IV grandes y largas.

Material estudiado: *P. herrerae* 4 ♀♀, 1 PN. ex *D. r.* ♀. Kaxek, Tixkokob, Yucatán. 12-XII-2012. JB Morales (M6W010[MM]). *P. herrerae* 1 ♂. ex *D. r.* ♀. Rancho San Luis, Tunkás, Yucatán. 01-IV-2013. A.D. Cuxim (M6Y005[MM]). *P. herrerae* 1 ♀. ex *D. r.* ♂. Rancho Santa Isabel, Buctzotz, Yucatán. 28-V-2013. A.D. Cuxim (M6Y013[MM]). *P. herrerae* 1 ♀J. ex *D. r.* ♂. Rancho San Martín, Buctzotz, Yucatán. 03-VI-2013. A.D. Cuxim (M6Y016[MM]). *P. herrerae* 1 ♀J. ex *D. r.* ♀. Rancho San Antonio Akú, Mérida, Yucatán. 06-VI-2013. A.D. Cuxim (M6Y023[MM]). *P. herrerae* 3 ♀♀, 1 DN ♂. ex *D. r.* ♂. Mismos datos (M6Y024[MM]). *P. herrerae* 1 PN. *D. r.* ♀. Rancho Chempel, Sinanché, Yucatán. 23-VIII-2013. J.B. Morales-Malacara. (M7F009[MM]). *P. herrerae* 1 DN♀, ex *D. r.* ♀. Rancho San Miguel Xcanan I, Chacsinkin, Yucatán. 01-X-2013. J.B. Morales-Malacara (M7I002[MM]). *P. herrerae* 1 ♂, ex *D. r.* ♀. Mismos datos (M7I003[MM]). *P. herrerae* 1 DN♀, ex *D. r.* ♀. Mismos datos (M7I004[MM]). *P. herrerae* 2 ♀♀, 1♀J, 1 ♂. *D. r.* ♀. Rancho San Miguel Xcanan II, Chacsinkin, Yucatán. 01-X-2013. V. Parejas (M7I006[MM]). *P. herrerae* 1 ♀, ex *D. r.* ♂. Rancho 10 de mayo, Bokabá, Yucatán. 02-XII-2013. L. Trujillo (M7N014[MM]). *P. herrerae* 3 ♀♀, ex *D. r.* ♂. Rancho Dzodzil, Bokobá, Yucatán. 02-XII-2013. V. Parejas (M7N015[MM]). *P. herrerae* 2 ♀♀, 1 ♂, 1 PN. ex *D. r.* ♂. Mismos datos. JB Morales (M7N017[MM]). *P. herrerae* 1 PN. ex *D. r.* ♂. Tunkás, Yucatán. 04-XII-2013. C.E. Almazán (M7O026[MM]).

Comentario. Este parásito se considera monoxeno a *D. rotundus*, sin embargo se han reportado en una ocasión en dos murciélagos del género *Sturnira* (Tabla 1, Apéndice). Se encontraron unos pocos ejemplares hembra con una ligera variación morfológica, que corresponde con lo observado con material adicional estudiado principalmente del estado de Querétaro. Lo que tal vez indique una posible forma heteromórfica en este parásito.

Familia Macronyssidae

Género Radfordiella

Placa dorsal en la hembra con 26 pares de sedas; tanto hembras como machos con dos pares de estructuras circulares cerca de la parte media de la placa. Placa esternal subrectangular, de largo moderada. Coxa II con dos espolones que nacen uno junto al otro. Algunas coxas con distintivos rebordes ventrales. Surco deutosternal con múltiples dientes en cada línea denticular.

***Radfordiella desmodi* Radovsky, 1967**

(Fig. 5)

Diagnosis. *Hembra:* Placa dorsal con los bordes laterales débilmente cóncavos en la parte media; con dos pares de estructuras circulares en la zona media de la placa (anteriores y posteriores a las sedas J2), aparentemente con poros diminutos; con 26 pares de sedas; sedas pequeñas en la parte posterior de la placa. Placa esternal un poco larga, sin ángulos prominentes y subrectangular en forma; margen posterior un poco arqueado pero extendido al nivel anterior de los tricoporos de las sedas St3. St1 se extiende cerca de la mitad de la placa. Placa anal de forma piriforme; margen anterior poco curvado o recto. Sedas del margen caudal muy pequeñas y finas. Hipostoma sin rebordes. Quela fija con un proceso dorsodistal algo débil pero notorio; sin proceso lobular dorsal.

Macho: Placa dorsal con 23-26 pares de sedas; sin la J4 ni J5; sin s1: z1 diminutas o ausentes; algunas veces con una seda marginal adicional cercana a r6; sedas de largo moderado; las submedianas y posteriores no tan pequeñas como en la hembra. Placa holovernal con o sin fusión de las placas endopodales entre las coxas II y IV; las sedas metasternales y el tercer par de poros esternales posteriores a la placa; región ventral muy expandida y sin constricción anterior a la región anal, con alrededor de 6 a 9 sedas. Peritrema muy corto que no alcanza el margen anterior de la coxa III. Placas metapodales

pequeñas, redondeadas, algunas veces claramente visibles, pero marginales y no fácilmente localizables. Vientre sin armadura con pocas sedas. Pata IV más fuerte que las otras; fémur con fuerte espolón ventral; gónu con espolón ventral pequeño; ambos espolones se oponen en dirección y las puntas se unen cuando la pata es flexionada. Trocánter pedipalpal con reborde ventral débil a veces inaparente.

Protoninfa: Idiosoma con 35.5 pares de sedas. Placa podosomal con 11 pares de sedas. Placa pigidial con el margen medio anterior proyectado; con 4 pares de sedas Z3-Z4 y S5-Z11. Integumento ventral con 4 pares de sedas entre la placa esternal y anal; además de un par de sedas caudales. Margen anterior de la coxa II con espolones muy pequeños y delgados, uno a un lado del otro.

Material estudiado: *R. desmodi* 7 ♀♀, 2 ♂♂, 28 PNN, ex *Desmodus rotundus* ♂, Kaxek, Tiixkokob, Yucatán. 11-XII-2012. C.E. Almazán (M6W008 [MM]). *R. desmodi*, 2 PNN, ex *D. r.* ♀, mismos datos. J.B. Morales-Malacara (M6W009 [MM]). *R. desmodi*, 6 ♀♀, 1 ♂, 32 PNN, ex *D. r.* ♀, mismos datos. (M6W010 [MM]). *R. desmodi*, 1 ♀, 7 PNN, ex *D. r.* ♀, mismos datos. (M6W011 [MM]) *R. desmodi*, 6 ♀♀, 71 PNN, ex *D. r.* ♂, mismos datos. (M6W012 [MM]). *R. desmodi* 2 ♀♀, 34 PNN, ex *D. r.* ♂, Rancho San Luis, Tunkás, Yucatán. 01-IV-2013. A.D. Cuxim (M6Y002 [MM]). *R. desmodi* 4 ♀♀, 7 PNN, ex *D. r.* ♀. Mismos datos. (M6Y003 [MM]). *R. desmodi* 1 ♀, ex *D. r.* ♀. Mismos datos. (M6Y004 [MM]). *R. desmodi* 5 ♀♀, 167 PNN, ex *D. r.* ♂. Mismos datos. (M6Y005 [MM]). *R. desmodi* 7 ♀♀, 32 PNN, ex *D. r.* ♀. Mismos datos. (M6Y006 [MM]). *R. desmodi* 1 ♀, 56 PNN, ex *D. r.* ♂. Mismos datos. (M6Y007 [MM]). *R. desmodi* 12 PNN, ex *D. r.* ♀. Mismos datos. (M6Y008 [MM]) *R. desmodi* 2 ♀♀, 8 PNN, ex *D. r.* ♂. Mismos datos. (M6Y009 [MM]) *R. desmodi* , 1 ♂, 3 PNN, ex *D. r.* ♂. Mismos datos. (M6Y010 [MM]). *R. desmodi* 1 ♀, 14 PNN, ex *D. r.* ♂. Mismos datos. (M6Y012 [MM]). *R. desmodi* 2 ♀♀, 5 PNN, ex *D. r.* ♂. Rancho Santa Isabel, Buctzotz, Yucatán. 28-V-2013. A.D. Cuxim (M6Y013 [MM]). *R. desmodi* 6 ♀♀, 48 PNN, ex *D. r.* ♂. Rancho San Martín, Buctzotz, Yucatán. 03-VI-2013. A.D. Cuxim (M6Y015 [MM]). *R. desmodi* 6 ♀♀, 120 PNN, ex *D. r.* ♂. Mismos datos. (M6Y016 [MM]). *R. desmodi* 1 ♀, 2 PNN, ex *D. r.* ♂. Mismos datos. (M6Y017 [MM]). *R. desmodi* 8 PNN, ex *D. r.* ♂. Rancho Esperanza, Mérida, Yucatán. 04-VI-2013. A.D. Cuxim (M6Y018 [MM]). *R. desmodi* 1 PNN, ex *D. r.* ♂. Mismos datos. (M6Y019 [MM]). *R. desmodi* 9 PNN, ex *D. r.* ♀. Mismos datos. (M6Y020 [MM]). *R. desmodi* 1 ♀, 1 ♂, 30 PNN, ex *D. r.* ♀. Rancho San Antonio Akú, Mérida, Yucatán. 06-VI-2013. A.D. Cuxim

(M6Y022 [MM]). *R. desmodi* 3 PNN, ex *D. r.* ♀. Mismos datos. (M6Y023 [MM]) *R. desmodi* 12 ♀♀, 100 PNN, ex *D. r.* ♂. Mismos datos. (M6Y025 [MM]). *R. desmodi* 2 ♀♀, 2 PNN, ex *D. r.* ♂. Mismos datos. (M6Y026 [MM]). *R. desmodi* 2 PNN, ex *D. r.* ♀. Mismos datos. (M6Y027 [MM]). *R. desmodi* 3 ♀♀, 8 PNN, ex *D. r.* ♀, Rancho Yaxché, Sinanché, Yucatán. 23-VIII-2013. A.D. Cuxim (M7F001 [MM]). *R. desmodi* 1 ♀, 9 PNN, ex *D. r.* ♀. Mismos datos (M7F002[MM]). *R. desmodi* 13 ♀♀, 63 PNN, ex *D. r.* ♀. Rancho Sinaí, Sinanché, Yucatán. 23-VIII-2013. A.D. Cuxim (M7F003[MM]). *R. desmodi* 3 ♀♀, 26 PNN, ex *D. r.* ♂. Mismos datos (M7F004[MM]). *R. desmodi* 8 PNN, ex *D. r.* ♂. Mismos datos (M7F005[MM]). *R. desmodi* 1 ♀, 26 PNN, ex *D. r.* ♀. Mismos datos (M7F006[MM]). *R. desmodi* 2 ♀♀, 4 PNN, ex *D. r.* ♀. Mismos datos (M7F007[MM]). *R. desmodi* 17 ♀♀, 1 ♂, 43 PNN, ex *D. r.* ♀. Rancho Chempel, Sinanché, Yucatán. 23-VIII-2013. A.D. Cuxim (M7F008[MM]). *R. desmodi* 4 ♀♀, 7 PNN, ex *D. r.* ♀. Mismos datos (M7F009[MM]). *R. desmodi* 4 ♀♀, 69 PNN, ex *D. r.* ♀. Mismos datos (M7F010[MM]). *R. desmodi* 3 ♀♀, 49 PNN, ex *D. r.* ♀. Rancho San Miguel Xcanan I, Chacsinkin, Yucatán. 01-X-2013. J.B. Morales-Malacara (M7I002[MM]). *R. desmodi* 2 ♀♀, 2 ♂♂, 11 PNN, ex *D. r.* ♀. Mismos datos (M7I003[MM]). *R. desmodi* 2 ♀♀, 17 PNN, ex *D. r.* ♀. Mismos datos (M7I004[MM]). *R. desmodi* 3 ♀♀, 31 PNN, ex *D. r.* ♂. Rancho San Miguel Xcanan II, Chacsinkin, Yucatán. Mismos datos. (M7I005[MM]). *R. desmodi* 5 ♀♀, 20 PNN, ex *D. r.* ♀. Mismos datos (M7I006[MM]). *R. desmodi* 1 ♀, 6 PNN, ex *D. r.* ♂. Rancho Panaba I, Chacsinkin, Yucatán. 02-X-2013. J.B. Morales-Malacara (M7I008[MM]). *R. desmodi* 1 PN, ex *D. r.* ♀, Rancho San Felipe Carrillo, Bokabá, Yucatán. 02-XII-2013. V. Parejas (M7N013 [MM]). *R. desmodi* 11 ♀♀, 3 ♂♂, 108 PNN, ex *D. r.* ♂. Rancho 10 de mayo, Bokabá, Yucatán. 02-XII-2013. L. Trujillo (M7N014[MM]). *R. desmodi* 1 ♀, 14 PNN, ex *D. r.* ♂. Rancho Dzodzil, bokobá, Yucatán. 02-XII-2013. V. Parejas (M7N015[MM]). *R. desmodi* 6 ♀♀, 16 PNN, ex *D. r.* ♂. Mismos datos. L. Trujillo (M7N016[MM]). *R. desmodi* 10 PNN, ex *D. r.* ♂. Mismos datos. J.B. Morales-Malacara (M7N017[MM]). *R. desmodi* 6 ♀♀, 3 ♂♂, 86 PNN, ex *D. r.* ♀. Rancho 10 de mayo, Bokobá, Yucatán. 02-XII-2013. V. Parejas (M7N018[MM]). *R. desmodi* 12 ♀♀, 46 PNN, ex *D. r.* ♂. Tunkás, Yucatán. 04-XII-2013. C.E. Almazán(M7O025[MM]). *R. desmodi* 10 PNN, ex *D. r.* ♂. Mismos datos (M7O026[MM]). *R. desmodi* 7 ♀♀, 1 ♂, 53 PNN, ex *D. r.* ♂. Mismos datos (M7O027[MM]). *R. desmodi* 7 ♀♀, 31 PNN, ex *D. r.* ♂. Mismos datos (M7O028[MM]). *R. desmodi* 1 ♀, 19 PNN, ex *D. r.* ♀. Mismos datos (M7O029[MM]). *R. desmodi* 7 PNN, ex *D. r.* ♂. Mismos datos (M7O030[MM]). *R. desmodi* 1 PN, ex *D. r.* ♂. Mismos datos (M7O031[MM]). *R. desmodi* 1 ♀, 31 PNN, ex *D. r.* ♀. Mismos datos (M7O032[MM]). *R. desmodi* 5 ♀♀, 26 PNN, ex *D.*

r. ♂. Mismos datos (M7O033[MM]).

Comentario. Este macronísido es un parásito polixeno, es decir, se encuentra asociado a murciélagos. Pero presenta una asociación preferencia con vampiros Desmodontinae, por lo que otros registros en otros géneros, se consideran accidentales (Tabla 1, Apéndice).

Orden Trombidiformes

Familia Trombiculidae

Género *Euschongastia*

Larvas parasitas de aves y pequeños mamíferos. Con la formación tricúspide y un diente ventrolateral. Tarso con la tarsal, 7 sedas con ramas y sin subterminal; uña tibial tri, tetra o pentafurcada; sedas galeales generalmente con ramas, pero también pueden ser lisas. Escudo más ancho que largo; el margen posterior no se confunde con las estriaciones del cuerpo, ni está hundido; con 5 sedas, de las cuales AL son por lo regular más cortas que PL; las bases de las PL generalmente son anteriores a SB; las sensilas son expandidas, lanceleolas, clavadas o globosas. Los ojos 2/2, sin placa ocular. Artejos 7-7-7; coxas unisetosas, solo las III son ocasionalmente bisetosas; con 2 genuales I y en la mayor parte de los casos con 1 genual II, 1 genual III y con o sin tibial III; sin mastigosedas y con o sin subterminal y parasubterminal I.

***Euschongastia anops* Brennan & Jones 1960**

Diagnosis. *Larva.* Escudo subrectangular, más ancho que largo, con márgenes laterales rugosos; sedas PL mas gruesas que las AM y AL. Con 2 genuales I, 1 mastitarsala III; ojos ausentes. Artejo distal del quelícero tricúspide y con un dientecillo ventral subapical. Femur y gúnea pedipalpal con prominentes ángulos laterales. Fórmula setal del pedipalpo: B/B/NNB; uña tibial bifurcada; tarso pedipalpal con 6B.S. Seda galeal desnuda y gruesa.

Material estudiado: *E. anops* 2 LL. ex *D. r. ♂*. Rancho Esperanza, Mérida, Yucatán. 04-VI-2013. A.D. Cuxim (M6Y021[MM]).

Comentario. En México se han citado a 17 especies de trombicúlidos del género *Euschoengastia*, y de estas la gran mayoría se han encontrado asociadas a roedores

(Hoffmann 1990; Hoffmann & López-Campos, 2000). Pero la especie *E. anops* Brennan & Jones, 1960, fue descrita con material de Trinidad, asociado a murciélagos de las especies *Chilonycteris rubiginosa* (= *Pteronotus parnellii*) y a *Carollia perspicillata* (Brennan & Jones, 1960). Y el presente hallazgo sobre *D. rotundus* en México, representa un nuevo registro tanto para el país como para el huésped.

Género *Eutrombicula*

Artejo distal del quelícero, tricúspide. Tarso con 7B.S, uña tibial bifurcada, con la rama interna accesoria; sedas galeales lisas. Escudo dorsal burdamente rectangular, mas ancho que largo, con margen posterior convexo, rara vez sinuoso en su porción media, con sensilas flageliformes, con ramas. Ojos 2/2 en una placa. Coxas unisetosas. Con 2 o 3 genuales I, 1 genual II, 1 genual III, 1 tibial III, 0-2 mastigotibiales III, 0-3 mastigotarsales III. Microtarsal I alejada de la tarsal I; microtarsal II cerca de la tarsal II.

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

Diagnosis. *Larva*. PF: B/N(B)/NNB; las 22 sedas dorsales están siempre dispuestas en el orden siguiente: 2(hum.) + 6,6,4,2,2; con 3 genuales I y 1 mastigotarsal III; sin mastigotibiales.

Material estudiado: *E. alfreddugesi* 1L. ex *D. r.* ♀. Rancho San Miguel Xcanan I, Chacsinkin, Yucatán. 01-X-2013. J.B. Morales-Malacara (M71002[MM]). *E. alfreddugesi* 1L. ex *D. r.* ♀. Rancho San Miguel Xcanan II, Chacsinkin, Yucatán. 01-X-2013. J.B. Morales-Malacara (M71006[MM]).

Comentario. *E. alfreddugessi* es la especie más abundante y frecuente de este género en México; es sumamente eurixena, ya que parasita a muchas especies de batracios, reptiles, aves y mamíferos, incluyendo al hombre; es sobre todo abundante en lagartijas del género *Sceloporus*. Se le conoce con el nombre vulgar de “tlazahuate” o “tlalzahuatl”. En ciertas épocas del año, la de lluvias principalmente, constituye una plaga muy seria en algunas regiones del país, ya que origina intensas dermatitis en el hombre, sobre todo en campesinos del lugar (Hoffmann, 1990).

Género *Leptotrombidium*

Artejo distal de los quelíceros con la formación tricúspide. Tarso pedipalpal con la tarsal, 7

sedas ramificadas y con una subterminal; la fórmula pedipalpal es generalmente N/N/NNN, aunque la seda dorsotibial puede ser bifurcada; uña tibial trifurcada; sedas galeales con ramas. El escudo de forma rectangular sin salientes anterolaterales; con 5 sedas de las cuales AM a veces bastante por detrás del nivel de las AL; sensilas flageliformes, con ramas en la mitad distal. Ojos 2/2 en una placa. Artejos de las patas 7-7-7; todas las coxas unisetosas; con 2 genuales I, 1 genuala II, 1 genuala III, 1 tibial III y sin mastigosedas; el telofémur III tiene 3 o 4 sedas con ramas; con subterminal y parasubterminal I.

***Leptotrombidium panamense* (Ewing, 1925)**

Diagnosis. *Larva.* Telofémur III con 3 sedas ramificadas. Fórmula del pedipalpo N/N/NNN; escudo con la AM mas larga que las AL. Tarso del pedipalpo con las 7 sedas ramificadas, pero sin subterminal; alrededor de 30 sedas dorsales.

Material estudiado: *L. panamense* 1L ex *D. r.* ♂. Kaxek, Tixkokob, Yucatán. 11-XII-2012. C.E. Almazán. (M6W008[MM]).

Comentario. *L. panamense* ya está registrado en varios estados de México, pero los huéspedes principales son roedores. Este es nuevo registro para *D. rotundus*.

Género *Loomisia*

Larvas parásitas de murciélagos. Artejo distal ancho y bastante corto, con la formación tricúspide. Tarso con la tarsal y 6 sedas con ramas, pudiendo estar una o dos de ellas lisas; uña tibial delgada, trifurcada; sedas galeales lisas. Escudo burdamente trapezooidal, más ancho que largo; margen posterior, desde algo sinuoso, hasta ampliamente convexo; su superficie con puntuaciones desde escasas hasta moderadas; las PL son más largas que la AM y ésta es más larga que las AL; las SB anteriores a las PL; son más largas que la AM y ésta es más larga que las AL; sensilas fácilmente caedizas, expandidas pero de varias formas caprichosas, desde todavía flageliformes, pero con anchas ramas, hasta en forma de escoba, o con ramas primarias y secundarias. Ojos 2/2 bastante notables, con una placa. Sedas dorsales comienzan 6,6,6. Un par de sedas humerales. Artejos 7-7-7; todas las coxas unisetosas; con 2 genuales I y 1 tibial III larga y flexible; sin genuales II y III, ni mastigosedas; con o sin subterminal y parasubterminal I; la microtarsal I distante de la tarsal I.

***Loomisia desmodus* (Brennan and Dalmat, 1960)**

Diagnosis. *Larva.* PF: B/B/NNB; con subterminal y parasubterminal I; la tarsal I ligeramente más corta o igual que la tarsal II; la microtarsal II próxima a la tarsal II; tibial III más de 30 micrones de largo.

Material estudiado: *L. desmodus* 2 LL. ex *D. r.* ♂. Kaxek, Tixkokob, Yucatán. 11-XII-2012. C.E. Almazán (M6W008[MM]). *L. desmodus* 1 L. ex *D. r.* ♀. Rancho San Miguel I, Chacsinkin, Yucatán. 01-X-2013. J.B. Morales-Malacara (M7I004[MM]). *L. desmodus* 6 LL. ex *D. r.* ♀. Rancho San Miguel II, Chacsinkin, Yucatán. 01-X-2013. V. Parejas (M7I006[MM]). *L. desmodus* 2 LL. ex *D. r.* ♀. Rancho Panaba I, Chacsinkin, Yucatán. 02-X-2013. J.B. Morales-Malacara (M7I007[MM]).

Comentario. *L. desmodus* se han encontrado en varias especies de murciélagos en Latinoamérica (Tabla 1, Apéndice), considerándose una especie polixena.

Género *Parasecia*

Diagnosis. *Larva.* Artejo distal de los quelíceros con un solo diente dorsal o ventral. Tarso de pedipalpos con la tarsal, 7 sedas ramificadas y una subterminal; uña tibial bi- ó trifulcada; sedas galeales lisas o con ramas. Escudo de forma rectangular, con margen posterior sinuoso; con 5 sedas de las cuales, las anteriores están alejadas del borde; las AL son más cortas que la AM, a su vez, es más corta que las PL; sensilas flageliformes. Ojos 2/2. 1 par de sedas humerales dorsales. Artejos de las patas 7-7-7; todas las coxas unisetosas; con 2 ó 3 genuales I, 1 genual II, 1 genual III, 1 tibial III y con o sin mastigotarsal III; con subterminal y parasubterminal I.

***Parasecia* sp.**

Diagnosis. Escudo prodorsal rectangular; sensilas no definidas (se le cayeron): PL > AM > AL. Tarso pedipalpal 7BS; seda galeal no bien observable; uña tibial con trifurcada; hoja queliceral tricúspide. Sedas pedipalpaes: B/B/NNN.

Material estudiado: *Parasecia* sp. I L ex *D. r.* ♂. Kaxek, Tixkokob, Yucatán. 11-XII-2012. C.E. Almazán. (M6W008[MM]).

Comentario. No se logró determinar esta especie por la ausencia de sensilas, además de

que algunas de las sedas pedipalpaes, como las galeales estaban rotas, sin poder definir bien su característica de lisas o ramificadas. Por ello se definió a este ejemplar como no asignado a nivel específico. Sin embargo, cabe destacar que buscando en la bibliografía se observa que existen tres especies registradas en México (Hoffmann, 1990; Whitaker & Morales-Malacara, 2005): *Parasecia kansasensis*, sin dar ningún registro específico, *Parasecia bulbocalcar* citada sobre el murciélago *Sturnira ludovici* y *P. gurneyi* asociada a varios roedores. También se encontraron registros de una especie más de este género sin determinar en la Península de Yucatán (Tabla 1, Apéndice).

Género *Perissopalla*

En quelíceros el artejo distal fuerte, con formación tricúspide. En pedipalpos, tarso con la tarsal, 5 sedas ramificadas y generalmente con una subterminal; uña tibial tri- a pentafurcada; sedas galeales lisas. Escudo de trapezoidal a cuadrado, con ángulos laterales prominentes y margen posterior ligeramente cóncavo; con 5 sedas y sensilas expandidas, fusiformes, con sétulas espiniformes extremadamente largas. Un par dorsal de sedas humerales, ninguno ventral. Ojos 2/2 grandes, en una placa ocular o ciegos. Los artejos de las patas: 7-7-7; todas las coxas unisetosas; con 3 genuales I, 1 genual II, 1 genual III y 1 tibial III; sin mastigosedas; con subterminal y parasubterminal I; microtarsal I papiliforme, próxima a la base de la tarsal; tarso I con seis sedas ramificadas basales.

***Perissopalla ipeani* Brennan, 1969**

(Fig. 5)

Diagnosis. Larva. Sedas del pedipalpo latero y ventrotibial ramificadas. Se distingue de *P. flagellisetula* por la uña tibial trifurcada, escudo más pequeño y sedas especializadas en las patas, con menos y más pequeñas sedas corporales.

Material estudiado: *P. ipeani* 166 LL, ex *D. r.* ♂. Kaxek, Tixkokob, Yucatán. 11-XII-2012. C.E. Almazán (M6W008[MM]). *P. ipeani* 6 LL, ex *D. r.* ♀. Mismos datos. (M6W010[MM]). *P. ipeani* 9 LL, ex *D. r.* ♂. Mismos datos. (M6W012[MM]). *P. ipeani* 1 L, ex *D. r.* ♀. Rancho San Luis, Tunkás, Yucatán. 01-IV-2013. A.D. Cuxim (M6Y008[MM]). *P. ipeani* 1 L, ex *D. r.* ♀. Mismos datos. (M6Y027[MM]). *P. ipeani* 7 LL, ex *D. r.* ♂. Rancho Sinaí, Sinanché, Yucatán. 23-VIII-2013. A.D. Cuxim (M7F005[MM]). *P. ipeani* 1 L, ex *D. r.* ♀. Rancho San Miguel Xcanan I, Chacsinkin, Yucatán. 01-X-2013. JB Morales (M7I003[MM]). *P. ipeani* 2 LL, ex *D. r.* ♀. Mismos datos. (M7I004[MM]). *P. ipeani* 1 L, ex *D. r.* ♂. Rancho San Miguel

Xcanan II, Chacsinkin, Yucatán. 01-X-2013. J.B. Morales-Malacara (M/I005[MM]). *P. ipeani* 3 LL, ex *D. r.* ♀. Mismos datos. V. Parejas (M7I006[MM]). *P. ipeani* 11 LL, ex *D. r.* ♀. Rancho Panaba, Chacsinkin, Yucatán. 02-X-2013. J.B. Morales-Malacara (M/I007[MM]). *P. ipeani* 9 LL, ex *D. r.* ♂. Tunkás, Yucatán. 04-XII-2013. C.E. Almazán (M7O027[MM]). *P. ipeani* 1 L, ex *D. r.* ♂. Mismos datos (M7O028[MM]).

Comentario. Este ectoparásito se considera polixeno, presentándose en diferentes especies de murciélagos. Brennan (1960) encuentra en *Desmodus rotundus* como especie más abundante del género *Perissopalla* a *P. precaria*, en este estudio la especie dominante de este género fue *P. ipeanni*. En la tabla 1 (Apéndice) se observan los huéspedes registrados para esta especie, lo cual representa un nuevo registro para el país y el murciélago, además podemos notar el cambio en la presencia/abundancia de una especie de ectoparásito de un país a otro (el estudio de Brennan fue realizado en Brasil). Esto nos habla de las ya marcadas diferencias de *Desmodus rotundus* a los largo de toda su distribución.

***Perissopalla precaria* (Brennan & Dalmat, 1960)**

Diagnosis. *Larva.* PF: B/B/NNN; uña tibial del pedipalpo trifurcada; tarso con la tarsal, 5 sedas ramificadas y una subterminal; ojos 2/2.

Material estudiado: *P. precaria* 1L ex *D. r.* ♀. Kaxek, Tixkokob, Yucatán. 12-XII-2012. J.B. Morales-Malacara (M6W010[MM]).

Comentario. *P. precaria* en México se encuentra principalmente en *G. soricina* (Tabla 1, Apéndice). El registro que se tiene es en Quintana Roo (Loomis, 1969) lo que marca como nuevo registro para *D. rotundus* en México. Al igual que *P. ipeanni*, es un parásito polixeno.

Género *Speleocola*

Artejo distal de los quelíceros con formación tricúspide. Tarso pedipalpal con la tarsal y 6 sedas ramificadas y lisas; uña tibial trifurcada; sedas galeales, lisas. Escudo aproximadamente tan largo como ancho, en forma de campana, ligeramente punteado; con 5 sedas, aunque a veces se observan sólo 3 sobre el escudo, ya que las PL se ven separadas por las estriaciones del cuerpo, las AL bastante alejadas del borde anterior;

sensilas con la vaina expandida , llevando sétulas también expandidas . Ojos 2/2 , los anteriores más grandes, frecuentemente oscuros. Artejos de las patas 7-7-7; con 3 genualas I, 1 genual II, 1 genual III, 1 tibial III; sin mastigosedas; con subterminal y parasubterminal I; ambas microtarsales I y II distantes de sus respectivas tarsales ; todos los tarsos con sedas lisas subterminales; las sedas no especializadas, ligera o moderadamente ramificadas.

***Speleocola davisii* Webb & Loomis, 1969**

Diagnosis. *Larva*. PF: B/B/BNB; las sensilas del escudo con la vaina y las sétulas expandidas; las coxas II con 1 seda lisa; sin sedas humerales ventrales; falta la pretarsal II.

Material estudiado: *S. davisii* 1L ex *D. r.* ♀. Rancho San Miguel Xcanan II, Chacsinkin, Yucatán. 01-X2013. V. Parejas (M7I006[MM]).

Comentario. *S. davisii* es un trombicúlido que ya había sido colectado en México (*D. rotundus*); sin embargo este registro es en Sonora (Webb & Loomis, 1969), además de ser el único, tienen más de 40 años (Tabla 1, Apéndice). Esto se considera un registro nuevo para Yucatán.

Género *Trombicula*

Trombicula Berlese, 1905. Por designación de neotipo: Escudo prodorsal subpentagonal. Sedas PL pueden o no estar separadas del escudo; sensilas no expandidas, distalmente barbadas; ojos 2/2; Tarso pedipalpal con tarsala y 4-6 B o N; quelíceros simples y con borde tricúspide; genualas I, II y III; 2 (más microgenuala), 1, 1.

Trombicula ca. pecari

Diagnosis. *Larva*. Dos genuales I, mastitarsala III, seda galeal ramificada, la fórmula dorsal de sedas comienza con 2-8. Ojos prominentes 2/2 sobre placa. Sedas de los pedipalpos B/B/NBB. Uña trifurcada, tarsos pedipalpaes con 6 sedas ramificadas, seda galeal también ramificada.

Material estudiado: *T. ca. pecari* 1L ex *D. r.* ♀. Rancho San Luis, Tunkás, Yucatán. 01-IV-2013. A.D. Cuxim (M6Y003[MM]). *T. ca. pecari* 2 LL ex *D. r.* ♀. Rancho San Antonio

Akú, Mérida, Yucatán. 06-VI-2013. A.D. Cuxim (M6Y023[MM]). *T. ca. pecari* 1L ex *D. r.* ♀. Mismos datos (M6Y027[MM]).

Comentario. En la búsqueda bibliográfica de los registros de *Trombicula pecari* Brennan & Jones 1960, encontramos que ha sido colectado en *D. rotundus* en Trinidad, el autor maneja este hallazgo como accidental puesto que solo encontró un espécimen (Brennan & Jones 1960). En este estudio podemos asegurar que con los pocos ejemplares que se tienen, que no es la misma especie, aunque habría que corroborar si se trata de una nueva especie, pero sería necesario obtener mas ejemplares para poder asegurarlo,. En varios caracteres se asemeja a *T. pecari*, sobretudo en la forma de la placa prodorsal, con ojos, las sedas ramificadas del fémur y genua pedipalpal, pero difiere en la formula de los artejos pedipalpaes en que son B/B/NNB y que la seda galeal es lisa. Pero no consideramos que sea un registro accidental puesto que fue encontrado en dos localidades diferentes (Tunkás y Mérida) que además corresponden a las diferentes zonas de Yucatán (Metropolitana y Ganadera). Entre los huéspedes registrados también se encuentran pecarís y perezosos (Tabla 1, Apéndice).

A nivel genérico, cabe mencionar que el género *Trombicula* Berlese, 1905; originalmente fue descrito con base en estadios postlarvales. Y después fue enmendada y reasignado un neotipo con la especie *T. minor*, para redefinir el género (Audy et al., 1965). Sin embargo, en la actualidad, muchas de las especies originalmente asignadas dicho género, se han redescrito y reubicado en otros diferentes géneros. Pero en el caso de *T. pecari*, aún no se ha redefinido su posición taxonómica correcta, en virtud de lo complicado de la morfología observada en varias especies aún asignadas a este género original. Por lo cual, por el momento se indica el material revisado a la especie cercana a *T. pecari*.

Familia Leeuwenhoekidae

Género *Wagenaaria*

En los quelíceros el artejo distal aparentemente tan solo con la formación tricúspide, pequeña. En los pedipalpos, el tarso con la tarsal más 7B; uña tibial bifurcada, con las ramas muy cortas, pero además con varias ramas basales muy delegadas. Estigmas y tráqueas ausentes. El escudo sin proyección antero-media; con la AL submarginales, un par de sedas anterosubmedias y sensilas flageliformes, con bases muy posteriores a las

PL. Ausencia de ojos. Un solo par de sedas esternales. En las patas, las coxas I bisetosas, coxas II y III unisetosas; uñas tarsales con largas onicotriquiias; empodios lisos.

Wagenaaria ca. similis

Diagnosis. *Larva*. PF: B/B/BBB; lo más característico de esta especie es poseer 3 genuales I y ser parásita de murciélagos. No presenta ojos, Hoja queliceral tricúspide; seda galeal ramificada. Fórmula pedipalpal: B/B/BBB, tarso con 7B y la tarsala; uña tibial bifurcada, con la ramificación interna corta y con una línea de “tenent hairs” o sétulas en su región ventral. Escudo prodorsal, mas ancho que largo, punteado, con borde sinuoso anterior y borde posterior sinuoso pero con curvado convexo, con ángulos anterolaterales pronunciados y derivados en punta muy arriba de las AL, bases de las sensilas posteriores a las PL.

Material estudiado: *W. ca. similis* 1L ex *D. r.* ♀. Rancho Miguel Xcanan I, Chacsinkin, Yucatán. 01-X-2013. J.B. Morales-Malacara (M71003[MM]).

Comentario. Esta especie no se pudo determinar por la falta de las sensilas que se le cayeron al ejemplar revisado y a que tiene una ligera diferencia en la hoja queliceral con unos pequeños dentículos, no descritos en la descripción original. Sin embargo el resto de los caracteres coincide con la especie *W. similis* Brennan, 1967. Por lo que aunque en este estudio sólo se indique como cercana a *W. similis*, es factible que si se llegan a obtener mas ejemplares de esta especie de las localidades donde fue colectada, es que corresponda a la descripción de *W. similis*. Respecto a los huéspedes registrados para *W. similis* Brennan, 1967 son principalmente murciélagos. Se puede notar que este género ya había sido colectado en México, incluso en Yucatán (Reed & Brennan, 1975), pero no se había registrado sobre *D. rotundus* (Tabla 1, Apéndice).

Género *Wharthonia*

En los quelíceros el artejo distal con una hilera dorsal y otra ventral de grandes dientes. En los pedipalpos la fórmula variable B/B/B NN/BB; tarso con la tarsal y 7B; uña tibial con tres hasta varios dientes; sedas galeales lisas o con ramas. Estigmas y tráqueas presentes. El escudo es subrectangular, con frecuencia mucho más ancho que largo; sin proyección anterior media; sensilas flageliformes, lisas o escasamente ramificadas. Ojos 2/2 grandes. Las sedas del idiosoma con ramas cortas como barbas, desde poco hasta

moderadamente ramificadas. En las patas, las coxas I bisetosas, coxas II unisetosas y coxas III uni- ó bisetosas; genuales y tibiales variables, con o sin tarsal III y sin mastigosedas; uña sin onicotriquiias.

***Whartonia nudosetosa* (Wharton, 1938)**

Diagnosis. *Larva.* PF: B/B/BNN; no tiene ángulos anterolaterales pronunciados en el escudo; uñas tibiales pentafurcadas o hasta pectinadas, sedas galeales ramificadas; coxas III bisetosas; sin parasubterminal I y con seda tarsal III.

Material estudiado: *W. nudosetosa* 4L. ex *D. r.* ♂. Kaxek, Tixkokob, Yucatán. 12-XII-2012. J.B. Morales-Malacara (M6W012[MM]).

Comentario. Este leeuwenhoekiiidae ya había sido colectado en Yucatán y sobre *D. rotundus*. En la tabla 1 (Apéndice) podemos observar que existen diversos huéspedes registrados, todos murciélagos, lo que hace a esta especie polixena.

Familia Myobiidae

Género *Eudusbabekia*

La pata I modificada para agarrar el pelo del huésped, diferente a la pata II. Los segmentos de la pata I variables (el contrario, 5 segmentos libres). Pelo del huésped es agarrado por separado. El proceso de agarre en la genua hacia la parte ventral. Tarso I sin uña. Tarso y tibia I completamente fusionados, separados por una línea distintiva de la genua I, seda en campo coxal. Tibia I ventralmente con placa tipo concha. Seda vi diferente a ve (dorsales). Trocánter II-IV con sedas 3-3-3. ic III y IV con tamaño moderado. Patas III y IV con una uña. Cuerpo corto y fornido. Sedas dorsales estriadas con barbas.

***Eudusbabekia arganoi* Vomero, 1972**

(Fig. 5)

Diagnosis. Sedas en el área coxal y paragenital desarrolladas en la parte ventral del cuerpo. Sin un parche de sedas cortas y anchas adicionales. Sedas coxales normalmente desarrolladas, el primer par de coxas II-IV largas (cxII, cxIII, cxIV). Seda l4 presente. 1 par de sedas paragenitales (ventral). Sedas d1-d3 sin “chipote” lateral; expandidas y estriadas. Seda sci más delgada que sce. Seda l1 relativamente corta, extendida sólo a través de la base de d2 pero no alcanza la base de d3.

Material estudiado: *E. arganoi* 3 ♀♀, 1 ♂, 2NN ex *D. r.* ♀. Kaxek, Tixkokob, Yucatán. 12-XII-2012. J.B. Morales-Malacara (M6W010[MM]). *E. arganoi* 2 ♀♀, ex *D. r.* ♀. Rancho San Luis, Tunkás, Yucatán. 01-IV-2013. A.D. Cuxim (M6Y001[MM]). *E. arganoi* 6 ♀♀, 1 N. ex *D. r.* ♂. Rancho Santa Isabel, Buctzotz, Yucatán. 28-V-2013. A.D. Cuxim (M6Y013[MM]). *E. arganoi* 1 ♂ . *D. r.* ♂. Rancho San Martín, Buctzotz, Yucatán. 03-VI-2013. A.D. Cuxim (M6Y016[MM]). *E. arganoi* 4 ♀♀, 2 ♂♂, 2NN. ex *D. r.* ♀. Rancho San Antonio Akú, Mérida, Yucatán 06-VI-2013. A.D. Cuxim (M6Y022[MM]). *E. arganoi* 2 ♀♀, 2 ♂♂. ex *D. r.* ♀. Mismos datos (M6Y022[MM]). *E. arganoi* 5 ♀♀, 2 ♂♂, 3 NN. ex *D. r.* ♂. Mismos datos (M6Y024[MM]). *E. arganoi* 3 ♀♀. ex *D. r.* ♂. Mismos datos (M6Y025[MM]). *E. arganoi* 1♀. *D. r.* ♀. Mismos datos (M6Y027[MM]). *E. arganoi* 1 ♂. ex *D. r.* ♀. Rancho Yaxché, Sinanché, Yucatán. 23-VIII-2013. J.B. Morales-Malacara (M7F002[MM]). *E. arganoi* 2 NN. ex *D. r.* ♀. Rancho Sinaí, Sinanché, Yucatán. 23-VIII-2013. J.B. Morales-Malacara (M7F006[MM]). *E. arganoi* 4 ♀♀, 1 N. ex *D. r.* ♀. Rancho Chempel, Sinanché, Yucatán. 23-VIII-2013. J.B. Morales-Malacara (M7F009[MM]). *E. arganoi* 2 ♀♀. ex *D. r.* ♀. Mismos datos (M7F010[MM]). *E. arganoi* 2 ♀♀, 1 N. ex *D. r.* ♀. Rancho San Miguel Xcanan II, Chacsinkin, Yucatán. 01-X-2013. V. Parejas (M7I006[MM]). *E. arganoi* 1 ♂ . ex *D. r.* ♂. Rancho Dzodzil, Bokobá, Yucatán. 02-XII-2013. V. Parejas (M7N015[MM]). *E. arganoi* 1 ♀. ex *D. r.* ♀. Rancho 10 de mayo, Bokobá, Yucatán. 02-XII-2013. V. Parejas (M7N018[MM]). *E. arganoi* 1 N . ex *D. r.* ♂. Tunkás, Yucatán. 04-XII-2013. C.E. Almazán (M7O027[MM]).

Comentario. Este ectoparásito es monoxeno a *D. rotundus*. Ha sido registrado a lo largo de toda su distribución.

Familia Cheyletidae

Diagnosis. Gnatosoma con un par de pedipalpos bien desarrollados, con el complejo uña-tibial tarso, bien desarrollado; Peritrema, en forma de M en el borde anterior del gnatosoma dorsal.

Material estudiado: Cheyletidae 2. ex *D. r.* ♂. Tunkás, Yucatán. 04-XII-2013. C.E. Almazán (M7O027MM]). Cheyletidae 1 ex *D. r.* ♂. Mismos datos (M7O031[MM]).

Comentario. No se pudo determinar el género ni la especie de estos especímenes, ya

que no se pudieron observar bien sus estructuras ventrales, ni características de sexo, sería necesario tener mas colectas de estos ejemplares, para poder discernir su entidad específica.

VIII. 1. 1. B. Biotopo de los ácaros asociados a *Desmodus rotundus*.

Se registraron los sitios donde cada especie de ácaro fue encontrada. Las garrapatas más abundantes en este estudio pertenecen a la especie *O. yumatensis* (Argasidae), ésta se encontró distribuida en el cuerpo, entre el pelaje del murciélago, tanto en la parte ventral como dorsal (Fig. 5). Todos los individuos pertenecen al estadio larval, manteniéndose adheridos al cuerpo del huésped por medio del hipostoma. El ciclo de vida de las garrapatas conlleva varios estadios, y múltiples tomas de alimentos (sangre), es de esperarse que siendo la larva el único estadio encontrado en murciélagos, los adultos (y otros estadios) se encuentren en el mismo refugio (como cavidades y grietas de la cueva). Para el caso del género *Amblyomma* (Ixodidae) los especímenes que se encontraron fueron dos larvas y una hembra, esto puede ocurrir ya que el ciclo de vida es distinto entre estas dos familias de garrapatas.

Los espirognátidos encontrados en *D. rotundus* se observaron principalmente en las membranas alares (protoninfas y machos) y el trago en el oído (hembras adultas) (Fig. 5). Esta diferenciación puede deberse a que las hembras (posiblemente preñadas) buscan un mejor sitio de resguardo ante las altas tasas de acicalamiento de este murciélago.

Los macronísidos se encontraron principalmente en los sitios de las membranas alares pegadas al cuerpo, aunque algunos ejemplares también se localizaron entre el pelaje (Fig. 5). Estos sitios proveen una mayor protección y refugio para algunas especies de ectoparásitos.

Es de esperarse que las especies permanentes y obligadas presentaran sitios bien definidos, debido a la larga asociación con sus huéspedes, así como la presencia de la mayoría de estadios del ciclo de vida.

Los trombicúlidos y leewenhoekidos presentan solo un estadio parásito, la larva. Todos los ejemplares encontrados en este estudio pertenecen a este estadio, encontrándose distribuidos principalmente en la zona dorsal y la cabeza (Fig. 5).

Las especies encontradas donde sólo este estadio es parásito obligado, las ninfas y los adultos son de vida libre y están asociados generalmente al suelo, es por eso que no es de extrañarse que también parasiten roedores en el caso de algunas especies.

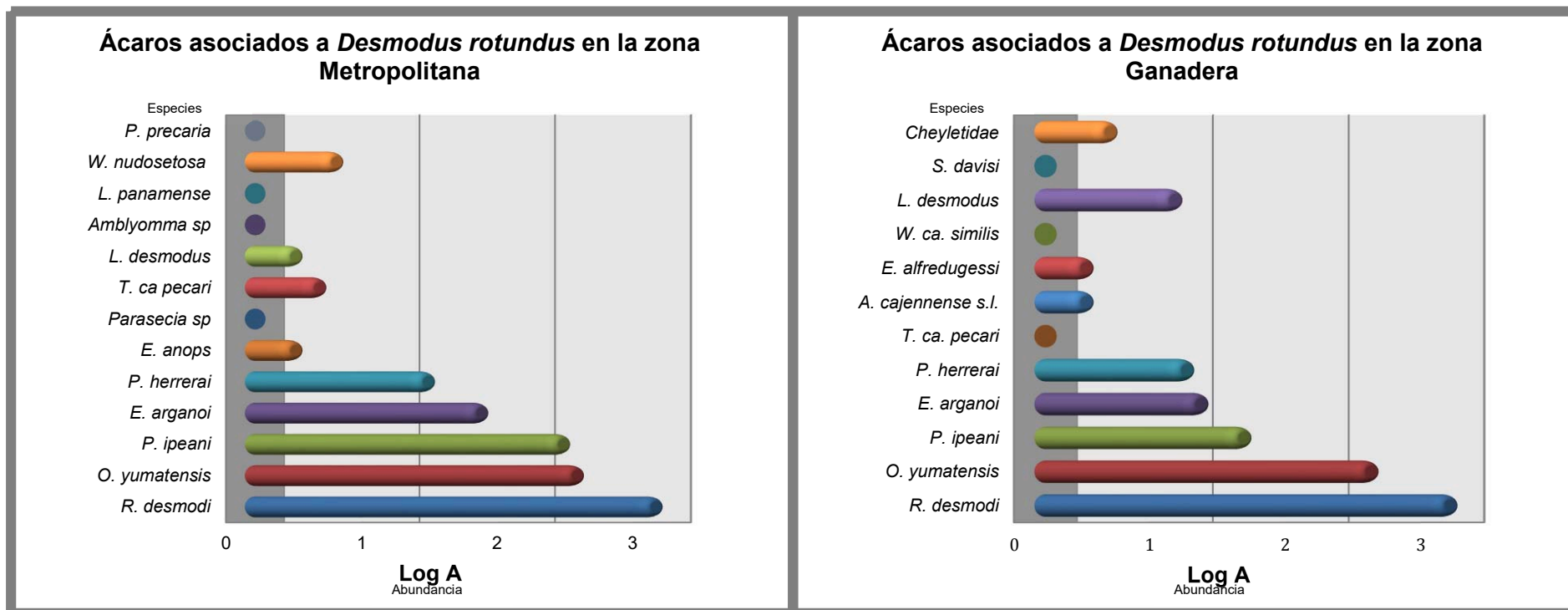


Figura 4. Abundancia de las ácaros asociados a *D. rotundus*. En el panel de la izquierda se muestra la abundancia de las 13 especies encontradas en la zona metropolitana. En el panel de la derecha se muestran la abundancia de las 12 especies encontradas en la zona ganadera. Las abundancias totales fueron transformadas a logaritmo natural para lograr una mejor representación, las abundancias totales se especifican en el cuadro 1.

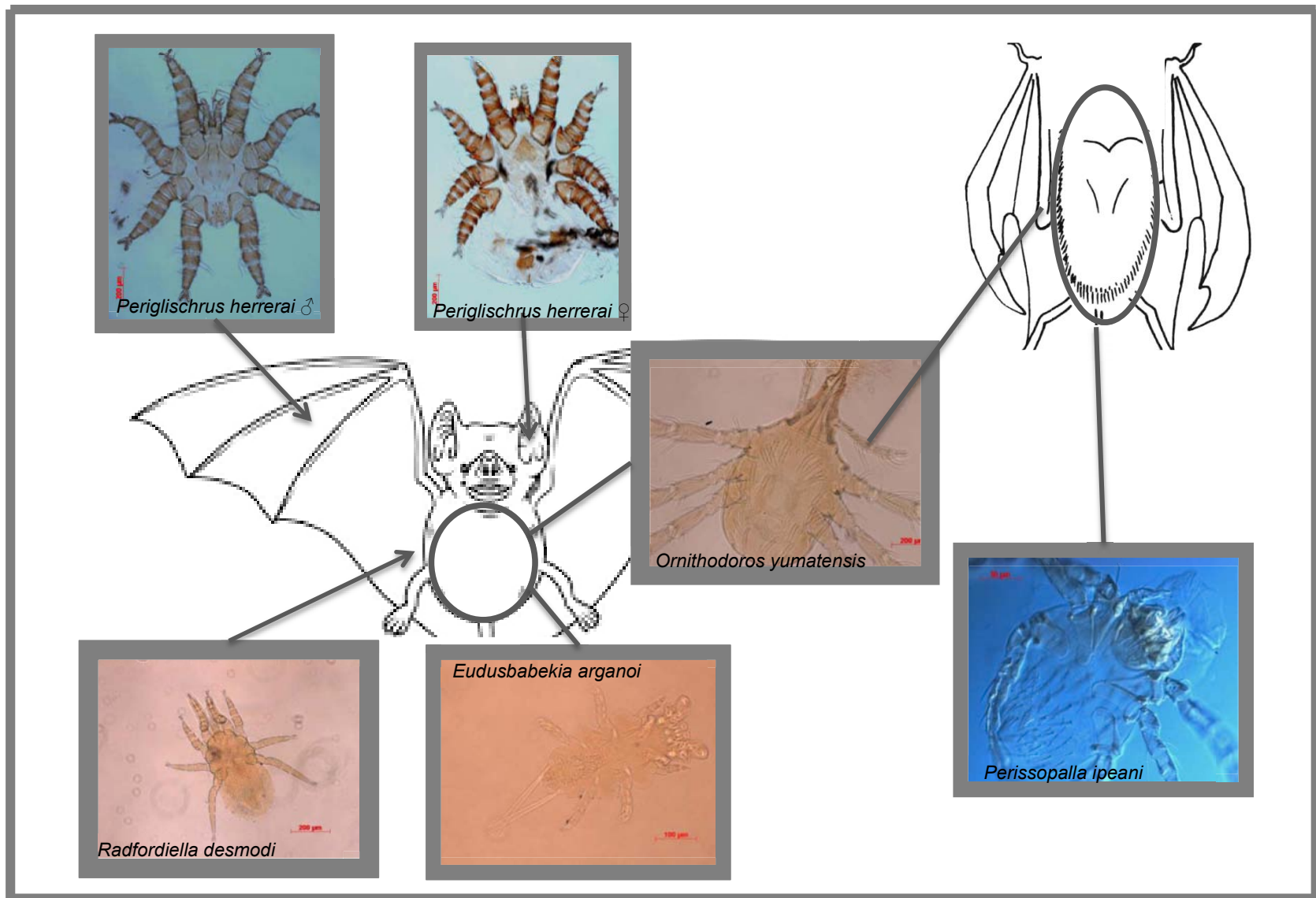


Figura 5. Biotopo de los ácaros asociados a *D. rotundus*. Se muestran las 5 especies más abundantes en este estudio.

VIII. 1. 1. C. Dípteros asociados a *D. rotundus*

Las colectas se realizaron en 11 municipios del estado de Yucatán (Fig. 6) desde diciembre del 2012 a abril de 2015. Las 17 localidades y las fechas se especifican en la figura 5b. Se separaron los lotes para taxonomía y para la búsqueda de secuencias virales. De los 162 murciélagos colectados, un total de **1279** mosquitas pertenecientes a las especies *Trichobius parasiticus* y *Strebla wiedemanni* fueron extraídas. Dos especímenes de *Megistopoda próxima* y uno de *Aspidoptera delatorrei* fueron encontrados en un murciélago pero se consideraron registros accidentales.

Se presenta el listado taxonómico de los dípteros asociados a *Desmodus rotundus* en el estado de Yucatán.

Superorden Panorpida

Orden Diptera

Superfamilia Hippoboscoidea

Familia Streblidae

Strebla wiedemanni Kolontai, 1856

Trichobius parasiticus Gervais 1844

Megistopoda próxima Séguy, 1926

Aspidoptera delatorrei Wenzel, 1966

Género *Strebla*

Cuerpo si está lateralmente comprimido, nunca como una pulga; alas completamente desarrolladas con 6 venas longitudinales. La cabeza presenta ctenidio, con numerosas espinas, extendiéndose dorso-ventralmente. Los palpos son anchos con festonas y sedas tipo espinas, formando una escudo triangular a lo largo de la cabeza. La sutura media del preescudo usualmente corta, nunca completa. Parte posterior de la tibia con al menos 2, y algunas veces 6-8 macrosedas en el borde superior.

***Strebla wiedemanni* Kolontai, 1856**

(Fig. 7)

Diagnosis. Frontoclipeo con placas separadas que son distintivamente más largas que anchas. Ojos multifacetados. Área anterior del ctenidio más ancha que larga. Preesculeto con una sutura

anterior pigmentada; tres líneas irregulares de sedas entre la sutura mesonotal y la sutura anterior. Tres sedas grandes en la parte dorsal de proterotibia cerca de la orilla interior, próximo al ápice, presedidas por cuatro sedas delgadas y cortas.

Material estudiado: *S. wiedemanni* 1♀ ex *D. r.* ♀. Kaxek, Tixkokob, Yucatán. 12-XII-2012. J.B. Morales-Malacara (M6W009[MM]). *S. wiedemanni* 3 ♂ ex *D. r.* ♀. Mismos datos (M6W0010[MM]). *S. wiedemanni* 1♀, 1♂ ex *D. r.* ♂. Mismos datos (M6W0011[MM]). *S. wiedemanni* 2 ♂ ex *D. r.* ♂. Mismos datos (M6W0012[MM]). *S. wiedemanni* 7 ex *D. r.* ♀. Rancho San Luis, Tunkás, Yucatán. 01-IV-2013. A.D. Cuxim (M7Y001[MM]). *S. wiedemanni* 1 ex *D. r.* ♀. Mismos datos (M7Y003[MM]). *S. wiedemanni* 2 ex *D. r.* ♀. Mismos datos (M7Y004[MM]). *S. wiedemanni* 15, 1♂ ex *D. r.* ♂. Mismos datos (M7Y009[MM]). *S. wiedemanni* 8 ex *D. r.* ♂. Mismos datos (M7Y010[MM]). *S. wiedemanni* 2 ex *D. r.* ♂. Mismos datos. C.E. Almazán (M7Y011[MM]). *S. wiedemanni* 1♀ ex *D. r.* ♂. Mismos datos. A.D. Cuxim (M7Y019[MM]). *S. wiedemanni* 7 ex *D. r.* ♂. Rancho Esperanza, Mérida. 04-VI-2013. A.D. Cuxim (M7B001[MM]). *S. wiedemanni* 3 ex *D. r.* ♀. Mismos datos (M7B003[MM]). *S. wiedemanni* 2 ex *D. r.* ♂. Mismos datos (M7B004[MM]). *S. wiedemanni* 14 ex *D. r.* ♀. Mismos datos (M7B005[MM]). *S. wiedemanni* 1 ex *D. r.* ♂. Mismos datos (M7B009[MM]). *S. wiedemanni* 1 ex *D. r.* ♀. Rancho Chen-Delgado, Butzotz, Yucatán. 08-VII-2013. J.B. Morales-Malacara (M7C001[MM]). *S. wiedemanni* 4 ex *D. r.* ♀. Mismos datos (M7C002[MM]). *S. wiedemanni* 3, 1♀ ex *D. r.* ♀. Mismos datos (M7C005[MM]). *S. wiedemanni* 1♂ ex *D. r.* ♀. Rancho Colokchacal, Tekax, Yucatán. 16-XIII-2013. A.D. Cuxim (M7E002[MM]). *S. wiedemanni* 2 ex *D. r.* ♀. Rancho Yaxché, Sinanché, Yucatán. 23-XIII-2013. A.D. Cuxim (M7F001[MM]). *S. wiedemanni* 2 ex *D. r.* ♀. Rancho Yaxché, Sinanché, Yucatán. 23-XIII-2013. J.B. Morales-Malacara (M7F002 [MM]). *S. wiedemanni* 4, 1♂ ex *D. r.* ♀. Rancho Sinaí, Sinanché, Yucatán. Mismos datos (M7F003[MM]). *S. wiedemanni* 3 ex *D. r.* ♂. Mismos datos (M7F004[MM]). *S. wiedemanni* 1 ex *D. r.* ♀. Mismos datos (M7F006[MM]). *S. wiedemanni* 7 ex *D. r.* ♀. Rancho Chempel, Sinanché, Yucatán. 23-VIII-2013. J.B. Morales-Malacara (M7F008[MM]). *S. wiedemanni* 6 ex *D. r.* ♂. Rancho Anicab, Chaksinkin, Yucatán. 02-IX-2013. A.D. Cuxim (M7G001[MM]). *S. wiedemanni* 8, 1♂ ex *D. r.* ♂. Mismos datos (M7G002[MM]). *S. wiedemanni* 1♀ ex *D. r.* ♂. Mismos datos (M7G003[MM]). *S. wiedemanni* 7 ex *D. r.* ♂. Rancho Boxactún, Telchac Pueblo, Yucatán. Mismos datos (M7H001[MM]). *S. wiedemanni* 4 ex *D. r.* ♂. Mismos datos (M7H002[MM]). *S. wiedemanni* 2 ex *D. r.* ♀. Rancho El Basurero, Telchac Pueblo, Yucatán. Mismos datos (M7H003[MM]). *S. wiedemanni* 3 ex *D. r.* ♂. Mismos datos (M7H004[MM]). *S. wiedemanni* 13 ex *D. r.* ♂. Rancho San Miguel Xcanan I, Chacsinkin, Yucatán. 01-X-2013. J.B. Morales-Malacara (M7I001[MM]). *S. wiedemanni* 7 ex *D. r.* ♂. Mismos datos

(M7I002[MM]). *S. wiedemanni* 2 ex *D. r.* ♀. Mismos datos (M7I004[MM]). *S. wiedemanni* 5 ex *D. r.* ♂. Rancho San Miguel Xcanan II, Chacsinkin, Yucatán. 01-X-2013. V. Parejas (M7I006[MM]). *S. wiedemanni* 1 ex *D. r.* ♀. Rancho Panabá I, Chacsinkin, Yucatán. 02-X-2013. J.B. Morales-Malacara (M7I007[MM]). *S. wiedemanni* 2 ex *D. r.* ♂. Mismos datos (M7I008[MM]). *S. wiedemanni* 8 ex *D. r.* ♂. Mismos datos (M7I009[MM]). *S. wiedemanni* 2 ex *D. r.* ♀. Mismos datos (M7I010[MM]). *S. wiedemanni* 2 ex *D. r.* ♀. Mismos datos (M7I013[MM]). *S. wiedemanni* 5 ex *D. r.* ♂. Mismos datos (M7I014[MM]). *S. wiedemanni* 8 ex *D. r.* ♂. Rancho San Luis, Tunkás, Yucatán. 24-V-2013. J.B. Morales-Malacara (M7L003[MM]). *S. wiedemanni* 7, 1♂ ex *D. r.* ♂. Rancho San Juan, Peto, Yucatán. 30-XI-2013. A.D. Cuxim (M7M001[MM]). *S. wiedemanni* 2 ex *D. r.* ♂. Mismos datos. L. Trujillo-Pahua (M7M002[MM]). *S. wiedemanni* 2 ex *D. r.* ♀. Mismos datos. C.E. Almazán (M7M003[MM]). *S. wiedemanni* 3 ex *D. r.* ♀. Mismos datos (M7M006[MM]). *S. wiedemanni* 2 ex *D. r.* ♂. Mismos datos. A.D. Cuxim (M7M007[MM]). *S. wiedemanni* 1♂ ex *D. r.* ♂. Mismos datos. C.E. Almazán (M7M008[MM]). *S. wiedemanni* 2 ex *D. r.* ♂. Mismos datos. A.D. Cuxim (M7M009[MM]). *S. wiedemanni* 1♀ ex *D. r.* ♂. Mismos datos. C.E. Almazán (M7M011[MM]). *S. wiedemanni* 1 ex *D. r.* ♂. Mismos datos. A.D. Cuxim (M7M012[MM]). *S. wiedemanni* 6 ex *D. r.* Rancho 10 de mayo, Bokobá, Yucatán. 02-XII-2013. A.D. Cuxim (M7N001[MM]). *S. wiedemanni* 6, 1♂ ex *D. r.* Rancho Dzodzil, Bokobá, Yucatán. 02-XII-2013. C.E. Almazán (M7N002[MM]). *S. wiedemanni* 3 ex *D. r.* Mismos datos (M7N003[MM]). *S. wiedemanni* 1 ex *D. r.* Mismos datos. J.B. Morales-Malacara (M7N004[MM]). *S. wiedemanni* 8, 1♀ ex *D. r.* Mismos datos. L. Trujillo-Pahua (M7N005[MM]). *S. wiedemanni* 3 ex *D. r.* Mismos datos. J.B. Morales-Malacara (M7N006[MM]). *S. wiedemanni* 2 ex *D. r.* Mismos datos. A.D. Cuxim (M7N007[MM]). *S. wiedemanni* 2 ex *D. r.* Mismos datos. J.B. Morales-Malacara (M7N008[MM]). *S. wiedemanni* 2 ex *D. r.* Mismos datos. L. Trujillo-Pahua (M7N009[MM]). *S. wiedemanni* 7, 2♂♂ ex *D. r.* Mismos datos. L. Trujillo-Pahua (M7N010[MM]). *S. wiedemanni* 1 ex *D. r.* Mismos datos. C.E. Almazán (M7N011[MM]). *S. wiedemanni* 7, 1♀, 1♂ ex *D. r.* Mismos datos. J.B. Morales-Malacara (M7N012[MM]). *S. wiedemanni* 2♂ ex *D. r.* Rancho San Felipe Carrillo Puerto, Bokobá, Yucatán. 02-XII-2013. V. Parejas (M7N013[MM]). *S. wiedemanni* 3 ex *D. r.* Rancho 10 de mayo, Bokobá, Yucatán. 02-XII-2013. L. Trujillo-Pahua (M7N014[MM]). *S. wiedemanni* 7 ex *D. r.* Rancho Dzodzil, Bokobá, Yucatán. 02-XII-2013. V. Parejas (M7N015[MM]). *S. wiedemanni* 2, 2♀♀ ex *D. r.* Mismos datos. L. Trujillo-Pahua (M7N016[MM]). *S. wiedemanni* 6, 1♀, 1♂ ex *D. r.* Mismos datos. J.B. Morales-Malacara (M7N017[MM]). *S. wiedemanni* 2 ex *D. r.* Mismos datos. C.E. Almazán (M7N019[MM]). *S. wiedemanni* 3 ex *D. r.* ♀. Rancho Xanchical, Tunkás. 04-XII-2013. C.E. Almazán (M7O001[MM]). *S. wiedemanni* 2 ex *D. r.* ♀. Mismos datos. J.B. Morales-Malacara (M7O003[MM]). *S. wiedemanni* 13 ex *D. r.* ♀. Mismos datos. C.E.

Almazán (M7O004[MM]). *S. wiedemanni* 6 ex *D. r.* ♀. Mismos datos (M7O006[MM]). *S. wiedemanni* 10 ex *D. r.* ♀. Mismos datos. L. Trujillo-Pahua (M7O007[MM]). *S. wiedemanni* 6 ex *D. r.* ♀. Mismos datos. C.E. Almazán (M7O008[MM]). *S. wiedemanni* 1 *D. r.* ♂. Mismos datos. J.B. Morales-Malacara (M7O009[MM]). *S. wiedemanni* 4 *D. r.* ♂. Mismos datos. C.E. Almazán (M7O010[MM]). *S. wiedemanni* 2♀♀, 5♂♂ ex *D. r.* Mismos datos. L. Trujillo-Pahua (M7O011[MM]). *S. wiedemanni* 2♀♀, 6♂♂ ex *D. r.* Mismos datos. C.E. Almazán (M7O012[MM]). *S. wiedemanni* 1♀, 2♂♂ ex *D. r.* Mismos datos.(M7O014[MM]). *S. wiedemanni* 1♀, 1♂ ex *D. r.* Mismos datos.(M7O015[MM]). *S. wiedemanni* 5♀♀, 3♂♂ ex *D. r.* Mismos datos.(M7O017[MM]). *S. wiedemanni* 3♂♂ ex *D. r.* Mismos datos. J.B. Morales-Malacara (M7O018[MM]). *S. wiedemanni* 1♂ ex *D. r.* Mismos datos. C.E. Almazán (M7O019[MM]). *S. wiedemanni* 3♀♀, 4♂♂ ex *D. r.* Mismos datos. J.B. Morales-Malacara (M7O020[MM]). *S. wiedemanni* 3♀♀, 7♂♂ ex *D. r.* Mismos datos (M7O021[MM]). *S. wiedemanni* 3♂♂ ex *D. r.* ♂. Mismos datos. J.B. Morales-Malacara (M7O024[MM]). *S. wiedemanni* 3♀♀, 3♂♂ ex *D. r.* ♂. Mismos datos. C.E. Almazán (M7O025[MM]). *S. wiedemanni* 2♀♀, 3♂♂ ex *D. r.* ♂. Mismos datos (M7O026[MM]). *S. wiedemanni* 2♀♀, 4♂♂ ex *D. r.* ♂. Mismos datos (M7O027[MM]). *S. wiedemanni* 1♀, 1♂ ex *D. r.* ♀. Mismos datos. C.E. Almazán (M7O029[MM]). *S. wiedemanni* 2♂♂ ex *D. r.* ♂. Mismos datos (M7O031[MM]). *S. wiedemanni* 3♀♀, 2♂♂ ex *D. r.* ♀. Mismos datos (M7O032[MM]). *S. wiedemanni* 1♂ ex *D. r.* ♂. Mismos datos. V. Parejas (M7O033[MM]). *S. wiedemanni* 1 ex *D. r.* ♀. Tunkás, Yucatán. 01-IV-2015. C.E. Almazán (M7Z002[MM]). *S. wiedemanni* 2 ex *D. r.* ♂. Mismos datos (M7Z003[MM]). *S. wiedemanni* 5 ex *D. r.* ♀. Mismos datos. A.D. Cuxim (M7Z004[MM]). *S. wiedemanni* 6 ex *D. r.* ♂. Mismos datos. C.E. Almazán (M7Z006[MM]). *S. wiedemanni* 13 ex *D. r.* ♀. Mismos datos. A.D. Cuxim (M7Z007[MM]). *S. wiedemanni* 2 ex *D. r.* ♂. Reserva de Yalahau, Homún, Yucatán. 03-IV-2015. A.D. Cuxim (M7Z009[MM]).

Comentario. Este ectoparásito tiene gran afinidad por *D. rotundus* pero ha sido registrado en otras especies de murciélagos. Esto lo hace un parásito polixeno.

Género *Trichobius*

Alas normales y bien desarrolladas; ausencia de ctenidio. El margen superior del preescutelo frecuentemente sinuoso, con prolongaciones medias en forma roma, y nunca con terminación parecida a dientes filosos. Superficie superior de la tibia con sedas más o menos uniformes, nunca con macrosedas. Los márgenes del tórax oblicuos anterior y posteriormente. Cara interior del profémur sin espinas aunque setas conspicuas pueden estar presentes. Palpos con sedas en la parte ventral y en los márgenes. Patas posteriores no mayores al doble del tamaño de las

patas delanteras.

***Trichobius parasiticus* Gervais 1844**

(Fig. 7)

Diagnosis. Cuerpo mediano, de 1.36 a 1.70 mm. Tórax distintivamente aplanado. Seis venas longitudinales en las alas, cerca del ángulo basal. Sutura media sin bifurcar usualmente extendida a la mitad del escutelo o después de él. Escutelo y preescutelo con áreas conspicuas desprovistas de sedas. Línea de sedas muy cortas en forma de “W” en el margen posterior del escutelo.

Material estudiado: *T. parasiticus* 1♂ ex *D. r.* ♀. Kaxek, Tixkokob, Yucatán. 12-XII-2012. J.B. Morales-Malacara (M6W010[MM]). *T. parasiticus* 8 ex *D.r.* ♀. Rancho San Luis, Tunkás, Yucatán. 01-IV-2013. A.D. Cuxim (M6Y001[MM]). *T. parasiticus* 5 ex *D.r.* ♂. Mismos datos (M6Y002[MM]). *T. parasiticus* 8 ex *D. r.*♀. Mismos datos. (M6Y003 [MM]).*T. parasiticus* 11 ex *D.r.* ♀. Mismos datos (M6Y004[MM]). *T. parasiticus* 2 ex *D.r.* ♂ Mismos datos (M6Y005[MM]). *T. parasiticus* 1♀ ex *D.r.* Mismos datos (M6Y007[MM]). *T. parasiticus* 9, 1♂ ex *D.r.* ♂. Mismos datos (M6Y008[MM]). *T. parasiticus* 15 ex *D.r.* ♂ Mismos datos (M6Y009[MM]). *T. parasiticus* 5 ex *D.r.* ♂ Mismos datos (M6Y010[MM]). *T. parasiticus* 11 ex *D.r.* Mismos datos (M6Y009[MM]). *T. parasiticus* 7 ex *D.r.* ♂. Rancho Esperanza, Mérida, Yucatán. Mismos datos (M7B001[MM]). *T. parasiticus* 2 ex *D.r.* ♀. Mismos datos (M7B003[MM]). *T. parasiticus* 2 ex *D.r.* ♂ . Mismos datos (M7B004[MM]). *T. parasiticus* 1 ex *D.r.* ♀. Mismos datos (M7B005[MM]). *T. parasiticus* 5 ex *D.r.* ♀. Mismos datos (M7B006[MM]). *T. parasiticus* 3 ex *D.r.* ♂. Mismos datos (M7B007[MM]).*T. parasiticus* 2 ex *D.r.* ♂. Mismos datos (M7B008[MM]). *T. parasiticus* 2 ex *D.r.* ♂. Mismos datos (M7B009[MM]). *T. parasiticus* 3 ex *D.r.* ♀. Mismos datos (M7B010[MM]). *T. parasiticus* 2 ex *D.r.* ♂. Mismos datos (M7B011[MM]). *T. parasiticus* 11 ex *D.r.* ♀. Rancho Chen-Delgado, Butzotz, Yucatán. 08-VII-2013. J.B. Morales-Malacara (M7C001[MM]). *T. parasiticus* 9 ex *D.r.* ♀. Mismos datos (M7C002[MM]). *T. parasiticus* 1♀, 9 ♂♂ ex *D.r.* ♂. Mismos datos (M7C004[MM]). *T. parasiticus* 21, 1♀ ex *D.r.* ♀. Mismos datos (M7C005[MM]). *T. parasiticus* 1♂ ex *D.r.* ♀. Mismos datos (M7C006[MM]). *T. parasiticus* 9 ex *D. r.* ♀. Rancho Sta. Teresa, Yaxnic-Mérida, Yucatán. 02-XIII-2013. A.D. Cuxim (M7D002 [MM]). *T. parasiticus* 34 ex *D. r.* ♀. Mismos datos (M7D003 [MM]). *T. parasiticus* 10 ex *D. r.* ♀. Rancho Colokchacal, Tekax, Yucatán. 16-XIII-2013. A.D. Cuxim (M7E002[MM]). *T. parasiticus* 14 ex *D. r.* ♀. Rancho Yaxché, Sinanché, Yucatán. 23-XIII-2013. A.D. Cuxim (M7F001[MM]). *T. parasiticus* 6, 1♂ ex *D. r.* ♀. Rancho Yaxché, Sinanché, Yucatán. 23-XIII-2013. J.B. Morales-Malacara (M7F002 [MM]). *T. parasiticus* 13, 1♀ ex *D. r.* ♀. Rancho Sinaí, Sinanché, Yucatán. Mismos datos (M7F003[MM]). *T. parasiticus* 2 ex *D. r.* ♂.

Mismos datos (M7F005[MM]). *T. parasiticus* 8 ex *D. r.* ♀. Mismos datos (M7F006[MM]). *T. parasiticus* 12 ex *D. r.* ♀. Mismos datos (M7F007[MM]). *T. parasiticus* 2 ex *D. r.* ♀. Rancho Chempel, Sinanché, Yucatán. Mismos datos (M7F008[MM]). *T. parasiticus* 3, 1♀ ex *D. r.* ♀. Mismos datos (M7F009[MM]). *T. parasiticus* 2, ex *D. r.* ♂. Rancho Boxactún, Telchac Pueblo, Yucatán. Mismos datos (M7H001[MM]). *T. parasiticus* 2, ex *D. r.* ♂. Mismos datos (M7H002[MM]). *T. parasiticus* 4, ex *D. r.* ♀. Rancho El Basurero, Telchac Pueblo, Yucatán. Mismos datos (M7H003[MM]). *T. parasiticus* 8, ex *D. r.* ♂. Mismos datos (M7H004[MM]). *T. parasiticus* 2 ex *D. r.* Rancho La Reja, Telchac Pueblo, Yucatán. 23-IX-2013. A.D. Cuxim (M7H007[MM]). *T. parasiticus* 5 ex *D. r.* ♀. Rancho San Miguel Xcanan I, Chacsinkin, Yucatán. 01-X-2013. J.B. Morales-Malacara (M7I002[MM]). *T. parasiticus* 8 ex *D. r.* ♀. Mismos datos (M7I003[MM]). *T. parasiticus* 7 ex *D. r.* ♀. Mismos datos (M7I004[MM]). *T. parasiticus* 2 ex *D. r.* ♂. Mismos datos (M7I005[MM]). *T. parasiticus* 22 ex *D. r.* ♀. Rancho San Miguel Xcanan II, Chacsinkin, Yucatán. 01-X-2013. V. Parejas (M7I006[MM]). *T. parasiticus* 18 ex *D. r.* ♀. Rancho Panabá I, Chacsinkin, Yucatán. 02-X-2013. J.B. Morales-Malacara (M7I007[MM]). *T. parasiticus* 9 ex *D. r.* ♂. Mismos datos (M7I008[MM]). *T. parasiticus* 5 ex *D. r.* ♂. Mismos datos (M7I009[MM]). *T. parasiticus* 22 ex *D. r.* ♀. Mismos datos (M7I010[MM]). *T. parasiticus* 13 ex *D. r.* ♀. Mismos datos (M7I011[MM]). *T. parasiticus* 8 ex *D. r.* ♀. Mismos datos (M7I012[MM]). *T. parasiticus* 16 ex *D. r.* ♀. Mismos datos (M7I013[MM]). *T. parasiticus* 1♂ ex *D. r.* ♂. Rancho San Juan, Peto, Yucatán. 30-XI-2013. A.D. Cuxim (M7M005[MM]). *T. parasiticus* 1♂ ex *D. r.* ♂. Mismos datos (M7M012[MM]). *T. parasiticus* 1♂ ex *D. r.* ♂. Mismos datos (M7M013[MM]). *T. parasiticus* 12, 3♀, 4♂ ex *D. r.* Rancho Dzodzil, Bokobá, Yucatán. 02-XII-2013. C.E. Almazán (M7N002[MM]). *T. parasiticus* 5 ex *D. r.* Mismos datos (M7N003[MM]). *T. parasiticus* 1 ex *D. r.* Mismos datos. J.B. Morales-Malacara (M7N004[MM]). *T. parasiticus* 2 ex *D. r.* Mismos datos. L. Trujillo-Pahua (M7N005[MM]). *T. parasiticus* 4 ex *D. r.* Mismos datos. J.B. Morales-Malacara (M7N006[MM]). *T. parasiticus* 7 ex *D. r.* Mismos datos. A.D. Cuxim (M7N007[MM]). *T. parasiticus* 6 ex *D. r.* Mismos datos. J.B. Morales-Malacara (M7N008[MM]). *T. parasiticus* 6 ex *D. r.* Mismos datos. L. Trujillo-Pahua (M7N009[MM]). *T. parasiticus* 5, 1♀, 1♂ ex *D. r.* Mismos datos. (M7N010[MM]). *T. parasiticus* 3 ex *D. r.* Mismos datos. C.E. Almazán (M7N011[MM]). *T. parasiticus* 2 ex *D. r.* Mismos datos. J.B. Morales-Malacara (M7N012[MM]). *T. parasiticus* 2♀♀, 3♂ ex *D. r.* Mismos datos (M7N017[MM]). *T. parasiticus* 1♂, ex *D. r.* Rancho 10 de mayo, Bokobá, Yucatán. 02-XII-2013. V. Parejas (M7N018[MM]). *T. parasiticus* 1 ex *D. r.* Rancho Dzodzil, Bokobá. 02-XII-2013. C.E. Almazán (M7N019[MM]). *T. parasiticus* 12 ex *D. r.* ♀. Rancho Xanchical, Tunkás. 04-XII-2013. C.E. Almazán (M7O001[MM]). *T. parasiticus* 3 ex *D. r.* ♂. Mismos datos. L. Trujillo-Pahua (M7O002[MM]). *T. parasiticus* 10 ex *D. r.* ♀. Mismos datos. J.B. Morales-Malacara

(M7O003[MM]). *T. parasiticus* 36 ex *D. r.* ♀. Mismos datos. C.E. Almazán (M7O004[MM]). *T. parasiticus* 1 ex *D. r.* ♂. Mismos datos. J.B. Morales-Malacara (M7O005[MM]). *T. parasiticus* 9 ex *D. r.* ♀. Mismos datos. C.E. Almazán (M7O006[MM]). *T. parasiticus* 23 ex *D. r.* ♀. Mismos datos. L. Trujillo-Pahua (M7O007[MM]). *T. parasiticus* 6 ex *D. r.* ♀. Mismos datos. C.E. Almazán (M7O008[MM]). *T. parasiticus* 10 ex *D. r.* ♂. Mismos datos. (M7O010[MM]). *T. parasiticus* 3, 2♀♀, 7♂♂ ex *D. r.* Mismos datos. L. Trujillo-Pahua (M7O011[MM]). *T. parasiticus* 5♀♀, 14♂♂ ex *D. r.* Mismos datos. C.E. Almazán (M7O012[MM]). *T. parasiticus* 3♂ ex *D. r.* Mismos datos. (M7O014[MM]). *T. parasiticus* 1♂ ex *D. r.* Mismos datos. (M7O016[MM]). *T. parasiticus* 3♀ ex *D. r.* Mismos datos (M7O017[MM]). *T. parasiticus* 1♂ ex *D. r.* Mismos datos. J.B. Morales-Malacara (M7O018[MM]). *T. parasiticus* 2♀♂, 3♂♂ ex *D. r.* Mismos datos. C.E. Almazán (M7O019[MM]). *T. parasiticus* 1♀, 6♂♂ ex *D. r.* Mismos datos. J.B. Morales-Malacara (M7O020[MM]). *T. parasiticus* 1♀, 3♂♂ ex *D. r.* Mismos datos. (M7O021[MM]). *T. parasiticus* 6♀♀, 11♂♂ ex *D. r.* Mismos datos. C.E. Almazán (M7O022[MM]). *T. parasiticus* 1♀, 2♂ ex *D. r.* Mismos datos. L. Trujillo-Pahua (M7O023[MM]). *T. parasiticus* 1♂ ex *D. r.* ♂. Mismos datos. J.B. Morales-Malacara (M7O024[MM]). *T. parasiticus* 1, 6♀♀, 22♂♂ ex *D. r.* ♂. Mismos datos. C.E. Almazán (M7O025[MM]). *T. parasiticus* 4♀♀, 9♂♂ ex *D. r.* ♂. Mismos datos (M7O026[MM]). *T. parasiticus* 3♀♀, 9♂♂ ex *D. r.* ♂. Mismos datos (M7O027[MM]). *T. parasiticus* 1♂ ex *D. r.* ♂. Mismos datos (M7O028[MM]).]). *T. parasiticus* 1♀, 4♂♂ ex *D. r.* ♀. Mismos datos (M7O029[MM]). *T. parasiticus* 1♀, 1♂ ex *D. r.* ♂. Mismos datos (M7O031[MM]). *T. parasiticus* 5♀♀, 5♂♂ ex *D. r.* ♀. Mismos datos (M7O032[MM]). *T. parasiticus* 11♀♀, 12♂♂ ex *D. r.* ♀. Mismos datos. V. Parejas (M7O033[MM]). *T. parasiticus* 20 ex *D. r.* ♀. Tunkás, Yucatán. 01-IV-2015. C.E. Almazán (M7Z001[MM]). *T. parasiticus* 15 ex *D. r.* ♀. Mismos datos (MZ002[MM]). *T. parasiticus* 5 ex *D. r.* ♂. Mismos datos. A.D. Cuxim (M7Z005[MM]). *T. parasiticus* 4 ex *D. r.* ♀. Mismos datos (MZ007[MM]). *T. parasiticus* 3 ex *D. r.* ♂. Reserva Yalahau, Homún, Yucatán. C.E. Almazán (MZ013[MM]).

Comentario. Esta mosquita hematófaga también es considerado polixeno, pero se ha encontrado asociado a *D. rotundus* en la mayoría de los estudios.

Género *Megistopoda*

Cabeza sin ctenidio; alas muy reducidas; medida del cuerpo entre 1.70-2.48 mm. Patas posteriores elongadas al menos el doble de las patas delanteras. Escutelo esclerotizado.

***Megistopoda proxima* Séguy, 1926**

(Fig. 7)

Diagnosis. Gonapofises con margen ventral casi recto desde una vista lateral, con una fila de sedas translúcidas en forma de espina, morfológicamente entre macroseda y en forma de punta. Macroseda en el gonapofisis en os machos insertada e el tercer cuarto (desde la parte basal).

Material estudiado. *M proxima* 1♀, 1♂ ex *D. r.* Rancho Xanchical, Tunkás, Yucatán. 04-XII-2013. C.E. Almazán (M7O014[MM]).

Comentario. Esta especie se reporta más frecuentemente en *Sturnira liliium* (Wenzel & Tipton, 1966) y por la baja frecuencia de esta especie en este estudio, se puede considerar como una “transferencia por perturbación”, es decir, pudo cambiar momentáneamente de huésped, ya que algunos especímenes de *S. liliium* cayeron en las redes durante la colecta.

Género *Aspidoptera*

Cabeza sin ctenidio; alas reducidas pero conspicuas. Patas posteriores alargadas pero no conspicuamente más largas que las delanteras. La sutura mesonotal no se extiende mas allá de la sutura transversal, esta unión en forma de “T”. El margen posterior de la cabeza es redondeado. Los palpos ligeramente más largos que anchos, y casi verticales. Parte dorsal del abdomen cubierto de sedas cortas.

***Aspidoptera delatorrei* Wenzel, 1966**

(Fig. 7)

Diagnosis. Todas las sedas son largas en el mesepisterno. Tergito I+II con tres a cuatro filas de sedas conspicuas y largas, además de sedas cortas cerca del margen interior. Las hembras presentan una placa supraanal con cinco o seis sedas muy largas o sedas subapicales y una fila transversal de seis sedas cortas en la parte media, esta fila a veces separada en dos grupos laterales de tres sedas cada con un desplazamiento anterior del par de macrosedas (situadas en la parte media).

Material estudiado. *A. delatorrei* 1♀ ex *D. r.* Rancho Xanchical, Tunkás, Yucatán. 04-XII-2013. C.E. Almazán (M7O014[MM]).

Comentario. Este parásito también se considera una colecta accidental, por la baja presencia en este estudio.

VIII. 1. 1. D. Biotopo de los ácaros asociados a *D. rotundus*

Las dos especies predominantes en este estudio se encontraron en el cuerpo del murciélago, tanto ventral como dorsalmente, y las zonas cercanas a las membranas alares y el cuello. Es de esperarse que los sitios con pelaje son los más comunes debido a la morfología de estas mosquitas, aplanadas dorsoventralmente y con patas y tarsos especializados para el movimiento en el huésped que les permiten una mayor libertad de movimiento, así como protección a los periodos de acicalamiento del murciélago.

Los registros para *M. proxima* y *A. delatorrei* se consideran accidentales al no poder corroborar si fue un caso de contaminación.

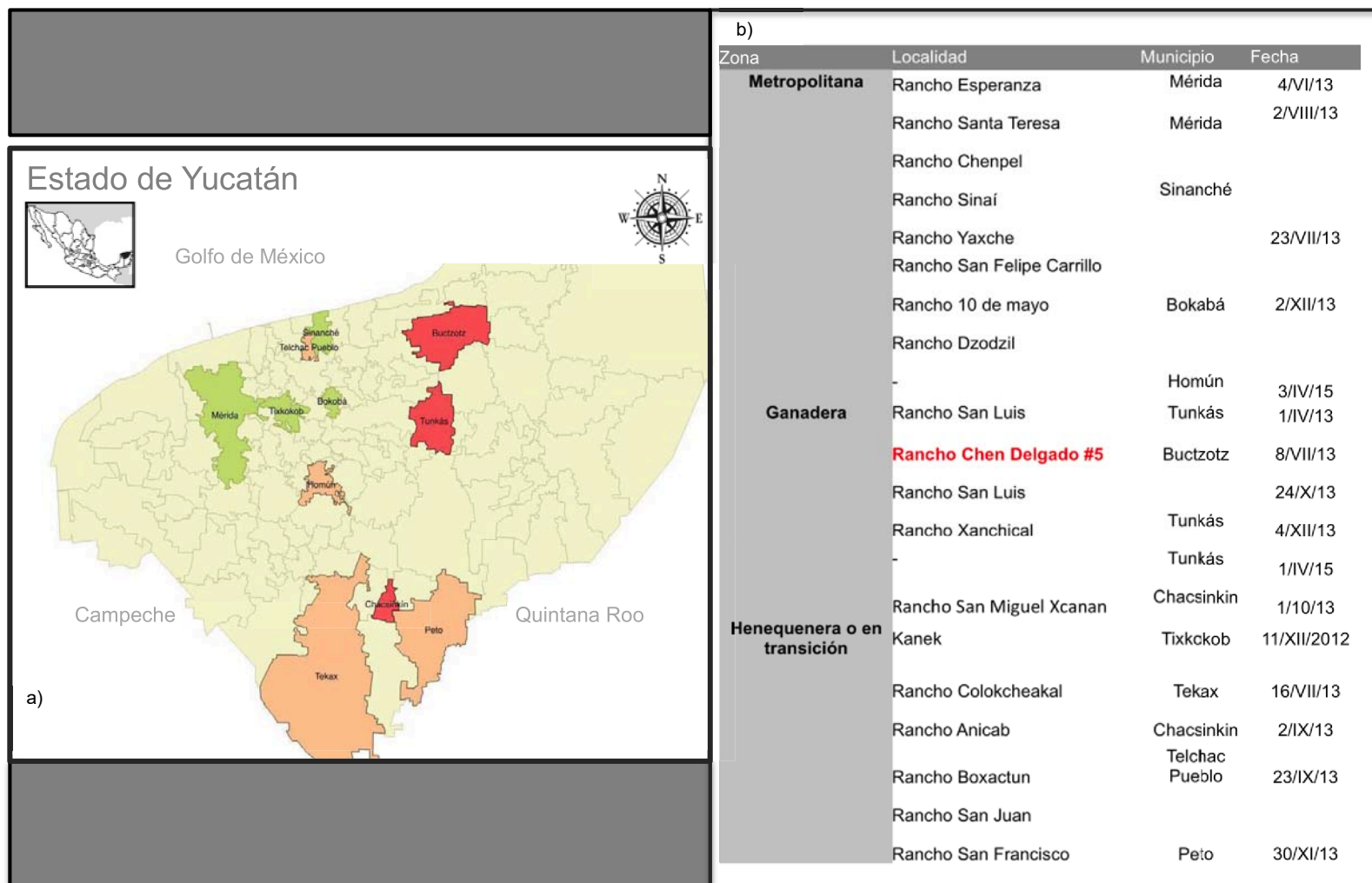


Figura 6. Área de estudio de los dípteros hematófagos asociados a *D. rotundus*. a) Las colectas se realizaron en 11 municipios del estado de Yucatán. b) Un total de 17 ranchos desde diciembre del 2012 a abril de 2015.

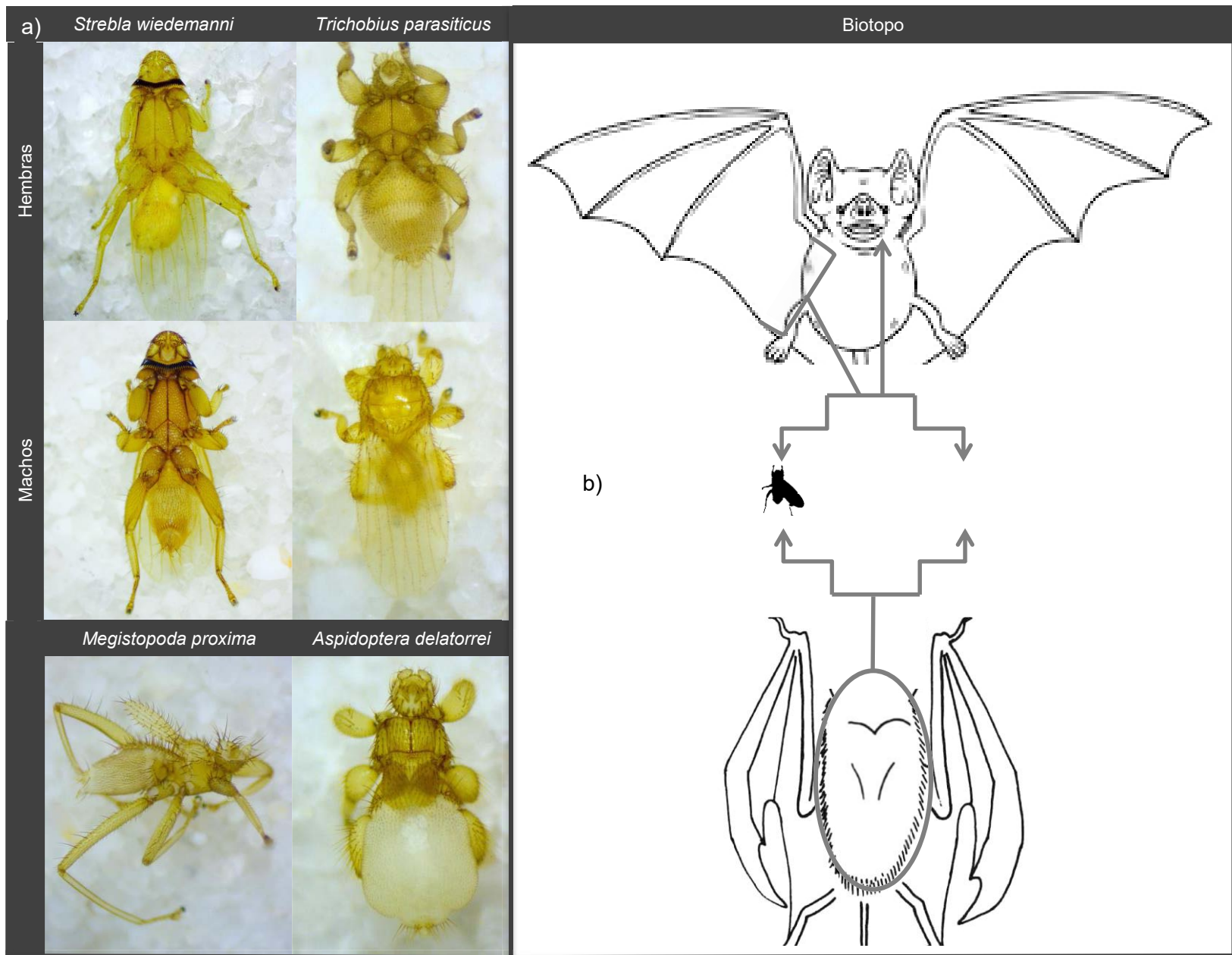


Figura 7. Biotopo de los dípteros asociados a *D. rotundus* en Yucatán. a) En los primeros paneles se observan las especies predominantes del estudio, las últimas dos especies se consideran registros accidentales. b) la preferencia de biotopo de las mosquitas hematófagas.

VIII. 1. 2. Estudio comparativo de la carga ectoparasitaria de *D. rotundus*

Se obtuvo la prevalencia, intensidad media, abundancia media (Cuadro 1) e intensidad mediana para los ácaros más abundantes. Las prevalencias de ambas zonas se compararon por medio de χ^2 y prueba de Fisher, presentando para *R. desmodi* (χ^2 , $p= 0.60$; F, $p= 1$), *O. yumatensis* (χ^2 , $p=0.11$; F, $p=0.11$), *P. ipeanni* (χ^2 , $p=0.53$; F, $p= 0.53$), *P. herreraei* (χ^2 , $p= 1$; F, $p= 1$) y *E. arganoi* (χ^2 , $p=0.08$; F, $p=0.08$). En la comparación de abundancia media e intensidad media se utilizó la prueba t (1000 bootstraps), siendo para *R. desmodi* $p=0.867$ y $p=0.87$, *O. yumatensis* $p=0.92$ y $p=0.47$, *P. ipeani* $p=0.43$ y $p= 0.37$, *P. herreraei* $p= 0.38$ y $p= 0.10$ y *E. arganoi* $p= 0.06$ y $p=0.44$, respectivamente. Para comparar la intensidad mediana se utilizó la prueba de Mood, siendo para *R. desmodi* $p=0.59$, *O. yumatensis* $p=1$, *P. ipeani* $p= 0.24$, *P. herreraei* $p= 1$ y *E. arganoi* $p=0.56$. En ninguna de las especies compartidas entre las dos zonas se encontraron diferencias significativas.

Considerando el sexo del murciélago, se encontraron diferencias en la abundancia de algunos ácaros, es decir el sexo de los murciélagos está relacionado con la presencia de un estadio. En el caso de *R. desmodi*, los machos presentaron una mayor cantidad de protoninfas y adultos que las hembras ($\chi^2=8.47$; $gl=1$, $p<0.05$). Para la garrapata *O. yumatensis*, los machos infestados presentaron una mayor cantidad de larvas que las hembras infestadas ($\chi^2=4.99$; $gl=1$, $p< 0.05$).

Aunque las diferencias no fueron significativas, podemos observar algunas tendencias entre las dos zonas, por ejemplo en la zona ganadera se observa una mayor prevalencia para *O. yumatensis*, así como para *E. arganoi* en la zona metropolitana. Para las especies que tuvieron una poca representación en el estudio no se pudo obtener la descripción estadística. Además en las especies que la mayoría de los individuos se encontraron en pocos huéspedes (como el caso de *P. ipeani*) los intervalos de confianza eran demasiado amplios para considerarse. Este comportamiento de distribución anormal se observa en la mayoría de los parásitos.

Cuadro 1. Descripción estadística de los ácaros asociados a *D. rotundus*. CI=Intervalo de confianza; * los valores no se pudieron calcular; ^= insuficientes datos para calcular CI. AT= abundancia total; AM=abundancia media; P= prevalencia; IM= intensidad media

	Zona Metropolitana	Zona Ganadera	Zona Metropolitana	Zona Ganadera	Zona Metropolitana	Zona Ganadera	Zona Metropolitana	Zona Ganadera
<i>Especie</i>	AT	AT	AM (CI 95%)	AM (CI 95%)	P (CI 95%)	P (CI 95%)	IM (CI 95%)	IM (CI 95%)
<i>R. desmodi</i>	908	958	29.3 (18.6-44.2)	30.9 (20.9-48.2)	0.935 (0.786-0.992)	0.935 (0.786-0.992)	31.3 (20.4-47.2)	33 (22.8-52.4)
<i>O. yumatensis</i>	239	250	7.71 (3.74-15.2)	8.06 (4.77-13.7)	0.516 (0.331-0.698)	0.742 (0.554-0.881)	14.9 (8.5-29.5)	10.9 (6.48-18.3)
<i>P. ipeani</i>	189	29	6.13 (0.548-33.3)^	0.935 (0.323-2.32)	0.161 (0.055-0.337)^	0.258 (0.119-0.446)	38 (4.6-106)^	3.62 (1.5-7)
<i>E. arganoi</i>	47	14	1.52 (0.742-2.71)	0.452 (0.129-1.29)	0.387 (0.218-0.578)	0.161 (0.055-0.337)	3.92 (2.58-5.67)	2.8 (1.4-5.2)
<i>P. herrerae</i>	19	11	0.613 (0.226-1.23)	0.355 (0.161-0.742)	0.226 (0.096-0.411)^	0.258 (0.119-0.446)	2.71 (1.43-3.71)	1.38 (1-2.12)
<i>E. anops</i>	2	0	0.0645 (0-0.194)^	-	0.032 (0.001-0.167)^	-	*	-
<i>Parasecia sp</i>	1	0	*	-	*	*	*	*
<i>T. ca pecari</i>	3	1	0.0968 (0-0.29)^	*	0.065 (0.008-0.214)^	*	1.5 (1-1.5)^	*
<i>L. desmodus</i>	2	9	0.0645 (0-0.194)^	0.29 (0.0323-1.16)^	0.032 (0.001-0.167)^	0.097 (0.020-0.258)^	*	3 (1-4.67)
<i>Amblyomma sp</i>	1	0	*	-	*	-	*	-
<i>L. panamense</i>	1	0	*	-	*	-	*	-
<i>W. nudosetosa</i>	4	0	0.0645 (0-0.194)^	-	0.032 (0.001-0.167)^	-	*	-
<i>P. precaria</i>	1	0	*	-	*	-	*	-
<i>A. cajennense s.l.</i>	0	2	-	0.0645 (0-0.194)^	-	0.032 (0.001-0.167)^	-	*
<i>E. alfredugessi</i>	0	2	-	*	-	*	-	*
<i>W. ca. similis</i>	0	1	-	*	-	*	-	*
<i>S. davisii</i>	0	1	-	*	-	*	-	*
<i>Cheyletidae</i>	0	3	-	0.0968 (0-0.29)^	-	0.065 (0.008-0.214)^	-	1.5 (1-1.5)^

Para los dípteros hematófagos también se obtuvo la prevalencia, abundancia media e intensidad media en cada una de las zonas estudiadas (Cuadro 2) del estado de Yucatán. Si se toman en cuenta los datos totales de todo el estado, la abundancia e intensidad media de *T. parasiticus* es mayor a *S. wiedemanni* ($p < 0.05$).

De manera particular, en la zona ganadera no se encontró diferencias significativas en la prevalencia (χ^2 , $p = 0.017$; F, $p = 0.17$), sin embargo sí en la abundancia e intensidad media (prueba t, $p < 0.05$). Es decir, en promedio hay más mosquitas *T. parasiticus* que *S. wiedemanni*; en esta zona y además, cuando un murciélago está infestado tendrá una mayor cantidad de *T. parasiticus*. Algo parece ocurrir con la zonas de refugio o percha de este murciélago que favorece a *T. parasiticus*.

En la zona Metropolitana no hubo significancia en las diferencias entre los estréblidos (χ^2 , $p = 0.71$; prueba t, $p = 0.28$).

La prevalencia y la intensidad media entre las dos especies de mosquitas, en la zona henequenera, muestran una diferencia significativa (prueba t, $p < 0.05$), no el caso de la abundancia media. Es decir, un mayor número de murciélagos se encuentran infestados por *S. wiedemanni* y pero al estar infestados presentan un mayor número de *T. parasiticus*.

Cuadro 2. Descripción estadística de los dípteros asociados a *D. rotundus*. N= número total de murciélagos; HI= huéspedes infectados; P= prevalencia; AM= abundancia media; IM= intensidad media.

Zona	Especie	N	HI	P (CI 95%)	AM (CI 95%)	IM (CI 95%)
Ganadera	<i>T. parasiticus</i>	62	46	0.742 (0.615-0.845)	7.18 (5.39-9.4)	9.67 (7.59-12.1)
	<i>S. wiedemanni</i>	62	38	0.631 (0.481-0.734)	3 (2.24-2.02)	4.89 (3.89-6.05)
Metropolitana	<i>T. parasiticus</i>	60	37	0.617 (0.482-0.739)	3.6 (2.5-5.58)	5.84 (4.38-8.93)
	<i>S. wiedemanni</i>	60	34	0.567 (0.432-0.694)	2.57 (1.84-3.54)	4.53 (3.5-5.85)
Henequenera	<i>T. parasiticus</i>	41	22	0.537 (0.374-0.693)	4.02 (2.44-6.22)	7.5 (5.09-10.5)
	<i>S. wiedemanni</i>	41	31	0.756 (0.597-0.876)	2.68 (1.88-3.71)	3.55 (2.71-4.84)

Para comparar la abundancia de las mosquitas hematófagas entre las tres zonas estudiadas, se utilizó la prueba Kruskal Wallis. Se observó que *T. parasiticus* se encuentra en mayor abundancia en la zona ganadera (H= 8.47, $p < 0.05$) con respecto a las otras zonas estudiadas.

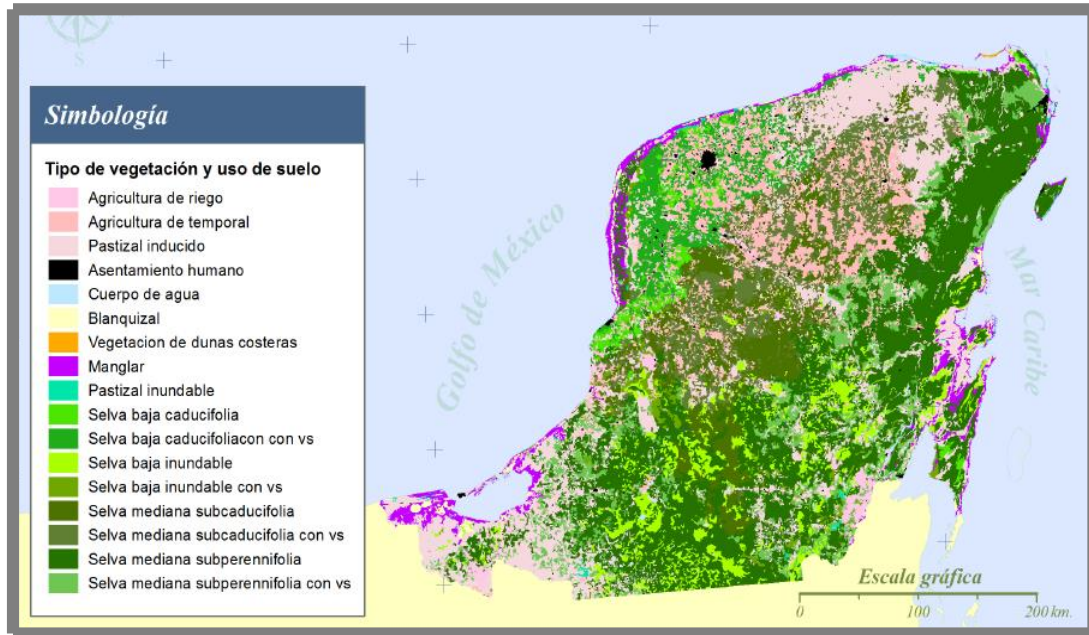


Figura 8. Tipo de vegetación y uso de suelo de la península de Yucatán. Tomado de García & Córdoba, 2010.

Las diferencias presentes en este estudio pueden tener un componente dado por las características del sitio, así como la biología propia del ectoparásito. En primer lugar, al hacer un análisis más detallado en el uso de suelo y la cobertura vegetal, se observa que los municipios de la zona ganadera presentan principalmente pastizales inducidos y parches de selva mediana (Figura 8). Los parches representados por esta fragmentación de la vegetación parecen indicar una menor conectividad entre las poblaciones de *D. rotundus*, esto en un estudio específico acerca de la fragmentación del ambiente sobre *T. parasiticus* (datos no publicados, *com pers* Reyes-Novelo), donde la abundancia de ésta parece ser influenciada por una menor linealidad (conexión) entre los fragmentos, caso contrario en *S. wiedemanni* donde las zonas con parches más conectados contribuyen a una mayor abundancia en esta mosquita. Estudios previos en Costa Rica, en lo que se

enfocaron principalmente en características geográficas, encontraron que para *T. parasiticus* y *R. desmodi* (ácaro) parecen preferir hábitats relativamente más fríos y con menor humedad, donde la precipitación está entre 2000-8000 milímetros por año, y una temperatura entre 12-24° C. Dado que los sitios donde estos ectoparásitos fueron colectados corresponden principalmente a sitios cerca de las montañas, es posible que también presenten predilección por elevaciones entre 500 y 2000 m.s.n.m, resultados similares a los de Wenzel y colaboradores (1966). En el caso de *S. wiedemanni* y *P. herrerae* (ácaro) parecen preferir zonas más cálidas y húmedas con una precipitación anual entre 2000-4000 milímetros por año, temperaturas arriba de los 24° C y elevaciones menores a 500 m.s.n.m (Holdridge, 1987). Se podría pensar que los mismos parámetros podrían influenciar en la abundancia de las mosquitas en nuestro país, sin embargo es necesario un estudio más detallado tomando en cuenta estas características, además de incluyendo el resto de los ectoparásitos presentes en México.

Todo esto sugiere que estos factores ambientales juegan también un papel fundamental en la ecología de estas especies, como Rui & Graciolli (2005) dedujeron influye en la reproducción de algunos ectoparásitos. Además las especies más móviles pueden buscar sitios específicos en el refugio o sitios más alejados para poner la larva-pupa, en especies menos móviles el sitio de postura es más cercano. Esta mayor actividad también se ve reflejada en la diferencia de los sitios de copulación, algunas especies copulan sobre el murciélago y otras se bajan del huésped para copular, tomando en cuenta que se cree esta familia necesita una cópula para ciclo reproductivo (al contrario del resto de los pupipara) En la mayoría de las mosquitas es una larva-pupa madura la que se deja en el refugio, en el caso del género *Trichobius* la larva-pupa madura dentro de la madre y es la pupa que se coloca en el refugio. En cuanto a la elección del huésped, en los insectos hematófagos en general existe el supuesto que las capacidades de locomoción o movimiento se verán reflejadas en la amplitud del rango de huéspedes, ambas mosquitas presentan variedad de especies de murciélagos como huéspedes, así haciendo la interpolación del ciclo de vida de estas mosquitas en distintas especies de murciélagos puede jugar un papel importante en la “abundancia”. Así como las variaciones en la elección de sitio de postura, ya que pueden ser diferentes dependiendo del sitio de percha temporal y definitivo de los huéspedes. Si hay diferentes sitios de percha y estos con diferentes abundancias de murciélagos, esto puede verse reflejado en la abundancia relativa de las mosquitas (Dick & Dittmar, 2014).

Los supuestos de las particularidades en el ciclo de vida, nivel del movimiento o

actividad, y los sitios de postura de la pupa (relacionado con la densidad poblacional de *D. rotundus*) podrían ser otros factores determinantes para la mayor abundancia de *T. parasiticus* en la zona ganadera.

Además de la abundancia diferencial de especies en un mismo estado (o país), podemos observar diferencias en la presencia de especies con respecto a otros países, Almeida et al. (2011), encontró *T. furmani*, *T. joblingi*, *T. dugesioides* y *S. mirabilis* en *D. rotundus* en Brasil, esto comprueba las diferencias además se extienden a un nivel geográfico mayor.

VIII. 2. Análisis de las mosquitas hematófagas para la detección de huellas moleculares de virus

VIII. 2. 1. Determinación de familias virales en mosquitas hematófagas

Se realizó la extracción de RNA de 71 lotes (992 mosquitas hematófagas) de las especies *T. parasiticus* y *S. wiedemanni*. En promedio, cada lote contenía 10 *S. wiedemanni* o 15 *T. parasiticus*, separados por localidad y por huésped. Se analizaron 6 familias virales: Arenaviridae (a nivel de familia y específico para Clado B), Bunyaviridae, Filoviridae, Flaviviridae, Rhabdoviridae y Togaviridae. Se han aislado virus pertenecientes a estas familias en murciélagos por lo cual estos virus representaban una buena elección como primer abordaje.

Para la búsqueda de secuencias virales se utilizaron PCR anidadas, que consisten, inicialmente, en una RT-PCR, que permitió obtener cDNA y la amplificación de un fragmento de la L polimerasa; a partir de este producto, en la segunda PCR, se amplifica un segmento más pequeño. Los primers o iniciadores utilizados para cada una de las familias fueron diseñados en el Instituto de Salud Carlos III (Madrid, España), así como el mantenimiento de los cultivos celulares (controles negativos) y los virus usados como controles positivos. Los productos obtenidos fueron visualizados en geles de agarosa al 2%. La amplificación por esta técnica permitió encontrar secuencias de rbdovirus. El análisis del resto de las familias fue negativo en todas las muestras excepto un positivo a la familia Arenaviridae pero con una señal muy baja; sin embargo, la secuenciación del fragmento amplificado no permitió la comparación con bases de datos disponibles (dato no mostrado).

VIII. 2. 2. Secuencias virales amplificadas en mosquitas hematófagas

Las mosquitas (*T. parasiticus*) pertenecientes a una hembra de *D. rotundus* de la localidad Rancho Chen-Delgado del municipio Buctzotz, Yucatán dieron positivas al grupo Dimarhabdovirus (figura 9a). Los ectoparásitos (ambas especies) pertenecientes a una hembra adulto del Rancho Panaba I del municipio Chasinkin también dieron positivos al grupo Dimarhabdovirus (imagen no mostrada).

Todas las muestras que resultaron positivas, se procesaron con ExoProstar y se mandaron a secuenciar. Tras la secuenciación, sólo se obtuvo un fragmento informativo de la primer muestra positiva. En el caso de la segunda y tercer muestra, las secuencias resultantes tenía muchos sitios indefinidos, debido probablemente a la presencia de otros amplificados. Esto puede esperarse en el uso de iniciadores degenerados en la PCR.

Para obtener otros fragmentos de la secuencia, la primer muestra fue amplificada con PCR heminested o semianidada, es decir se combinaron los primers de ambas PCRs (F1-R2 y R1-F2) y se ajustó la TM (temperatura de alineación). Se ensamblaron las secuencias obtenidas de manera manual se logró obtener un contig de 155 nucleótidos (Fig. 9c).

Como primer paso, se utilizó el programa BLAST (NCBI) para comparar con las bases de datos disponibles. Los resultados sugieren la presencia de una secuencia de rbdovirus, posiblemente un vesiculovirus, presentando el fragmento analizado un 84% de similitud al virus Jurona. La secuencia obtenida en este estudio fue denominada Butzotz virus, debido al nombre del municipio donde las mosquitas hematófagas fueron colectadas. En la figura 9b se muestra la secuencia de nucleótidos obtenida, además de la traducción a aminoácidos, mostrando el marco de lectura hipotético (figura 9c) usando el software ExpAsy (<http://web.expasy.org/translate>).

VIII. 2. 3. Análisis filogenético de la secuencia resultante y otros rbdovirus

El árbol consenso nos permite observar que la secuencia del virus Butzotz se agrupada a los virus Jurona, Chandipura, Malpais Spring, Piry, Isfahan, Perinet y Yug Bogdanovac con una probabilidad posteriori del alrededor del 60%. Todos estos virus pertenecen al género vesiculovirus. La baja probabilidad puede deberse al tamaño reducido de las secuencias utilizadas, y aunque el fragmento que se amplificó es conservado en los rbdovirus, no proporciona la suficiente información para la resolución de filogenias (Aznar-López et al., 2013). El siguiente grupo (con un soporte del 75%) muestra un vesiculovirus (virus Marco) agrupado con 5 rbdovirus sin clasificar (Porton, Old River, Wongabel, Bangoran y La Joya), y este grupo a su vez, relacionado con los virus Ephemeral Bovine (Ephemerovirus) y Timbo (sin clasificar). La siguiente agrupación está formada, por dos vesiculovirus: VSI y Morreton, que se relacionan con el virus Cocal. Con una probabilidad baja (60%) se agrupan con un sigmavirus y rbdovirus sin clasificar identificados en ácaros espinturnícidos (de murciélagos africanos). Los grupos restantes incluyen aislados del virus VSN, Carajas y Radi, así como dos agrupaciones con alto soporte de rbdovirus asociados a peces.

Enseguida se observa el grupo de los rbdovirus identificados en estréblidos de murciélagos españoles, todos en una rama con un soporte mayor al 90%. Estas secuencias fueron encontradas con los mismos primers usados en este estudio. Al parecer la secuencia del virus Butzotz se separa filogenéticamente de los virus

identificados en otros ectoparásitos de murciélagos. Aunque no se puede descartar una mayor similitud hasta que se obtenga una secuencia más larga (o el gen completo) de la L polimerasa, así como la adición de otro gen para la resolución de la historia filogenética. Las últimas agrupaciones pertenecen a rabdovirus relacionados a peces exceptuando el rabdovirus de Delfín. En virus Tupaia (género *Tupavirus*) fue tomado como grupo externo.

Se observa en particular que los virus pertenecientes al género *Vesiculovirus* no conservaron la agrupación como en artículos previos, agrupando algunos con rabdovirus de reciente adición a la familia y aun sin clasificar. Sin embargo, es importante señalar que, exceptuando los rabdovirus asociados a peces y a un reptil, todos los demás fueron identificados de dípteros (géneros *Culex*, *Lutzomyia*, *Haemagogus*, *Culicoides*, *Aedes*, *Phlebotomus*, *Penicillida* y *Nycteribia*) y de ácaros sin identificar (una grupo de ellos provenientes de murciélagos). La alineación de la secuencia presentó algunos inconvenientes, así que se optó por elegir los virus resultantes del BLAST y las secuencias obtenidas previamente con los mismos primers (Aznar-López et al., 2013). No se agregaron virus pertenecientes a los otros géneros de rabdovirus, ya que al realizar la alineación con éstos, la secuencia de Butzotz se fragmentaba, dando un alineamiento con muchos gaps y “missing data”, por ende el modelo de sustitución era el más complicado (GTR+G). Esto debido a la complejidad de la alineación y no realmente a un modelo de sustitución real más complejo. La alineación en dos pasos (primero con los resultados de BLAST, enseguida una realineación con las secuencias de stréblidos) permitió mantener la integridad de la secuencia del virus Butzotz (Fig. 1, Apéndice).

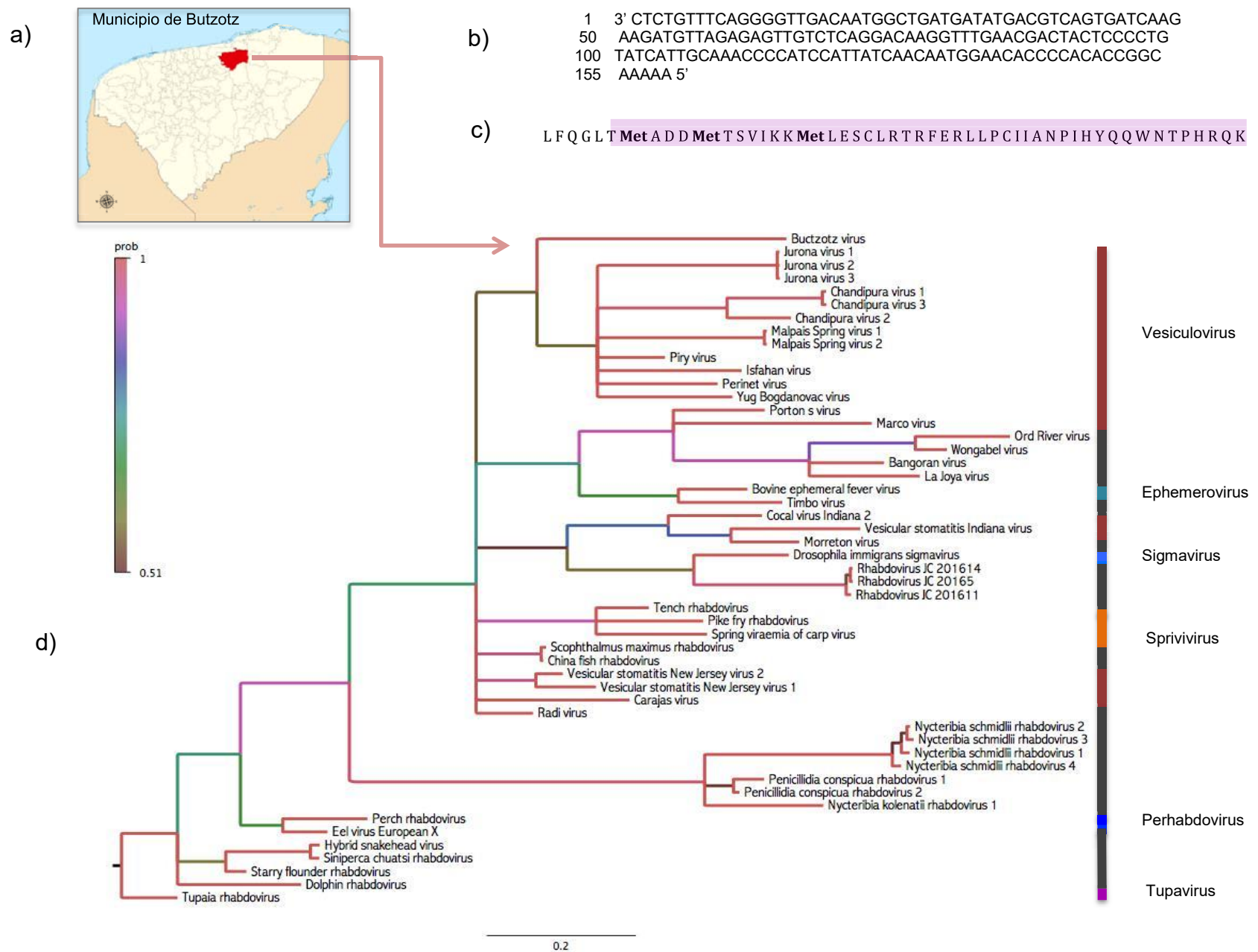


Figura 9. Árbol filogenético de la secuencia obtenida y otros rhabdovirus. a) La colecta fue realizada en el Rancho Chen-Delgado del municipio de Butzotz. b) Secuencia de nucleótidos del virus Butzotz de un lote de mosquitas *T. parositicus*. c) Secuencia de aminoácidos resaltando el marco de lectura hipotético. d) Hipótesis filogenética de la secuencia encontrada en este trabajo, y secuencias extraídas del GenBank.. Se usó secuencias parciales del gen L (polimerasa) bajo el criterio de Máxima Verosimilitud (ML).

La importancia de la búsqueda de posibles patógenos en una relación parásito-huésped, recae en las posibilidades de un cambio de huésped. En la actualidad se ha reconocido que la perturbación del ambiente juega un papel fundamental en las relaciones simbióticas, además en la emergencia de enfermedades. Hober & Brooks (2015) proponen que la expansión geográfica de los patógenos está dada por los cambios en los sitios de distribución de especies, la alteración del ambiente, y la creciente conectividad global. La variación en el clima y la perturbación del ambiente han modificado la estructura faunística a diversas escalas a lo largo de la historia de la Tierra (Hober & Brooks, 2008) y esto podría estar pasando en muchas especies actuales. La mayoría de los parásitos presentan una especialización o preferencia de huésped, sin embargo no es raro encontrar registros en otros huéspedes con cierta relación filogenética, es decir, el primer paso para el surgimiento de una enfermedad infecciosa tendría que ser precedido por un expansión en el espectro de huéspedes, ser quisquilloso pero flexible, altamente especializado o poder “usar” un huésped nuevo (La Paradoja del Parásito) (Agosta et al. 2010).

Uno de los objetivos de este estudio fue conocer la presencia de virus en un grupo de ectoparásitos que por su ciclo de vida, presentan un grado de especificidad y aún así un grado de flexibilidad en la preferencia de huéspedes (dentro del orden Chiroptera). Como primer abordaje a una pregunta más extensa, se pudo tener la evidencia molecular de un virus. El aislamiento y caracterización de este virus como siguiente paso nos permitirá conocer aspectos importantes en la potencialidad de cambio de huésped (virulencia, citopatogenicidad, entre otros).

La búsqueda proactiva para conocer la diversidad de posibles patógenos como anticipación a la emergencia de éste en un taxón diferente, así como el conocimiento de los factores que determinan la distribución de los patógenos *de novo* son puntos fundamentales en sistemas contemporáneos, expuestos a un cambio climático evidente (Hober & Brooks, 2015).

VII. Conclusiones

- Se determinaron taxonómicamente 3977 ectoparásitos (22 especies), aumentando el listado actual de ectoparásitos de *D. rotundus* en México.
- La hipótesis de investigación no fue comprobada para los ácaros asociados a *D. rotundus*. Es decir, los cambios en el uso de suelo (como cierto tipo de perturbación antropogénica) parece no afectar la conectividad de las subpoblaciones de *D. rotundus* y por lo tanto la abundancia de estos ectoparásitos.
- Para una especie de mosquita hematófaga (*T. parasiticus*) la hipótesis de investigación si se comprobó, pero no para la segunda especie (*S. wiedemanni*) reflejando que el uso de suelo puede influenciar en la abundancia pero existen otros factores (como el lugar de percha temporal del murciélago/sitio de puesta de la pupa de la mosquita) que influyen de manera diferencial a las mosquitas hematófagas.
- En esta población de *D. rotundus* no hay presencia de quirodísidos a diferencia de otros estados de la República Mexicana (com. pers. Morales-Malacara).
- El rabdovirus asociado a mosquitas hematófagas presentan similitud al género *Vesiculovirus*. El hallazgo de esta secuencia de rabdovirus nos revela un nuevo elemento en las mosquitas ectoparásitas de murciélagos en México.

VIII. Apéndice

Tabla 1. Ectoparásitos del murciélago común *D. rotundus* en América Latina.

Familia	Especie	Localidad	Referencia
Argasidae	<i>Ornithodoros azteci</i>	México Paraguay	Hoffmann, 1962 Dick and Gettinger (2005),
	<i>Ornithodoros brodyi</i>	Paraguay	Dick and Gettinger (2005),
	<i>Ornithodoros yumatensis</i>	México	Kohls, 1965
Spinturnicidae	<i>Periglischrus herrerae</i>	Venezuela Brasil Panamá Costa Rica	Machado-Allison, 1965 Gettinger & Gribel, 1989 Furman, 1966 Rojas et al., 2008 Almeida Morales-Malacara ,1996;1998;2011
	<i>Periglischrus caligus</i>	México	Morales-Malacara, 1996; Ryckman, 1956
	<i>Periglischrus iheringi</i>	México	
	<i>Periglischrus ojasii</i>	México	
	<i>Periglischyus vargasi</i>	México	
Macronyssidae	<i>Radfordiella desmodi</i>	Brasil Costa Rica	Azebedo et al., 2002; Almeida et al., 2011. Rojas et al., 2008
	<i>Beamerella acutascuta</i>	Surinam Venezuela	Brennan & Bronswijk, 1975 Brennan & Reed, 1975
Trombiculidae	<i>Hooperella saccopteryx</i>	Trinidad	Brennan & Jones, 1960

	Venezuela	Brennan & Reed, 1975
<i>H. vesperuginis</i>	Bolivia Nicaragua Surinam Trinidad	Brennan, 1970 Webb & Loomis, 1977 Brennan & Bronswijk, 1975 Brennan & Jones, 1960
<i>Microtrombicula boneti</i>	México Costa Rica Venezuela	Webb & Loomis, 1971 Brennan & Reed, 1975
<i>M. carmenae</i>	Nicaragua Surinam Trinidad	Webb & Loomis, 1971 Brennan & Bronswijk, 1975 Webb & Loomis, 1971
<i>Perates anophthalma</i>	México	Hoffmann, 1960 Webb & Loomis, 1977 Loomis, 1969
<i>Perissopalla precaria</i>	Panamá Guatemala Trinidad Venezuela	Webb & Loomis, 1977 Brennan & Dalmat, 1960 Webb & Loomis, 1977 Brennan & Reed, 1975
<i>Speleocola secunda</i>	Surinam Trinidad Venezuela	Brennan & Bronswijk, 1975 Loomis & Webb, 1969 Brennan & Reed, 1975
<i>S. davisi</i>	México	Webb & Loomis, 1977
<i>Tecomatlana sandovali</i>	México	Webb & Loomis, 1977
<i>Hoffmanniella transsylvanica</i>	Costa Rica	Goff, 1980
<i>Euschoengastia megastyrax</i>	Trinidad	Brennan & Jones, 1960
<i>E. colombiae</i>	Trinidad	
<i>Parasecia longicalcar</i>	Trinidad	

Leeuwenhoekiidae	<i>T. pecari</i>	Trinidad	
	<i>Loomisia desmodus</i>	Guatemala Nicaragua Venezuela	Brennan & Dalmat, 1960 Webb & Loomis, 1977 Brennan & Reed, 1975
	<i>Nycterinastes primus</i>	Venezuela	Brennan & Reed, 1973
	<i>Whartonia nudosetosa</i>	México Trinidad Venezuela	Loomis, 1969 Brennan & Jones, 1960 Reed & Brennan, 1975
Myobiidae	<i>Eudusbabekia arganoi</i>	México	Vomero, 1972; Palacios-Vargas & Morales-Malacara, 1983
Streblidae	<i>T. furmani</i>	Brasil	Almeida et al., 2011
	<i>T. joblingi</i>	Brasil	
	<i>S. mirabilis</i>	Brasil	
	<i>T. duegesioides</i>	Brasil Venezuela	Almeida et al., 2011 Wenzel (1976),
	<i>T. parasiticus</i> <i>S. wiedemanni</i>	México México	Cuxim-Koyoc et al., 2015.
	<i>S. mirabilis</i> <i>S. wiedemanni</i> <i>T. furmani</i> <i>T. parasiticus</i>	Brasil Brasil Brasil Brasil	Moura de Souza & Antonni, 2011.
	<i>T. parasiticus</i>	Argentina Paraguay	Autino et al., 2009 Dick and Gettinger (2005),
	<i>T. parasiticus</i> <i>T. johnsonae</i> <i>T. yunkeri</i> <i>S. wiedemanni</i>	Puebla, México Puebla, México Puebla, México Puebla, México	González- Ávalos, 2014

<i>N. natali</i>	Puebla, México	
<i>Trichobius parasiticus</i>	Costa Rica	Rojas et al., 2008.; Timm et al. (1989)
<i>Strebla wiedemanni</i>	Costa Rica	Hoffmann, 1953
<i>Nycterophilia coxata</i>	Costa Rica	Hoffmann, 1944
<i>Strebla tonatiae</i>	Costa Rica	Hoffmann (1953)
<i>Trichobius sphaeronotus</i>	Costa Rica	
<i>Aspidoptera falcata</i>	Brasil Perú	Aguiar and Antonini (2011), Claps et al. (2005),
<i>Aspidoptera phyllostomatis</i>	Brasil Argentina	Eriksson et al. (2011), Autino et al. (2009), Wenzel (1976),
<i>Basilia ferrisi</i>	Venezuela	
<i>Mastoptera sp</i>	Venezuela	
<i>Megistopoda aranea</i>	Argentina Panamá Perú Venezuela	Autino et al. (2009) Wenzel & Tipton (1966) Claps et al. (2005) Wenzel (1976), Wenzel (1976),
<i>Paradyschiria curvata</i>	Venezuela	
<i>Paratrachobius dunni</i>	Venezuela	Wenzel and Tipton (1966)
<i>Speiseria ambigua</i>	Panamá	
<i>Strebla hertigi</i>	Panamá	
<i>Strebla vespertilionis</i>	Panamá	
<i>Trichobioides perspicillatus</i>	Panamá	
<i>Trichobius costalimai</i>	Panamá	
<i>Trichobius dugesioides</i>	Panamá	
<i>Trichobius joblingi</i>	Panamá	
<i>Trichobius uniformis</i>	Panamá	
		Wenzel (1976),

	<i>Strebla consocius</i>	Venezuela	
	<i>Strebla guajiro</i>	Venezuela	
	<i>Trichobius caecus</i>	Venezuela	
	<i>Trichobius costalimai</i>	Venezuela	
	<i>Trichobius joblingi</i>	Venezuela	
	<i>Trichobius tiptoni</i>	Venezuela	
	<i>Strebla diphyllae</i>	Guatemala	Dick (2006),
	<i>Strebla wiedemanni</i>	Belice	Hofstede et al. (2004)

Tabla 2. Registros previos de los ectoparásitos encontrados en este estudio.

Parásito	Huésped	Localidad	Referencia
<i>Ornithodoros yumatensis</i>	<i>Pteropterix kappleri</i> <i>Desmodus rotundus</i> <i>Diphylla ecaudata</i>	Monagas, Venezuela	
	<i>Desmodus rotundus</i>	Nueva Esparta, Venezuela	
	<i>Carollia perspicillata</i>	Yaracuy, Venezuela	
	<i>Desmodus rotundus</i>	Zulia, Venezuela	Jones et al. 1972.
	<i>Myotis velifer</i> <i>Corynorhinus townsendii</i> <i>C. raffinesquii</i>	Arizona, EUA	
	<i>Desmodus rotundus murinus</i>	Chiapas, México Chichen Itzá, Yucatán., México	
	<i>Artibeus lituralis palmarum</i>	Sinaloa, México	

<i>Artibeus aztecus</i>				
<i>Amblyomma cajennense</i> s.l.	<i>Hydrocaeris hydrocaeris</i>	Apure, Venezuela	Hoffmann, 1961	
	<i>Cerdocyon thous</i>			
	<i>Tapirus terrestris</i>	México		
	<i>Homo sapiens</i>			
	<i>Bos taurus</i>	Campeche, México		Hoffmann, 1962
	<i>Equus caballus</i>			
	<i>Canis familiaris</i>	Chiapas, México		Aldan et al. 2003
	<i>Tapirus bairdii</i>			
	<i>Pecari tajacu</i>			
	<i>Artibeus jamaceiensis</i>	Yucatán, México		Romero-Castañón et al. 2008
	<i>Canis familiaris</i>			Wharton 1938
	<i>Tayassu pecari</i>	Bolívar, Venezuela		Zavala-Velázquez et al. 2002
	<i>Tayassu tajacu</i>			
	<i>Dasyprocta aguti</i>			
	<i>Choeroniscus minor</i>			
	<i>Hydrocaeris hydrocaeris</i>	Carabobo, Venezuela		Jones et al., 1972.
<i>Tapirus terrestris</i>				
<i>Tamandua longicaudata</i>				
<i>Myrmecophaga tridactyla</i>				
<i>Dasyprocta aguti</i>				
<i>Sigmodon hispidus</i>	Falcón, Venezuela			
<i>Alouatta seniculus</i>				
<i>Tayassu tajacu</i>				
<i>Dasyprocta aguti</i>				
<i>Tamandua longicaudata</i>	Guárico, Venezuela			
<i>Procyon cancrivorus</i>				

<i>Radfordiella desmodi</i>	<i>Dasypus novemcinctus</i>	Miranda, Venezuela	
	<i>Priodontes maximus</i> <i>Tapirus terrestris</i> <i>Tayassu pecari</i>	T. F. Amazonas	
	<i>Homo sapiens</i>	Yaracuy, Venezuela	
	<i>Desmodus rotundus</i>	Morelos, Chiapas, Puebla, México	Morales- Malacara, 1998
	<i>Desmodus rotundus</i> <i>Carollia perspicillata</i> <i>Diaemus yongii</i>	Venezuela	Saunders, 1975
	<i>Desmodus rotundus</i>	Plum Mitan, Trinidad Los Santos, Panamá Acatenango, Guatemala	Radovsky, 1967
	<i>Desmodus rotundus</i>	Brasil	Azebedo et al., 2002
	<i>Desmodus rotundus</i> <i>Carollia perspicillata</i>	Brasil	Almeida et al., 2011.
	<i>Desmodus rotundus</i>	Costa Rica	Rojas et al., 2008
	<i>Periglischrus herrerae</i>		Edo. de México; Morelos; Querétaro; Guerrero; Michoacán y Puebla, México
		Brasil	Gettinger & Gribel, 1989
<i>Desmodus rotundus</i>		Colombia	Casebeer, 1966
		Costa Rica Panamá	

<i>Perissopalla ipeani</i>		Trinidad	Furman, 1966	
	<i>Desmodus rotundus</i> <i>Sturnira ludovici</i> <i>S. liliun</i>	Venezuela	Herrin & Tipton, 1975 Machado-Alison, 1965	
	<i>Desmodus rotundus</i>	Costa Rica	Rojas et al., 2008	
	<i>Carollia perspicillata</i>	Brasil	Brennan, 1969	
	<i>Carollia perspicillata</i> <i>Sturnira liliun</i> <i>Phyllostomus elongatus</i> <i>Trachops crrhosus</i>	Surinam	Brennan & Bronswijk, 1975	
	<i>Tonatia bidens</i>	Brasil	Almeida et al., 2011	
	<i>Artibeus lituratus</i> <i>Diphylla ecaudata</i>	Brasil	Almeida, datos sin publicar.	
	<i>Perissopalla precaria</i>	<i>Glosophaga soricina</i>	Quintana Roo, México	Loomis, 1969
		<i>Desmodus rotundus</i>	Guatemala	Brennan & Dalmat, 1960
		<i>Micronycteris megalotis</i>	Panamá	Brennan & Yunker, 1966
<i>Desmodus rotundus</i>		Trinidad	Webb & Loomis, 1977	
<i>Anoura sp</i> <i>Artibeus lituratus</i> <i>Carollia brevicauda</i> <i>C. perspicillata</i> <i>Desmodus rotundus</i> <i>Glossophaga longirostris</i> <i>G. soricina</i>				
<i>Leptonycteris curasoae</i> <i>Micronycteris microtis</i>		Venezuela	Brennan & Reed, 1975	

<i>Loomisia desmodus</i>	<i>Noctilio labialis</i>		
	<i>Peropteryx kappleri</i>		
	<i>P. macrotis</i>		
	<i>Phyllostomus discolor</i>		
	<i>Sturnira lilium</i>		
	<i>Proechimys guyannensis</i>		
	<i>Glossophaga soricina</i>		Loomis, 1969
	<i>Mimon cozumelae</i>		
		Yucatán, México	
	<i>Trachops cirrhosus</i>		Webb & Loomis, 1977
	<i>Erophylla sezekorni</i>	Bahamas	Brennan, 1967
	<i>Carolia perspicillata perspicillata</i>	Colombia	Tamsitt & Fox, 1970
	<i>Artibeus toltecus</i>		
	<i>Carolia castanea</i>		
<i>Lonchophylla robusta</i>	Costa Rica	Webb & Loomis, 1977	
<i>Vampyrops vittatus</i>			
<i>Desmodus rotundus</i>			
	Guatemala	Brennan & Dalmat, 1960	
<i>Artibeus toltecus</i>			
<i>Carolia perspicillata</i>			
<i>C. subrufa</i>		Webb & Loomis, 1977	
<i>Desmodus rotundus</i>			
<i>Glossophaga soricina</i>	Nicaragua		
<i>Carollia subrufa</i>			
<i>C. castanea</i>			
<i>Glossophaga soricina</i>			
<i>Micronycteris megalotis</i>	Panamá	Brennan & Yunker, 1966	
<i>Saccopteryx bilineata</i>			
<i>Carollia perspicillata</i>			
<i>Glossophaga soricina</i>			
<i>Lonchophylla thomasi</i>	Surinam	Brennan & Bronswijk, 1975	

	<i>Trachops cirrhosus</i>		Brennan & Dalmat, 1960 Brennan & Jones, 1960	
	<i>Carollia p. perspicillata</i> <i>Micronycteris megalotis</i>	Trinidad		
	<i>Anoura sp</i> <i>Carollia brevicauda</i> <i>C. perspicillata</i> <i>Chrotopterus auritus</i> <i>Desmodus rotundus</i> <i>Glossophaga longirostris</i> <i>G. soricina</i> <i>Lonchophylla robusta</i> <i>Micronycteris megalotis</i> <i>P. macrotis</i> <i>Saccopteryx bilineata</i> <i>Sturnira lilium</i> <i>Trachops cirrhosus</i> <i>Vampyressa pusilla</i>	Venezuela	Brennan & Reed, 1975	
	<i>Anoura geoffroyi</i> <i>Carollia subrufa</i>		Webb & Loomis, 1977.	
	<i>Trombicula pecari</i>	<i>Pecari tajacu</i> <i>Bradypus griseus</i>	Panamá	Brennan & Jones, 1960
		<i>Desmodus rotundus</i>	Trinidad	Brennan & Jones, 1960
	<i>Eutrombicula alfredegessi</i>	Sin datos	BCS, México	Loomis & Spath, 1969
		<i>Sceloporus rufidorsum</i>	BCN, México	Hoffmann, 1949
		<i>Basiliscus vittatus</i> <i>Ameiva undulata</i> <i>Anolis lemurinus</i> <i>Leptophis mexicanus</i> <i>Oryzomys melanotis</i> <i>Ototylomys phyllotis</i> <i>Piaya cayana</i>	Campeche, México.	Loomis, 1969

<i>Ramphocaenus rufiventris</i>		
<i>Sciurus deppei</i>		
<i>S. yucatanicus</i>		
<i>Sigmodon hispidus</i>		
<i>Ciccaba virgata</i>		
<i>Ameiva undulata</i>		Hoffmann, 1949
<i>Sciurus sociales sociales</i>	Chiapas, México.	Medellin & Col., 1953
<i>Neomota mexicana solitaria</i>		
<i>Peromyscus maniculatus blandus</i>	Chihuahua, México	Barrera & Col., 1953
<i>Sceloporus ferrariperezi</i>		Hoffmann, 1949.
<i>Sceloporus torquatus torquatus</i>	Ciudad de México, México.	Medellí & Col., 1954
<i>Sceloporus jarrovii</i>	Durango, México.	Kroman et al., 1967
<i>Cnemidophorus deppei deppei</i>	Guerrero, México.	Hoffmann, 1949
<i>Sceloporus siniferus.</i>		
<i>Ameiva undulata undulata</i>	Michoacán, México	Jenkins, 1949
<i>Sceloporus aenus aenus</i>	Morelos, México.	Hoffmann, 1949
<i>Drymarchon corais</i>	Nayarit, México	Kroman et al., 1967
<i>Ameiva undulata undulata</i>	Oaxaca, México	Hoffmann, 1949
<i>Homo sapiens</i>	Puebla, México.	Rosales-Pérez, 1943
<i>Citellus variegatus rupestris</i>		
<i>Ameiva undulata</i>		
<i>Dendrocincla homochroa</i>		
<i>Oryzomys melanotis</i>		
<i>Ototylomys phyllotis</i>		
<i>Psilorhinus morio</i>		

<i>Sciurus deppei</i>	Quintana Roo, México	Loomis, 1969
<i>S. yucatanicus</i>		
<i>Sceloporus chrysostictus</i>		
<i>Anolis limifrons</i>		
<i>Basiliscus vittatus</i>		
<i>Cnemidophorus angusticeps</i>		
<i>Glaucidium brasilianum</i>		
<i>Nasua narica</i>		
<i>Sciurus yucatanensis</i>		
<i>Elaphe flavirufa</i>		
<i>Spilotes pullatus</i>		
<i>Gallus gallus</i>	Tabasco, México	Hoffmann, 1949
<i>Ameiva undulata</i>	Veracruz, México	Hoffmann, 1949
<i>Ameiva undulata</i>		Pearse, 1936; Wharton, 1938.
<i>Otonyctomys hattii</i>		
<i>Oryzomys melanotis</i>		
<i>Ameiva undulata</i>		
<i>Cyanocorax yncas</i>	Yucatán, México	Loomis, 1969
<i>Marmosa canescens</i>		
<i>Peromyscus yucatanicus</i>		
<i>Rattus rattus</i>		
<i>Homo sapiens</i>	Brasil	Jenkins, 1949
<i>Ophis merremii</i>		
<i>Philander oposum</i>		
<i>Marmosa constantiae</i>		
<i>Didelphis marsupialis</i>		Brennan, 1970
<i>Holochilus brasiliensis</i>	Bolivia	
<i>Echimys sp</i>		
<i>Dactylomys dactylinus</i>		
<i>D. dactylinus tropica</i>		
<i>Microtus pennsylvanicus</i>	Canadá	Jenkins, 1949

<i>Artibeus jamaicensis</i>	Costa Rica	Webb & Loomis, 1977
<i>Mniotilta varia</i>	Cuba	Jenkins, 1949
<i>Acris gryllus</i>		Loomis, 1956
<i>Bufo sp</i>		Wharton & Fuller, 1952
<i>B. terrestris americana</i>		Jenkins, 1949
<i>B. woodhousi</i>		Wolfenbarger, 1953
<i>Rana pipiens</i>		Jenkins, 1948
<i>R. palustris</i>		
<i>Thamnophis sirtalis sirtalis</i>		
<i>T. sauritus proximus</i>	EUA	
<i>T. marcianus</i>		Jenkins, 1949
<i>T. eques</i>		
<i>T. sirtalis parietalis</i>		Wolfenbarger, 1953
<i>T. radix</i>		
<i>Lampropeltis getulus getulus</i>		Jenkins, 1948
<i>L. getulus holbrooki</i>		Wolfenbarger, 1953
<i>L. calligaster</i>		
<i>L. triangulum</i>		Loomis, 1956
<i>Elaphe guttata</i>		
<i>E. obsoleta</i>		
<i>E. obsoleta confinnis</i>		
<i>E. vulpina</i>		Jenkins, 1948
<i>Coluber constrictor constrictor</i>		
<i>C. constrictor flaviventis</i>		
<i>Drymarchon corais couperi</i>		

	<i>Heterodon contortix</i>		
	<i>H. platyrhinus</i>		Loomis, 1956
	<i>H. simus</i>		
	<i>H. nasicus</i>	EUA	Jenkins, 1948
	<i>Opheodrys aestivus</i>		
	<i>O. vernalis</i>		Wharton & Fuller, 1952
	<i>Diadophis punctatus</i>		
	<i>Sceloporus undulatus</i>		Jenkins, 1948
	<i>S. olivaceus</i>		
	<i>S. unudulatus fasciatus</i>		Jenkins, 1949
	<i>S. undulatus garmani</i>		Wolfenbarger, 1953
	<i>S. undulatus hyacinthinus</i>		
	<i>S. occidentalis occidentalis</i>		Brennan, 1948
	<i>Crotalus atrox</i>		Jenkins, 1949.
	<i>C. horridus</i>		Wolfenbarger, 1953
	<i>C. viris</i>		Loomis, 1956
	<i>Eumeces laticeps</i>		
	<i>E. fasciatus</i>		Jenkins, 1948
	<i>Cnemidophorus sexlineatus</i>		Loomis, & Crossley, 1963.
	<i>C. saki</i>		Jenkins, 1949
	<i>C. gularis</i>	EUA	
	<i>Anolis carolinensis</i>		Jenkins, 1948
	<i>Crotaphytus collaris</i>		
	<i>Phrynosoma sp</i>		

	<i>P. cornutum</i>	Jenkins, 1949
	<i>Terrapene carolina carolina</i>	Ewing, 1926
	<i>T. carolina bauri</i>	Jenkins, 1948
	<i>T. carolina major</i>	
	<i>T. ornata</i>	Wolfenbarger, 1953
	<i>T. plastron</i>	Wharton & Fuller, 1952
	<i>Kinonsternon subrubrum</i>	Jenkins, 1948
	<i>Masticophis flagellum testaceus</i>	Jenkins, 1949.
	<i>M. taeniatus girardi</i>	
	<i>Urosaurus ornatus wrighti</i>	Wolfenbarger, 1953
	<i>Agkistrodon contortrix mokeson</i>	
	<i>Pituophis catenifer sayi</i>	
	<i>Natrix erythrogaster</i>	
	<i>N. rhomfera</i>	Loomis, 1956
	<i>N. sipedon</i>	
	<i>Ophisaurus attenuatus</i>	EUA
	<i>Sonora episcopa</i>	Wolfenbarger, 1953
	<i>Tropiclonion lineatum</i>	Loomis, 1956
	<i>Gopherus polyphemus</i>	Wharton & Fuller, 1952
	<i>Anadia taeniata</i>	
	<i>Holbrookia texana</i>	Loomis & Crossley, 1963
	<i>H. maculata</i>	Loomis, 1956
	<i>Amphispiza bilineata</i>	Loomis & Crossley, 1963

	<i>Ixobrychus exilis exilis</i>		Jenkins, 1948
	<i>Coragyps atratus atratus</i>		
	<i>Spizella pusilla pusilla</i>		Ewing, 1929
	<i>Pipile erythrophthalmus</i>		
	<i>Protonotaria citrea</i>		
	<i>Geothlypis trichas</i>		
	<i>Setophaga ruticilla</i>		
	<i>Thyothorus ludovicianus</i>		
	<i>Poliophtila caerulea caerulea</i>		Jenkins, 1948
	<i>Colinus virginianus</i>		
	<i>Phasianus colchicus torquatus</i>		
	<i>Gallus gallus</i>		
	<i>Tympanachus cupido americanus</i>		
	<i>Meleagris gallopavo</i>		
	<i>Zenaidura macroura carolinensis</i>		
	<i>Geococcyx californianus</i>		
	<i>Antrostomus carolinensis</i>		Jenkins, 1940
	<i>Colaptes auratus</i>	EUA	
	<i>Myarchus crinitus</i>		
	<i>Penthestes carolinensis</i>		
	<i>Baeolophus bicolor</i>		
	<i>Thryomanes bewicki</i>		
	<i>Mimus polyglottos polyglottos</i>		
	<i>Toxostoma rufum</i>		
	<i>Vireo olivaceus</i>		
	<i>Icteria virens virens</i>		
	<i>Sturnella magna</i>		Wolfenbarger, 1953
	<i>S. neglecta</i>		Jenkins, 1948
	<i>Piranga rubra rubra</i>		Wharton & Fuller, 1952
	<i>Momotus lessoni</i>		
	<i>Nothura maculosa</i>		

Agelanius phoenicus
Bartramia longicauda
Chondestes grammacus
Corvus brachyrhynchos
Cyanocitta cristata
Icterus gálbula
Molothrus ater
Parus bicolor
Passer domesticus
Quiscalus quiscula
Rallus sp.

Wolfenbarger, 1953

R. elegans

Loomis, 1956

EUA

Richmondena cardinalis
Sialia sialis
Spiza americana
Spizella passerina
Sturnus vulgaris
Troglodytes aedon
Turdus migratorius
Calamospiza melanocorys
Eremophila alpestris

Wolfenbarger, 1953

Buteo jamaicensis
Melanerpes erythrocephalus
Coccyzus americanus
Dumetella carolinensis

Loomis, 1956

Citella sp.

Ewing, 1923

C. tridecemlineatus
Tamias striatus
Cynomys ludovicianus
Procyon lotor

Loomis, 1956

P. lotor elucus

	<i>Didelphis virginiana pigra</i>		Jenkins, 1948
	<i>Canis familiaris</i>		
	<i>Mephitis elongata</i>		
	<i>Felis domestica</i>		
	<i>Sylvilagus floridanus</i>		
		EUA	
	<i>S. floridanus mallurus</i>		Wharton & Fuller, 1952
			Loomis, & Crossley, 1960
	<i>S. audoboni</i>		
	<i>Lepus californicus</i>		Jenkins, 1948
	<i>Sciurus carolinensis</i>		
	<i>S. niger</i>		
	<i>Sogmodon hispidus</i>		Morlan, 1952
	<i>S. hispidus komareki</i>		Wharton & Fuller, 1952
	<i>S. hispidus texanus</i>		Jenkins, 1948
	<i>Oryzomys palustris palustris</i>		
	<i>Rattus rattus</i>		Wharton & Fuller, 1952
	<i>R. norvegicus</i>		Jenkins, 1949
	<i>Homo sapiens</i>		
	<i>Capra hircus</i>		Jenkins, 1948
	<i>Neotoma floridana</i>		
	<i>N. micropus</i>		Wharton & Fuller, 1952
	<i>N. atwateri</i>		
	<i>N. magister</i>		Wolfenbarger, 1953
	<i>N. albigula laplatensis</i>		Wharton & Fuller, 1952
	<i>Mus musculus</i>		Jenkins, 1948
	<i>Microtus pennsylvanicus</i>	EUA	

<i>M. achrogaster</i>		
<i>Peromyscus maniculatus</i>		
<i>P. leucopus</i>		
<i>Cryptotis parva</i>		Wolfenbarger, 1953
<i>Reithrodontomys megalotis</i>		
<i>R. fulvescens</i>		
<i>Dipodomys ordii</i>		
<i>Onychomys leucogaster</i>		
<i>Pitymys nemoralis</i>		
<i>Tadarida mexicana</i>		
<i>Perognathus hispidus</i>		Loomis, 1956 Jenkins, 1949
<i>P. flavescens</i>		
<i>Dasypus novemcinctus texanus</i>		Morlan, 1952
<i>Urocyon cinereoargenteus floridanus</i>		
<i>Myotis keenii septentrionalis</i>	EUA	Brennan & White, 1960
<i>Eptesicus fuscus fuscus</i>		
<i>Lasiurus borealis</i>		
<i>Ameiva undulata parva</i>		
<i>Corythophanes sp</i>		Brennan & Dalmat, 1960
<i>Momutus lessonii lessonii</i>		
<i>Cissilopha melanocyanea</i>		
<i>Sciurus deppei deppei</i>		
<i>S. griseoflavus griseoflavus</i>		Floch & Flauran, 1956
<i>Dasyprocta aguti</i>		
	Guatemala	Jenkins, 1949
<i>Drymarchon corais</i>		
<i>Ameiva praesignis</i>		
<i>A. bifrontata</i>	Guayana Francesa	Brennan & Yunker, 1966

<i>A. undulata</i>		
<i>Anolis sp</i>		
<i>Sceloporus sp</i>		Jenkins, 1949
<i>Oxybelis sp</i>		
<i>Pseustes poecilonotus</i>		
	Panamá	
<i>Spilotes pullatus</i>		
<i>Butorides virescens virescens</i>		Brennan & Yunker, 1966
<i>Gallus gallus</i>		
<i>Arremonops conirostris</i>		
<i>Odontophorus erythrops</i>		
<i>Taraba major</i>		Jenkins, 1949
<i>Canis familiaris</i>		
<i>Bos Taurus</i>		
<i>Equus caballus</i>		
<i>Pecari angulatus</i>		
<i>Capra hircus</i>		Brennan & Yunker, 1966
<i>Odocoileus chiriquensis</i>		
<i>Nasua narica panamensis</i>		Jenkins, 1949
<i>N. nasua</i>		
<i>Hydrochoerus isthmius</i>		
<i>Dasyprocta punctata</i>	Panamá	
<i>Didelphis masupialis</i>		
<i>Marmosa robinsoni</i>		
<i>Philander oposum</i>		Brennan & Yunker, 1966
<i>Aotus trivirgatus</i>		
<i>Sanguinus geoffroyi</i>		
<i>Proechimys semispinosus</i>		
<i>Heteromys desmarestianus</i>		
<i>Coendou rothschildi</i>		
<i>Agouti paca</i>		
<i>Hydrochaeris hydrochaeris</i>		
<i>Sciurus granatensis</i>		

<i>Sigmodon hispidus</i>		
<i>Zygodontomys microtinus</i>		
<i>Reithrodontomys mexicanus</i>		
<i>Oryzomys alfaroi</i>		
<i>Oryzomys sp</i>		
<i>O. capito</i>		
<i>Peromyscus flavidus</i>		
<i>P. nudipes</i>		
<i>Scotinomys tequina</i>	Panamá	Jenkins, 1949
<i>S. xerampelinus</i>		
<i>Sylvilagus brasiliensis</i>		Brennan & Yunker, 1966
<i>S. gabbi</i>		
<i>Tayassu tajacu</i>		Jenkins, 1949
<i>Teius teyon</i>		
<i>Nothura maculosa</i>		
<i>Homo sapiens</i>		
<i>Cavia aperea</i>	Perú	Brennan, 1970
<i>Gallus gallus</i>		
<i>Homo sapiens</i>		
<i>Agouti paca</i>		
<i>Dasyprocta sp</i>		
<i>Proechimys sp</i>		
<i>Sciurus sp</i>		Brennan & Bronswijk, 1975
<i>Didelphis marsupialis</i>	Surinam	
<i>Philander opossum</i>		
<i>Zygodontomys brevicauda microtinus</i>		
<i>Micronycteris megalotis</i>		
<i>Epicrates cenchrus</i>		
<i>Leimadophis melanotus</i>		
<i>L. reginae</i>		
<i>Leptophis ahaetulla</i>		

<i>Pseustes poecilonotus</i>		
<i>P. sulphureus</i>		
<i>Sclateria naevia</i>		
<i>Spilotes pullatus</i>		
<i>Corallus enydris</i>		
<i>Crotophaga ani</i>		
<i>Megarhynchus pitangua</i>		Brennan & Jones, 1960
<i>Myrmotherula axillaris</i>		
<i>Ramphocellus carbo</i>		
<i>Tachyphonus rufus</i>		
<i>Thryothorus rutilus</i>		
<i>Trogon violaceus</i>		
<i>T. viridis</i>		
<i>Cyclarhis gujanensis</i>		
<i>Dysithamnus mentalis</i>		
<i>Glaucidium brasilianum</i>	Trinidad	
<i>Zygodontomys brevicauda</i>		
<i>Coluromys trinitatis</i>		
<i>Didelphis marsupialis</i>		
<i>Marmosa mitis</i>		
<i>Heteromys anomalus</i>		
<i>Nectomys squamipes</i>		
<i>Oecomys trinitatis</i>		Jenkins, 1949
<i>Rhipidomys couesi</i>		
<i>Rattus rattus</i>		
<i>Teius teyon</i>		
<i>Nothura maculosa</i>		
<i>Homo sapiens</i>		
<i>Cavia aperea</i>		
<i>Anadia bitaeniata</i>		
<i>Homo sapiens</i>	Uruguay	
<i>Marmosa cinerea</i>		
<i>M. fuscata</i>		
<i>M. robinsoni</i>		Brennan & Reed, 1974
<i>Philander opossum</i>		
<i>Molossops paramus</i>		

<i>Euschoengastia anops</i>	<i>Cyclopes sp</i> <i>Agouti paca</i> <i>Dasyprocta aguti</i> <i>Myoprocta pratti</i> <i>Zygodontomys brevicauda</i> <i>Proechimys semispinosus</i> <i>P. guyannensis</i> <i>Sigmodon hispidus</i> <i>Oryzomys concolor</i> <i>O. bicolor</i> <i>Holochilus brasiliensis</i> <i>Echimyis armatus</i> <i>Sigmodon alstoni</i> <i>Nectomys squamipes</i> <i>Sylvilagus brasiliensis</i>	Venezuela	
	<i>Chilonycteris rubiginosa</i> <i>Carollia perspicillata</i>	Trinidad	Brennan & Jones, 1960
<i>Speleocola davisi</i>	<i>Glossophaga soricina leachii</i> <i>Leptonycteris sanborni</i> <i>Desmodus rotundus</i>	Sonora, México	Webb & Loomis, 1969
<i>Leptotrombidium panamense</i>	<i>Neotoma lepida</i>	Baja California, México	Brennan, 1966.
	<i>Heteromys gaumeri</i> <i>Otolylomys phyllotis</i> <i>Columba flavirostris</i> <i>Sigmodon hispidus</i> <i>Orthogeomys hispidus</i>	Campeche, México	Loomis, 1969
	<i>Perognathus permix</i> <i>Perognathus goldmani</i>	Sonora, México	Ryckman & Ross, 1955; Kroman et al., 1967
	<i>Heteromys guameri</i> <i>Otolylomys phyllotis</i>	Quintana Roo, México.	Reportado en Hoffmann, 1990
	<i>Otolylomys phyllotis</i>	Chichen Itzá/ Mérida/Peto/ Pisté, Yucatán, México	

<i>Parasecia sp</i>	<i>Peromyscus boylei levipes</i>	Chiapas, México	Loomis & Crossley, 1963.	
	<i>Neotoma mexicana solitaria</i>			
	<i>Peromyscus mexicana saxatilis</i>			
	<i>Liomys picus isthmus</i>			
	<i>Rattus rattus</i>	Guerrero, México		
	<i>Baiomys musculus musculus</i>	Oaxaca, México		
	<i>Peromyscus mexicanus</i>			
	<i>Citellus mexicanus</i>	EUA		Loomis & Crossley, 1963.
	<i>Dipodomys merriami</i>			
	<i>Liomys irroratus</i>			
	<i>Peromyscus leucopus</i>			
	<i>P. guardia</i>			Brennan, 1966
	<i>Neotoma lepida</i>			
				Ewing, 1925
	<i>Sigmodon hispidus chiriquensis</i>	Panamá		Brennan & Yunker, 1966.
	<i>Didelphis marsupialis</i>			
	<i>Marmosa robinsoni</i>			
	<i>Artibeus toltecus</i>			
	<i>Proechimys semispinosus</i>			
	<i>Hoplomys gymnurus</i>			
<i>Heteromys australis</i>				
<i>Liomys adspersus</i>				
<i>Coendou rotschildi</i>				
<i>Oryzomys bombicinus</i>				
<i>O. caliginosus</i>				
<i>O. capito</i>				
<i>Zygodontomys microtinus</i>				
	Campeche, México			
<i>Ototylomys phyllotys</i>				
<i>Heteromys gaumeri</i>				
<i>Ortalis vetula</i>				
	<i>Peromyscus leucopus</i>			

<i>Parasecia gurneyi</i>	<i>Peromyscus yucatanicus</i>	Chichen Itzá, Yucatán	Loomis, 1969
	<i>P. leucopus</i>	Pisté, Yucatán	
	<i>Eumeces fasciatus</i>		Ewing, 1937
	<i>E. inexpectus</i>		Loomis, 1955
	<i>E. laciteps</i>		
	<i>Elaphe guttata</i>		Radford, 1942
	<i>E. obsoletus</i>		Loomis, 1955
	<i>Sceloporus undulatus</i>		
	<i>Lampropeltis getulus</i>		
	<i>L. triangulum</i>		
	<i>Uta ornata</i> (=Urosaurus ornatus)		
	<i>Scalopus aquaicus</i>		
	<i>Crotalus horridus</i>		
	<i>C. viridis</i>	EUA	
	<i>Melanerphes erythrocephalus</i>		
<i>Arizona elegans</i>			
<i>Speotyto cunicularia</i>			
<i>Masticophis flagellum</i>			
<i>Neotoma floridana</i>			
<i>N. micropus</i>			
<i>Blarina brevicauda</i>			
<i>Peromyscus leucopus</i>			
<i>P. maniculatus</i>			
<i>Sciurus niger</i>			
<i>S. carolinensis</i>			
<i>Citellus tridecemlineatus</i>			
<i>Heterodon nasicus</i>			
<i>Dipodomys ordii</i>			
<i>Sylvilagus floridanus</i>			
<i>Onychomys leucogaster</i>			
<i>Perognathus hispidus</i>			
<i>Cynomys ludovicianus</i>			
<i>Heterodon platyrhinos</i>			
<i>P. kansasensis</i>	<i>Sin datos</i>	Coahuila	
	<i>Sin datos</i>	Durango	

<i>Wagenaaria similis</i>	<i>Coluber constrictor</i> <i>Crotalus horridus</i> <i>Thamnophis sirtalis</i> <i>Pitouphis catenifer</i> <i>Peromyscus maniculatus</i> <i>Neotoma leucopus</i> <i>N. micropus</i>	EUA	Loomis, 1955
	<i>Pteronotus davyi</i>	Campeche, México Yucatán, México	Loomis, 1969 Reed & Brennan, 1975
	<i>Glossophaga soricina</i>	México	Webb & Loomis, 1977
	<i>Mormops megaphylla</i>	Curaçao	Brennan, 1967
	<i>Pteronotus davyi</i> <i>P. parnelli</i>	Venezuela	Reed & Brennan, 1975
	<i>Mormops blainvillei</i> <i>Phyllonycteris poyei</i>	Cuba	De la Cruz & Daniel, 1994
<i>Whartonia nudosetosa</i>	<i>Lasiurus borealis</i>	Puebla, México	Hoffmann, 1949
	<i>Carollia perspicillata</i> <i>Peropteryx macrotis</i>	Quintana Roo, México	Loomis, 1969
	<i>Glossophaga soricina</i>	Sinaloa, México	Reed & Brennan, 1975
	<i>Artibeus jamaicensis</i> <i>Peropteryx macrotis macrotis</i>	Yucatán, México	Wharton, 1938
	<i>Desmodus rotundus</i> <i>Mimon cozumelae</i>		Loomis, 1969
	<i>Carollia subrufa</i>	México	Webb & Loomis, 1977
	<i>Balantiopterix plicata</i>	Puebla, México	R. Martínez, 1950
	<i>Carollia sp</i>	Costa Rica	Webb & Loomis, 1977

	<i>C. perspicillata</i>		
	<i>Molossus major</i>	Colombia	Reed & Brennan, 1975
	<i>Carollia perspicillata azteca</i>	Guatemala	Brennan & Dalmat, 1960
	<i>Macrotus sp</i>	Jamaica	Brennan, 1953
	<i>Carollia perspicillata</i> <i>Glossophaga soricina</i>	Nicaragua	Webb & Loomis, 1977
	<i>Glossophaga soricina</i> <i>Micronycteris brachyotis</i> <i>Phyllostomus elongatus</i> <i>Trachops cirrhosus</i>	Surinam	Brennan & Bronswijk, 1975
	<i>Carollia perspicillata</i>		Brennan, 1967
	<i>Desmodus rotundus</i>	Trinidad	Brennan & Jones, 1967
	<i>Ametrida centurio</i> <i>Anoura caudifera</i> <i>A. geoffroyi</i> <i>Artibeus jamaicensis</i> <i>Carollia brevicauda</i> <i>C. perspicillata</i> <i>Chiroderma villosum</i> <i>Chrotopterus auritus</i> <i>Desmodus rotundus</i> <i>Glossophaga longirostris</i> <i>G. soricina</i> <i>Lionycteris spurrelli</i> <i>Noctilio labialis</i> <i>Peropteryx kappleri</i> <i>Sturnira lilium</i> <i>Vampyrops aurarius</i>	Venezuela	Reed & Brennan, 1975
<i>Eubusbabekia arganoi</i>		Cd. Valles, SLP, México	Vomero, 1972

	<i>Desmodus rotundus</i>	Morelos	Morales- Malacara, 1980 Hoffmann et al., 1980; 1986 Palacios-Vargas & Morales- Malacara, 1983
		Guerrero	Uchikawa, 1987
<i>Trichobius parasiticus</i>	<i>Desmodus rotundus</i>	Yucatán, México	Cuxim-Koyoc et al., 2015
	<i>Desmodus rotundus</i> <i>Diphylla ecaudata</i>	Brasil	Moura de Souza & Antonni, 2011.
	<i>Desmodus rotundus</i>	Argentina	Autino et al., 2009
	<i>Saccopteryx bilineata</i> <i>Artibeus jamaicensis</i> <i>Noctilio albiventris</i> <i>Artibeus lituratus</i>	Venezuela	Wenzel ,1976; Wenzel & Tipton (1966)
	<i>Mormoops megalophylla</i> <i>Carollia brevicauda</i> <i>Carollia perspicillata</i> <i>Daemus youngii</i>		
	<i>Glossophaga longirostris</i> <i>Glossophaga soricina</i> <i>Leptonycteris curasoae</i> <i>Lonchorhina aurita</i> <i>Lonchorhina orinocensis</i> <i>Mimon crenulatum</i> <i>Phyllostomus hastatus</i> <i>Platyrrhinus umbratus</i> <i>Sturnira lilium</i> <i>Uroderma bilobatum</i> <i>Uroderma magnirostrum</i>		
<i>Strebla wiedemanni</i>	<i>Desmodus rotundus</i>	Yucatán, México	Cuxim-Koyoc et al., 2015
	<i>Desmodus rotundus</i>	Brasil	Moura de Souza & Antonni,

	<i>Diphylla ecaudata</i>		2011
	<i>Artibeus fuliginosus</i> <i>Artibeus jamaicensis</i> <i>Artibeus lituratus</i> <i>Carollia perspicillata</i> <i>Glossophaga longirostris</i> <i>Glossophaga soricina</i> <i>Phyllostomus discolor</i> <i>Platyrrhinus umbratus</i> <i>Sturnira lilium</i>	Venezuela	Wenzel ,1976
	<i>Sturnira tildae</i>	Perú	Autino et al., 2011

Tabla 3. Virus reportados en humanos, quirópteros e insectos hematófagos. SI= sin identificar.

Familia	Género	Especie de virus	Especie de murciélago	Lugar	Vector
Arenaviridae	Arenavirus	Tacaribe	<i>Artibeus lituratus</i>	Sudamérica	mosquitos
			<i>Artibeus jamaicensis</i> <i>Desmodus rotundus</i> <i>Platyrrhinus helleri</i> <i>Sturnira lilium</i>		
Bunyaviridae	Orthobunyavirus	Bwamba	<i>Myotis lucifugus</i>	Cameroon	<i>Aedes furcifer</i>
				Kenya	<i>Anopheles coustai</i>
				Nigeria	<i>Anopheles funestus</i>
				Uganda	<i>Anopheles gambiae</i> <i>Mansonia uniformis</i>
		Catú	<i>Mollosus currentium</i>	Brasil	<i>Anopheles nimbus</i> <i>Culex spp.</i>
		Guamú	SI	Brasil	<i>Culex spp.</i>
	Phlebovirus	Kaeng Khoi	<i>Chaerephon plicatus</i>	Cambodia	<i>Stricticimex parvus</i>
			<i>Taphozous theobaldi</i>	Thailandia	<i>Cimex insuetus</i>
		Rift Valley fever	<i>Epomops franque_</i>	Egipto	<i>Aedes dalzieli</i>
			<i>Glauconycteris argentata</i>	Kenya Madagascar	<i>Aedes dentatus</i> <i>Aedes circumluteolus</i>

Filoviridae			Hipposideros abae Hipposideros caffer Micropteropus pusillus Miniopterus schreibersii	Mauritania Arabia Saudi Somalia Yemen	<i>Culex antennatus</i> <i>Culex neavei</i> <i>Culex pipiens</i> <i>Phlebotomus duboscqi</i> <i>Phlebotomus papatasi</i>
		Toscana	Pipistrellus kuhlii	Francia Grecia Italia España Suecia Suiza	Phlebotomus perniciosus Phlebotomus perfiliewi
	Ebolavirus	Zaire ebolavirus	<i>Hypsignathus monstrosus</i> <i>Epomops franqueti</i> <i>Myonycteris torquata</i>	África Central	SI
	Marburgvirus	Lake Victoria marburgvirus	<i>Rousettus aegyptiacus</i> <i>Rhinolophus eloquens</i> <i>Miniopterus inflatus</i>	Egipto República Democrática del Congo	SI
	Cuevavirus	Lloviu	<i>Miniopterus schreibersii</i> <i>Epomops franqueti</i> <i>Myonycteris torquata</i>	España	SI
Flaviviridae	Flavivirus	Dengue	<i>Artibeus jamaicensis</i> <i>Carollia perspicillata</i> <i>Molossus sp.</i> <i>Myotis nigricans</i> <i>Natalus stramineus</i> <i>Pteronotus parnellii</i> <i>Uroderma sp.</i>	México Guyana Frnacesa	<i>Aedes aegypti</i> <i>Aedes albopictus</i>
		Ilheus	SI	Bolivia Ecuador Panamá Trinidad	<i>Culex spp.</i> <i>Haemagogus spp.</i> <i>Ochlerotatus spp.</i> <i>Psorophora ferox</i> <i>Sabethes spp.</i> <i>Trichoprospon spp.</i>
		Encefalitis Japonesa	<i>Miniopterus schreibersi</i> <i>Myotis mystacinus</i>	Japón	<i>Culex annulirostris</i> <i>Culex gelidus</i>

Togaviridae	Alfavirus		<i>Plecotus auritus</i> <i>Pipistrellus abramus</i> <i>Rhinolophus pusillus</i>		<i>Culex pipiens</i> <i>Mansonia uniformis</i> <i>Ochleorotatus japonicus</i>
		Encefalitis de St. Louis	<i>Eptesicus fuscus</i> <i>Myotis lucifugus</i>	Canadá EUA Centro y Suramérica	<i>Aedes aegypti</i> <i>Culex nigripalpus</i> <i>Culex quinquefasciatus</i> <i>Culex tarsalis</i>
		West Nile	<i>Eptesicus fuscus</i> <i>Myotis lucifugus</i> <i>Myotis septentrionalis</i> <i>Rousettus aegyp_acus</i> <i>Rousettus leschenaultii</i> <i>Tadarida brasiliensis</i>	África Asia Medio Oriente Europa	<i>Coquille_dia richiardii</i> <i>Culex modestus</i> <i>Culex pipiens</i> <i>Culex quinquefasciatus</i> <i>Culex univi_atus</i> <i>Culex vishnui</i>
		Fiebre Amarilla	<i>Eidolon sp.</i> <i>Rousettus sp.</i>	África América Latina	<i>Aedes spp.</i> <i>Haemogogus spp.</i>
		Zika	<i>Myotis lucifugus</i> (infección en laboratorio)	Gaboon Sierra Leona Tanzania Tailandia Uganda Isla Yap	<i>Aedes aegypti_</i> <i>Aedes africanus</i> <i>Aedes apicoargenteus</i> <i>Aedes furcifer</i> <i>Aedes luteocephalus</i> <i>Aedes vittatus</i>
		Chikungunya	<i>Chaerephon pumilus</i> <i>Hipposideros caffer</i> <i>Rousettus leschenaultia</i> <i>Scotophilus sp.</i>	Sudáfrica Sureste Asiático	<i>Aedes aegypti_</i> <i>Aedes albopictus</i>
		Encefalitis Equina del del Este	<i>Artibeus lituratus</i> <i>Artibeus jamaicensis</i> <i>Eptesicus fuscus</i> <i>Lasiurus cinereus</i> <i>Myotis lucifugus</i> <i>Tadarida brasiliensis</i>	EUA Guatemala (murciélagos)	<i>Aedes vexans</i> <i>Coquille_dia perturbans</i> <i>Culiseta melanura</i> <i>Culex erraticus</i> <i>Uranotaenia sapphirina</i>
		Ross River	<i>Pteropus conspicillatus</i>	Australia Fiji Nueva Guinea	<i>Aedes camptorhynchus</i> <i>Aedes vigilax</i> <i>Culex annulirostris</i>
		Sindbis	<i>Hipposideridae sp.</i> <i>Rhinolophidae sp.</i>	África Asia Australia	<i>Aedes spp.</i> <i>Culiseta morsitans</i> <i>Culex pipiens</i>

Rhabdoviridae	Lyssavirus			Europa	<i>Culex torrentum</i> <i>Ochleorotatus spp.</i>
		Encefalitis Equina Venezolana	<i>Artibeus lituratus</i> <i>Artibeus jamaicensis</i> <i>Artibeus phaeotis</i> <i>Desmodus rotundus</i> <i>Glossophaga commissarisi</i> <i>Myotis nigricans</i> <i>Uroderma bilobatum</i>	Belice Colombia Ecuador El Salvador Guatemala (murciélagos) Honduras México Panamá Venezuela	<i>Aedes serratus</i> <i>Culex spp.</i> <i>Mansonia titilans</i> <i>Ochleorotatus taeniorhynchus</i>
		Encefalitis Equina Occidental	<i>Artibeus lituratus</i> <i>Artibeus jamaicensis</i>	Norteamérica	<i>Aedes campestris</i> <i>Aedes dorsalis</i> <i>Culex tarsalis</i> <i>Ochleorotatus melanimon</i>
		European bat lyssavirus 1	<i>Eptesicus isabellinus</i> <i>Eptesicus serotinus</i>	Europa	SI
		European bat lyssavirus 2	<i>Myotis daubentonii</i>	Europa	SI
		Lleida	<i>Miniopterus schreibersii</i>	España	SI
		Rabia	<i>Desmodus rotundus</i>	América Latina	SI
		Duvenhage	<i>M. schreibersii</i>		SI
		Aravan	<i>Myotis blythii</i>	Asia Central	SI
		Lysavirus australiano de murciélago	<i>P. alecto</i>	Australia	SI
		Khujand	<i>Myotis mystacinus</i>	Tajikistan	SI
		Irkut	<i>Murina leucogaster</i>	Rusia y China	SI
		Bokeloh	<i>Myotis nattereri</i>		SI
		Shimoni	<i>Hipposideros commersoni</i>	Kenya	SI
		Lagos	<i>E. helvum</i>	Nigeria	SI
		Vesiculovirus	Vesiculovirus americano de murciélago	<i>E. fuscus</i>	SI

Tabla 4. Técnica de PCR anidada para la detección de la familia Arenaviridae.

Reactivos	RT (1x)	Reactivos	PCR anidada (1x)
H2O nuclease free	29.2 ul	H2O nuclease free	34.3 ul
5X AMV/tfl Reaction Buffer	10 ul	10X Buffer II, Perkin Elmer	5 ul
dNTPs Mix, (10 mM)	1 ul	MgCl2 (25 mM)	8 ul
MgSO4 (25 mM)	2 ul	dNTPs Pharmacia	0.4 ul
Arena1+ (100 pmol/ul)	0.4 ul	Arena2+ (100pmol/ul)	0.4 ul
Arena1- (100pmol/ul)	0.4 ul	Arena2- (100pmol/ul)	0.4 ul
AMV Reverse Transc. (5 U/ul)	1 ul	Taq Pol. Perkin Elmer (5U/ul)	0.5 ul
Tfl DNA Polym. (5U/ul)	1 ul	-	
Muestra	5 ul	Muestra	1 ul
Total	50 ul	Total	50 ul

Nota. A la par se elaboraron los tubos para la detección de arnavirus del Clado B por medio de un kit de una sola reacción (one step), los reactivos se especifican en la tabla 4.

Tabla 5. Técnica de RT-PCR para la detección del Clado B

Reactivo	Concentración final	Cantidad
H2O nuclease free		4.8 ul
Reaction Mix 2X (incluye 3.2 mM MgSO4)	1.6 mM MgSO4	10 ul
Bovine Serum Albumina Stock	40 ng/ul	0.8 ul
GuaS-a+	0.5 uM	0.2 ul
GuaS-b+	0.5 uM	0.2 ul
GuaS-a-	0.5 uM	0.2 ul
GuaS-b-	0.5 uM	0.2 ul
GuaS-c-	0.5 uM	0.2 ul
Mezcla de enzimas		0.4 ul
Muestra		3 ul
Total		20 ul

Tabla 6. Técnica de PCR anidada para la detección de la familia Bunyaviridae

Reactivos	RT (1x)	Reactivos	PCR anidada (1x)
H2O nuclease free	29.2 ul	H2O nuclease free	34.3 ul
5X AMV/tfl Reaction Buffer	10 ul	10X Buffer II, Perkin Elmer	5 ul
dNTPs Mix, (10 mM)	1 ul	MgCl2 (25 mM)	8 ul
MgSO4 (25 mM)	2 ul	dNTPs Pharmacia (25mM)	0.4 ul
Phlebo1+ (100 pmol/ul)	0.4 ul	Phlebo2+ (100pmol/ul)	0.4 ul
Phlebo1- (100pmol/ul)	0.4 ul	Phlebo2- (100pmol/ul)	0.4 ul
AMV Reverse Transc. (5 U/ul)	1 ul	Taq Pol. Perkin Elmer (5U/ul)	0.5 ul
Tfl DNA Polym. (5U/ul)	1 ul	-	
Muestra	5 ul	Muestra	1 ul
Total	50 ul	Total	50 ul

Tabla 7. Técnica de PCR para la detección de la familia Filoviridae

Reactivos	RT (1x)	Reactivos	PCR anidada (1x)
H2O nuclease free	29.2 ul	H2O nuclease free	34.3 ul
5X AMV/tfl Reaction Buffer	10 ul	10X Buffer II, Perkin Elmer	5 ul
dNTPs Mix, (10 mM)	1 ul	MgCl2 (25 mM)	8 ul
MgSO4 (25 mM)	2 ul	dNTPs Pharmacia ()	0.4 ul
Filo1+ (100 pmol/ul)	0.4 ul	Filo2+ (100pmol/ul)	0.4 ul
Filo1- (100pmol/ul)	0.4 ul	Filo2- (100pmol/ul)	0.4 ul
AMV Reverse Transc. (5 U/ul)	1 ul	Taq Pol. Perkin Elmer (5U/ul)	0.5 ul
Tfl DNA Polym. (5U/ul)	1 ul	-	
Muestra	5 ul	Muestra	1 ul
Total	50 ul	Total	50 ul

Tabla 8. Técnica de PCR para detección de la familia Flaviviridae

Reactivos	RT (1x)	Reactivos	PCR anidada (1x)
H2O nuclease free	29.2 ul	H2O nuclease free	34.3 ul
5X AMV/tfl Reaction Buffer	10 ul	10X Buffer II, Perkin Elmer	5 ul
dNTPs Mix, (10 mM)	1 ul	MgCl2 (25 mM)	8 ul
MgSO4 (25 mM)	2 ul	dNTPs Pharmacia (25 mM)	0.4 ul
Flavi1+ (100 pmol/ul)	0.4 ul	Flavi2+ (100pmol/ul)	0.4 ul
Flavi1- (100pmol/ul)	0.4 ul	Flavi2- (100pmol/ul)	0.4 ul
AMV Reverse Transc. (5 U/ul)	1 ul	Taq Pol. Perkin Elmer (5U/ul)	0.5 ul
Tfl DNA Polym. (5U/ul)	1 ul	-	
Muestra	5 ul	Muestra	1 ul
Total	50 ul	Total	50 ul

Tabla 9. Técnica de PCR para la detección de la familia Togaviridae

Reactivos	RT (1x)	Reactivos	PCR anidada (1x)
H2O nuclease free	29.2 ul	H2O nuclease free	34.3 ul
5X AMV/tfl Reaction Buffer	10 ul	10X Buffer II, Perkin Elmer	5 ul
dNTPs Mix, (10 mM)	1 ul	MgCl2 (25 mM)	8 ul
MgSO4 (25 mM)	2 ul	dNTPs Pharmacia (25mM)	0.4 ul
Alfa1+ (100 pmol/ul)	0.4 ul	Alfa2+ (100pmol/ul)	0.4 ul
Alfa1- (100pmol/ul)	0.4 ul	Alfa2- (100pmol/ul)	0.4 ul
AMV Reverse Transc. (5 U/ul)	1 ul	Taq Pol. Perkin Elmer (5U/ul)	0.5 ul
Tfl DNA Polym. (5U/ul)	1 ul	-	
Muestra	5 ul	Muestra	1 ul
Total	50 ul	Total	50 ul

Tabla 10. Técnica de PCR para la detección de la familia Rhabdoviridae

Reactivo	Conc final	RT (1x)	Conc inicial	Reactivo	Conc final	PCR anidada (1x)
H2O		0.25 ul		H2O		8.65 ul
5x AMV		5 ul		Buffer 10X		2.5 ul
SO4Mg (25 mM)	3mM	3 ul	25mM	MgCl2	4 mM	4 ul
DNTPs (10 mM)	500uM	1.25 ul	25mM	DNTPs	500 uM	0.5 ul
DIM 1F (10 uM)	1.5uM	3.75 ul	10uM	DIM 2F	1.5 uM	3.75 ul
DIM 1R (10 uM)	1.5uM	3.75 ul	10uM	DIM 2R	1.5 uM	3.75 ul
CONINT 1F (5 uM)	0.2uM	1 ul		1UP	0.2 uM	0.36 ul
CONINT 1R (5 uM)	0.2uM	1 ul		1DS	0.2 uM	0.36 ul
Tfi POL	5U/uL	0.5 ul		TAQ POL		0.13 ul
AMV-RT	5U/uL	0.5 ul		-		
Muestra		5 ul		Muestra		1 ul
Total		20 ul		Total		25 ul

Tabla 11. Primers y controles positivos utilizados en la búsqueda de familias virales.

Familia	Género	Primers	Controles positivos
Togaviridae	Alphavirus	Alfa 1+ 5'-gA(TC)gCITA(TC)TlgA(TC)atggTlgAlgg-3' Alfa 1- 5'-C(gT)(TC)TC(TC)TCIgt(gA)Tg(TC)TTIgtTICClgg-3'	Alfa 10x; Alfa 100x Chikunkunya -5
		Alfa 2+ 5'-glAA(TC)Tg(TC)AA(TC)gTIACICA(gA)Atg-3' Alfa 2- 5'-gC(gA)AAIA(gA)lgClgClgC(TC)T(TC)lggICC-3'	
Flaviviridae		Flavi 1+ 5'-GA(TC)(TC)TIGGITG(TC)GGIIGIGGI(GA)GITGG-3' Flavi 1- 5'- TCCAICCIgCI(GA)T(GA)TC(GA)TCIGC-3'	6 WN (West Nile) -5
		Flavi 2+ 5'-(TC)G(TC)(gA)TI(TC)A(TC)A(AT)CA(TC)(Gc)Atggg-3' Flavi 2- 5'-CCA(gA)TglTC(TC)(Gt)(TC)(gA)TTIA(gA)AAICC-3'	
Rhabdoviridae		DimLis 1F 5'-GGKMGRTTYTTYKCHYTDATG-3' DimLis 1R 5'- CARAARGGNTGGASYNTHBT-3'	ELBV 1 cepa SB
Bunyaviridae	Phlebovirus	Phlebo1+ 5'- ATggA(gA)gg(gC)TTTgT(gC)(AT)(gC)IC(TC)CCC-3' Phlebo1- 5'- AAgTTgCTlg(AT)(gA)gC(TC)TT(AC)Ag(AC)gTlgC-3	Toscana -1
		Phlebo2+ 5'-AT(TC)CC(AC)AA(gA)CCIA(gC)AagATg-3' Phlebo2- 5'-TC(TC)TCTTT(gA)TT(TC)TT(gA)A(gA)(gA)TAACC-3'	
Arenaviridae	Arenavirus	Aren 1+ 5'-CWATRTANGGCCAICCITCICC-3' Aren 1- 5'-TNRWYAAYCARTTYGGIWCIRTKCC-3'	Tacaribe -1
		Aren 2A 5'-CANANYTTRTANARNAIRTTYT-3' Aren 2S 5'-AGYYTNSNNGCNGCGGTGAARGC-3'	
Filoviridae	Clado B	GuaS 2041a+ 5'-CCATTTTTGAAGCCCTTCTCATCATG-3' GuaS 2041b+ 5'-CCATTTTTAAACCCTTTCTCATCATG-3' GuaS 2333a- 5'-CAAATACTCGGGAGGTCTTGGGACAACAC-3' GuaS 2333b- 5'-CAAATCTTGGGAGATCTTGGGACAACAC-3' GuaS 2333C- 5'-CAAATCATCGGCAGGTGATGGGACAACAC-3'	
		Filo1+(13306) 5'-AARGCMTTYCCHAGYAAYATGATGGT-3'(13331) Filo1-(13988) 5'-TGHGGYARTTGDAYHCCRTTBARRTATTG-3'(13960) EMR2+(13549) 5'-HYAATHCCRCWRTGTTAYATGCATG-3'(13573) EMR2-(13787) 5'-GTDATRCAYTGRTRTCHCCCATVAC-3'(13762)	Ébola cepa Zaire

Tabla 12. Secuencias utilizadas en el análisis filogenético de la secuencia Butzoz y otros rhabdovirus. SI= sin clasificar

Virus	Clasificación	Huésped/Vector	País	No. de acceso
Rhabdovirus JC-2016 1	SI	Murciélago/Spinturnicidae	Sudáfrica	KR920019
Rhabdovirus JC-2016 2	SI	Murciélago/Spinturnicidae	Sudáfrica	KR920018
Rhabdovirus JC-2016 3*	SI	Murciélago/Ectoparásito	Sudáfrica	KR920017
Rhabdovirus JC-2016 4	SI	Murciélago/Spinturnicidae	Sudáfrica	KR920016
Rhabdovirus JC-2016 5*	SI	Murciélago/Ectoparásito	Sudáfrica	KR920015
Rhabdovirus JC-2016 6	SI	Murciélago/Spinturnicidae	Sudáfrica	KR920014
Rhabdovirus JC-2016 7	SI	Murciélago/Spinturnicidae	Sudáfrica	KR920011
Rhabdovirus JC-2016 8	SI	Murciélago/Spinturnicidae	Sudáfrica	KR920010
Rhabdovirus JC-2016 9	SI	Murciélago/Spinturnicidae	Sudáfrica	KR920009
Rhabdovirus JC-2016 10	SI	Murciélago/Spinturnicidae	Sudáfrica	KR920008
Rhabdovirus JC-2016 11	SI	Murciélago/Spinturnicidae	Sudáfrica	KR920007
Rhabdovirus JC-2016 12	SI	Murciélago/Spinturnicidae	Sudáfrica	KR920006
Rhabdovirus JC-2016 13	SI	Murciélago/Spinturnicidae	Sudáfrica	KR920013
Rhabdovirus JC-2016 14*	SI	Murciélago/Ectoparásito	Sudáfrica	KR920012
Jurona Virus 1, parcial L	Vesiculovirus	<i>Haemagogus spegazzinii</i>	Brasil	GU816024.
Piry virus, parcial L	Vesiculovirus	<i>Philander opossum</i>	Brasil	GU816023
Isfahan virus, parcial L pol	Vesiculovirus	<i>Phlebotomus papatasi</i>	Iran	AJ810084
Perinet virus, parcial L	Vesiculovirus	Cepa de laboratorio	Madagascar	AY854652
Jurona Virus 2, parcial L	Vesiculovirus	<i>Homo sapiens</i>	Brasil	HM566194
Malpais Spring virus, L pol	Vesiculovirus	<i>Aedes campestris</i>	USA	GU085727
Chandipura virus 1, parcial L pol	Vesiculovirus	Phlebotomos	India	HM627187
Chandipura virus 2, parcial L pol	Vesiculovirus	Cepa I653514	-	KF468775
Marcos virus, L pol	SI	<i>Ameiva ameiva</i>	Brasil	JN882645
China fish rhabdovirus, L pol	SI	Cepa QZ-2005	China	AY895167
Perch rhabdovirus, L pol	Perhabdovirus	<i>Thymallus thymallus</i>	Finlandia	KC408701
Porton's virus	SI/ Hart Park group.	<i>Mansonia uniformis</i>	Malasia	GU816013
Carajas virus, parcial L pol	Vesiculovirus	<i>Lutzomyia sp</i>	Brasil	KM205015
Morreton virus, parcial L pol	SI	<i>Lutzomyia sp</i>	Colombia	KM205007
Vesicular Stomatitis NJ virus 1, parcial L pol	Vesiculovirus	Porcino	Nicaragua	JX121104
Vesicular Stomatitis NJ virus 2, parcial L pol	Vesiculovirus	Bovino	Costa Rica	JX121107
Tench rhabdovirus S64, parcial L pol	SI	<i>Tinca tinca</i>	Alemania	KC113517
Pike fry rhabdovirus isolate F4,	Sprivivirus	<i>Esox lucius</i>	Francia	FJ872827

parcial L pol				
Yug Bogdanovac virus, CG	Vesiculovirus	Cepa de laboratorio	Serbia	JF911700
Scophthalmus maximus rhabdovirus, parcial L pol	SI	<i>Scophthalmus maximus</i>	China	HQ003891
Spring viraemia of carp virus, parcial L pol	Sprivirus	Goldfish	Finlandia	KR012465
Wongabel virus , parcial L	SI	<i>Culicoides austropalpalis</i> , cepa CS264		AY854648
Vesicular stomatitis Indiana virus, parcial L pol	Vesiculovirus	Cepa de laboratorio	Francia	GU816006
Cocal virus Indiana 2, parcial L pol	Vesiculovirus	Ácaros	Trinidad	EU373657
*Jurona virus 3, parcial L pol	Vesiculovirus	<i>Haemagogus spegazzinii</i>	Brasil	GU816024
Eel virus European, parcial L pol	Perhabdovirus	<i>Anguilla anguilla</i>	Dinamarca	KC608035
Malpais Spring virus	Vesiculovirus	<i>Aedes campestris</i> , cepa 85-488NM	USA	KC412247
Radi virus, parcial L pol	SI	<i>Phlebotomus perfiliewi</i>	Italia	KM205024
Bangoran virus, L pol	SI	<i>Culex perfuscus</i>	Rep Central de África	GU816010
Hybrid snakehead virus, CG	SI	<i>Channa argus</i>	China	KP876483
Dolphin rhabdovirus, CG	SI	<i>Lagenorhynchus albirostris</i>	Holanda	KF958252
Siniperca chuatsi rhabdovirus	SI	<i>Siniperca chuatsi</i>	China	DQ399789
Tupaia rhabdovirus	Tupavirus	<i>Tupaia belangeri</i>	Tailandia	AY840978
Old River virus, CG	SI	<i>Culex annulirostris</i>	Australia	KM205025
Starry flounder rhabdovirus, parcial L	SI	<i>Platichthys stellatus</i>	USA	AY450644
La Joya virus, CG	SI	<i>Culex dunni</i>	Panamá	KM204986
Bovine ephemeral fever virus	Ephemerovirus	Bovinos	China	KM276084
Timbo virus	SI	<i>Ameiva ameiva</i>	Brasil	JN882646
Drosophila immigrans sigmavirus	Sigmavirus	<i>Drosophila immigrans</i>	UK	KR822814
-Nycteribia kolenatii rhabdovirus 1	SI	<i>Nycteribia kolenatii</i>	España	JX276967
Penicillidia conspicua rhabdovirus 1	SI	<i>Penicillidia conspicua</i>	España	JX276972
Penicillidia conspicua rhabdovirus 2	SI	<i>Penicillidia conspicua</i>	España	JX276973
Nycteribia schmidlii rhabdovirus 1	SI	<i>Nycteribia schmidlii</i>	España	JX276968
Nycteribia schmidlii rhabdovirus 2	SI	<i>Nycteribia schmidlii</i>	España	JX276969
Nycteribia schmidlii rhabdovirus 3	SI	<i>Nycteribia schmidlii</i>	España	JX276970
Nycteribia schmidlii rhabdovirus 4	SI	<i>Nycteribia schmidlii</i>	España	JX276971

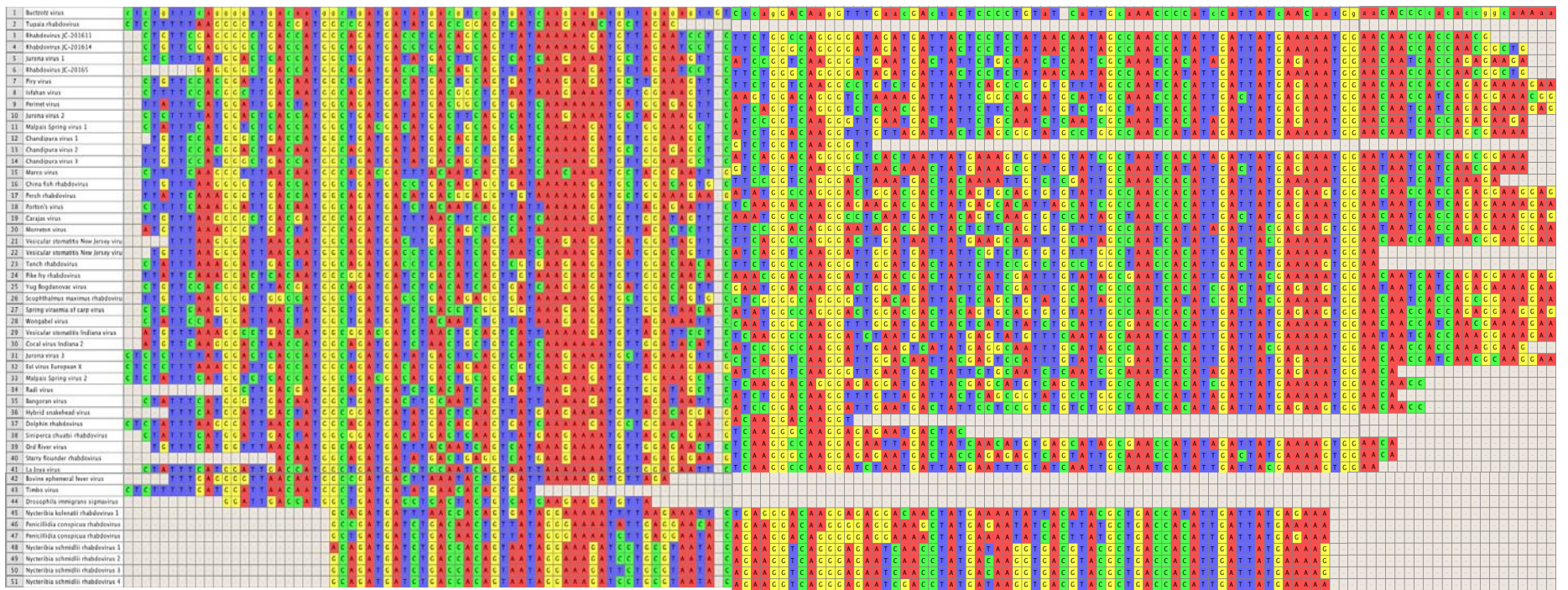


Imagen 10. Alineación de las secuencias de rbdovirus con la secuencia Butzotz. El alineamiento múltiple se realizó en el programa Mesquite con el algoritmo MUSCLE.

IX. Bibliografía

Agosta S. J., Janz N & Brooks DR. (2010). How generalists can be specialists: resolving the 'parasite paradox' and implications for emerging disease. *Zoologia* 27, 151–162.

Aguilar L. M. & 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.

Aguilar-Setién A., Campos Y. L., Cruz E. T., Kretschmer R., Brochier B. & Pastoret, P. P. (2002). Vaccination of vampire bats using recombinant vaccinia-rabies virus. *Journal of wildlife diseases*, 38(3), 539-544.

Aguilar-Setién A., Romero-Almaraz M. L., Sánchez-Hernández C., Figuero R., Juárez-Palma L. P., García-Flores M. M., Vázquez-Salinas C., Salas-Rojas M., Hidalgo-Martínez A. C., Aguilar Pierle S., García-Estrada C. & Ramos C. (2008). Dengue virus in Mexico bats. *Epidemiology and Infection*, 136, 1678–1683.

Aguilar-Setién A., Loza-Rubio E., Salas-Rojas M., Brisseau N., Cliquet F., Pastoret P. P., Rojas-Dotor S., Tesoro E. & Kretschmer R. (2005). Salivary excretion of rabies virus by healthy vampire bats. *Epidemiology and Infection*, 133, 517–522.

Aldán E. C., Torres I. L., Andrade D. M. G., Sarabia D. O. & Quintero M. M. T. (2003). Identification of ecto and endoparasites in Baird's tapir (*Tapirus bairdii*), in Chiapas, Mexico. *Tapir Conservation*, 12, 17–21.

Allan B. F., Keesing F. & Ostfeld R. S. (2003). Effect of forest fragmentation on Lyme disease risk. *Conservation Biology*, 17, 267–272.

Almeida J. C., Silva S. S. P., Serra-Freire N. M. & Valim M. P. (2011). Ectoparasites (Insecta and Acari) Associated with Bats in Southeastern Brazil. *Journal of Medical Entomology*, 48(4), 753-757.

Altizer S.D., Harvell E. & Friedle I. (2003). Rapid evolutionary dynamics and disease threats to biodiversity. *Trends in Ecology and Evolution*, 18(11), 589-596.

- Altschul S. F., Gish W., Miller W., Myers E. W. & Lipman D. J. (1990). Basic local alignment search tool. *Journal of Molecular Biology*, 215(3), 403-10.
- Anthony S. J., Ojeda-Flores R., Rico-Chávez O., Navarrete-Macías I., Zambrana-Torrel C. M., Rostal M. K. & Lipkin W.I. (2013). Coronaviruses in bats from Mexico. *Journal of General Virology*, 94,1028-1038.
- Audy, J. R., M. Nadchatram, R. B. Loomis & Traub R. (1965). *Trombicula minor* Berlese (Acarina, Trombiculidae): designation of neotype with larval and post-larval stages from Malayan Bats, and new name, *Myotrombicula dilarami*, for *T. Minor*, Cooreman 1960 nec Berlese 1905. *Acarologia*, 7 (supl.),1-33.
- Autino A., Claps G. L., Sánchez M. S. & Barquez R. M. (2009). New Records of Bat Ectoparasites (Diptera, Hemiptera and Siphonaptera) from Northern Argentina. *Neotropical Entomology* 38(2), 165-177.
- Autino A. G., Claps G. L., Barquez R. M. & Diaz M. M. (2011). Ectoparasitic insects (Diptera: Streblidae and Siphonaptera: Ischnopsyllidae) of bats from Iquitos and surrounding áreas (Loreto, Peru). *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz*, 106(8), 917–925.
- Azebedo A. A., Linardi P. M. & Zanatta M. T. (2002). Acari ectoparasites of bats from Minas Gerais, Brazil. *Journal of Medical Entomology*, 39(3), 553-555.
- Aznar-López C., Vázquez-Moron S., Marston D. A., Juste J., Ibáñez C., Berciano J. M., Salsamendi E., Aihartza J., Banyard A. C., McElhinney L., Fooks A. R. & Echevarria J. (2013). Detection of rhabdovirus viral RNA in oropharyngeal swabs and ectoparasites of Spanish bats. *Journal of General Virology*, 94(1), 69-75.
- Baker A. S. & Craven L. C. (2003). Checklist of the mites (Arachnida:Acari) associated with bats (Mammalia: Chiroptera) in the British Isles. *Systematic & Applied Acarology Special Publications*, 14, 1-20.
- Banerjee K., Ilkal M. A. & Deshmukh PK. (1984). Susceptibility of *Cynopterus sphinx* (frugivorous bat) & *Suncus murinus* (house shrew) to Japanese encephalitis virus. *Indian Journal of Medical Research* 79, 8–12.

Beldomenico P. M. & Begon M. (2010). Disease spread, susceptibility and infection intensity: vicious circles? *Trends in Ecology and Evolution*, 25, 21–27.

Bequaert, J. C. (1933). Contribution to the entomology of Yucatan, pp. 547–574. In G. C. Shattuck and collaborators (eds.). The Peninsula of Yucatan, medical, biological, meteorological and sociological studies. *Carnegie Institution of Washington Publication* No. 431.

Bertola P. B., Aires C. C., Favorito S. E., Graciolli G., Amaku M. & Pinto-da-Rocha R. (2005). Bat flies (Diptera: Streblidae, Nycteribiidae) parasitic on bats (Mammalia: Chiroptera) at Parque Estadual da Cantareira, Sao Paulo, Brazil: parasitism rates and host parasite associations. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz*, 100(1), 25–32.

Blackburn N. K., Foggin C. M., Searle L., Smith P. N. (1982). Isolation of Sindbis virus from bat organs. *Central African Journal of Medicine*, 28, 201.

Bowen M. D., Trappier S. G., Sanchez A. J., Meyer R. F., Goldsmith C. S., Zaki S. R., Dunster L. M., Peters C. J., Ksiazek T. G., Nichol S. T. & Task Force R. V. F. (2001). A reassortant Bunyavirus isolated from acute hemorrhagic fever cases in Kenya and Somalia. *Virology*, 291, 185–190.

Brennan J. & Reed J. T. (1973). More new genera and species of chiggers (Acarina: Trombiculidae) from Venezuela. *Journal of Parasitology*, 59(4), 706-710.

Brennan J. M. & Jones E. K. (1960) Chiggers of Trinidad, B.W.I. (Acarina: Trombiculidae). *Acarología*, 2, 493-540.

Brennan J. M. (1969). New bat chiggers of the genus *Perissopalla* from Venezuela and Northeastern Brazil. *Journal of Medical Entomology*, 6(4), 427-431.

Brennan, J. M. & van Bronswijk, J. E. M. H. (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, 243–249.

Brookes S. M., Aegerter J. N., Smith G. C., Healy D. M., Jolliffe T. A. & Swift S. M. (2005). European bat lyssavirus in Scottish bats. *Emerging Infectious Diseases*, 11, 572–8.

- Bunde J. M., Heske E. J., Mateus-Pinilla N. E., Hofmann J. E. & Novak R. J. (2006). A survey for West Nile virus in bats from Illinois. *Journal of Wildlife Disease*, 42, 455–458.
- Bush A. O., Lafferty K. D., Lotz J. M. & A. W. Shostak. (1997). Parasitology meets ecology on its own terms: Margolis et al., revisited. *Journal of Parasitology*, 83, 575–583.
- Calisher C. H., Childs J. E., Field H. E., Holmes K. V. & Schountz T. (2006). Bats: Important Reservoir Hosts of Emerging Viruses. *Clinical Microbiology Reviews*, 19, 531–545.
- Calisher C.H. (1994). Medically important arboviruses of the United States and Canada. *Clinical Microbiology Reviews*, 7, 89–116.
- Calisher C. H., Shope R. E., Brandt W., Casals J., Karabatsos N., Murphy F. A., Tesh R. B. & Wiebe M. E. (1980). Proposed antigenic classification of registered arboviruses I. Togaviridae, Alphavirus. *Intervirology*, 14, 229–232.
- Campbell G. L., Marfin A. A., Lanciotti R. S. & Gubler D. J. (2002). West Nile virus. *Lancet Infectious Diseases*, 2, 519–529.
- Carballal G., Calello M. A., Laguens R. P. & Weissenbacher M. C. (1987) Tacaribe virus: a new alternative for Argentine hemorrhagic fever vaccine. *Journal of Medical Virology*, 23, 257–263.
- Casebeer R. S. (1966). Systematics and host relationships of the mites of the family Spintunicidae in Costa Rica (Acarina: Spintunicidae) Tesis Ph. D. (Biol) Fac Graduate School, University of Southern California. 137pp.
- Ceballos G. & Oliva G, (eds.). (2005). Los mamíferos silvestres de México. CONABIO – UNAM – Fondo de Cultura Económica, México D.F.
- Chua K. B., Bellini W. J., Rota P. A., Harcourt B. H., Tamin A., Lam S. K., Ksiazek T. G., Rollin P. E., Zaki S. R., Shieh W., Goldsmith C. S., Gubler D. J., Roehrig J. T., Eaton B., Gould A. R., Olson J., Field H., Daniels P., Ling A. E., Peters C. J., Anderson L. J. & Mahy B. W. (2000). Nipah virus: a recently emergent deadly paramyxovirus. *Science*, 26;288(5470), 1432-1435.

- Claps G. L., Autino A. G. & Barquez R. M. (2005). Streblidae de murciélagos de Lima: dos citas nuevas para Perú. *Revista de la Sociedad de Entomología Argentina*, 64(1–2), 95–98.
- Clifford C. M., Anastos G. & Elbl A. (1961). The larval Ixodid ticks of the Eastern United States (Acarina-Ixodidae). *Miscellaneous Publications of the Entomological Society of America*, 2(3), 213-237.
- Cogswell-Hawkinson A., Bowen R., James S., Gardiner D., Calisher C. H., Adams R. & Schountza T. (2012). Tacaribe virus causes fatal infection of an ostensible reservoir host, the Jamaican fruit bat. *Journal of Virology*, 86, 5791–5799.
- Combes C. (2001). Parasitism: The ecology and evolution of intimate interactions. Chicago, USA: *The University of Chicago Press*. 728 p.
- Cook S. & Holmes E. C. (2006). A multigene analysis of the phylogenetic relationships among the flaviviruses (Family: Flaviviridae) and the evolution of vector transmission. *Archives Virology*, 151, 309–325.
- Cupp E. W., Klingler K., Hassan H. K., Viguers L. M., Unnasch T. R. (2003). Transmission of eastern equine encephalomyelitis virus in central Alabama. *American Journal of Tropical Medicine and Hygiene*, 68, 495-500.
- Cusi M. G., Savellini G. G. & Zanelli G. (2010). Toscana virus epidemiology: from Italy to beyond. *Open Virology Journal*, 4, 22–28.
- Cuxim-Koyoc A., Reyes-Novelo E., Morales-Malacara J. B., Bolívar-Cimé B. & Laborde J. (2015). Streblidae (Diptera: Hippoboscoidea) from Yucatan and Updated Species List for Mexico. *Journal of Entomology*, 52(5), 947-961.
- da Silva Azevedo R. S., Barros V. L. R. S., Martins L. C., Ribeiro Cruz A. C., Rodrigues S. G. & da Costa Vasconcelos P. F. (2010). Pathogenesis of the Ilheus virus in golden hamsters (*Mesocricetus auratus*). *Revista Pan-Amazonica de Saúde*, 1, 73–80.
- Daniels J. B., Stuart G., Wheeler R. E., Gifford C., Ahearn J. P., Philbrook R., Hayes R. O., MacCready R. A. (1960). A search for encephalitis and rabies in bats of Eastern Massachusetts.

The New England Journal of Medicine, 263, 516–520.

Davis A., Bunning M., Gordy P., Panella N., Blitvivi B. & Bowen R. (2005). Experimental and natural infection of North American bats with West Nile virus. *American Journal of Tropical Medicine and Hygiene*, 73, 467–469.

De la Cruz J. & Daniel M. (1994). Chigger mites (Acarina: Leeuwenhoekidae) from Cuba. *Folia Parasitologica*, 41, 71-74.

de Thoisy B., Lacoste V., Germain A., Muñoz-Jordán J., Colón C., Mauffrey J. F., Delaval M., Catzefflis F., Kazanji M., Matheus S., Dussart P., Morvan J., Setién A. A., Deparis X. & Lavergne A. (2009). Dengue infection in neotropical mammals. *Vector Borne Zoonotic Disease*, 9, 157–169.

Diallo M., Thonnon J., Traore-Lamizana M. & Fontenille D. (1999). Vectors of Chikungunya virus in Senegal: current data and transmission cycles. *American Journal of Tropical Medicine and Hygiene*, 60, 281–286.

Dick C. W. & Patterson B. D. (2007). Against all odds: explaining high host specificity in dispersal-prone parasites. *Internacional Journal of Parasitology*, 37, 871–876.

Dick C. W. & Gettinger D. (2005). A faunal survey of streblid flies (Diptera: Streblidae) associated with bats in Paraguay. *Journal of Parasitology*, 91(5), 1015–1024.

Dick C. W. (2006). The streblid bat flies (Diptera: Streblidae) of Guatemala. In: Canio EB (ed) Biodiversidad de Guatemala, vol 1. University of the Valley of Guatemala, Guatemala City, pp 441-452.

Dick G. W. A. (1952). Zika virus (II). Pathogenicity and physical properties. *Transactiones of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene*, 46, 521–534.

Dick C. W. & Dittmar K. (2014). Parasitic bat flies (Diptera: Streblidae and Nycteribiidae): host specificity and potential as vectors. Pages 131-155 In: S. Klimpel and H. Melhorn (Editors). Parasitology Research Monographs (Vol. 5): Bats (Chiroptera) as Vectors of Diseases and Parasites. Springer-Verlag Berlin Heidelberg. 187p.

Doherty R. L., Gorman B. M., Whitehead R. H. & Carley J. G. (1966). Studies of arthropod-borne virus infections in Queensland. V. Survey of antibodies to group A arboviruses in man and other animals. *Australian Journal of Experimental Biology and Medicine Science*, 44, 365–377.

Dohm D. J., Rowton E. D., Lawyer P. G., O'Guinn M. & Turell M. J. (2000). Laboratory transmission of Rift Valley fever virus by *Phlebotomus duboscqi*, *Phlebotomus papatasi*, *Phlebotomus sergenti* and *Sergentomyia schwetzi* (Diptera: Psychodidae). *Journal of Medical Entomology*, 37, 435–438.

Downs W. G., Anderson C. R., Spence L., Aitken T. H. G. & Greenhall A. H. (1963). Tacaribe virus, a new agent isolated from Artibeus bats and mosquitos in Trinidad, West Indies. *American Journal of Tropical Medicine and Hygiene*, 12, 640–646.

Edgar R. C. (2004). MUSCLE: multiple sequence alignment with high accuracy and high throughput. *Nucleic Acids Research*, 32, 1792–1797.

Eklund C. M. (1954). Mosquito-transmitted encephalitis viruses: a review of their insect and vertebrate hosts and the mechanisms for survival and dispersion. *Experimental Parasitology*, 3, 285–305.

Elliott R. M. & Blakqori G. (2011). Molecular biology of orthobunyaviruses. In: Plyusnin A, Elliott RM (eds) *Bunyaviridae, molecular and cell biology*. Caister Academic, Norwich, pp 1–39

Ellis B. R. & Barrett D. T. (2008). The enigma of yellow fever in East Africa. *Reviews in Medical Virology*, 18, 331–346.

Eriksson A., Graciolli G. & Fischer 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.

Famadas K. M., Serra-Freire N. M. & Landfredi R. M. (1997). Redescription of the larva of *Amblyomma cajennense* (Fabricius) (Acari: Ixodidae) using optical and scanning electron microscopy. *Acarologia*, 2, 101-109.

Fontenille D., Traore-Lamizana M., Diallo M., Thonnon J., Digoutte J. P. & Zeller H. G. (1998). New vectors of Rift Valley fever in West Africa. *Emerging Infectious Diseases*, 4, 289–293.

Fooks A. R., McElhinney L., Marston D. A., Selden D., Joliffe T. A., Wakeley P. R., . Identification of a European bat lyssavirus type-2 in a Daubenton's's bat (*Myotis daubenton'sii*) found in Staines, Surrey, United Kingdom. *Veterinary Record* 155:434–5.

Fooks AR, Selden D, Brookes SM, Johnson N, Marston, DA, Joliffe TA, et al. Identification of a European bat lyssavirus type-2 in a Daubenton's's bat found in Lancashire. *Veterinary Record* 155:606–7.

Furman D. P. (1966). The Spinturnicid mites of Panama. In R.L. Wenzel & Tipton (Eds) *Ectoparasites of Panama*. Field Museum Natural History USA. Pp 125-166.

García A. & Córdoba J. (2010). Regionalización socio-productiva y Biodiversidad. En: Durán R. y M. Méndez (eds). 2010. Biodiversidad y Desarrollo Humano en Yucatán. CICY, PPD FMAM, CONABIO, SEDUMA. 496 pp.

Goff M. L. & Brennan J. M. (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 Entomology*, 19(2), 169-175.

Goff M. L. (1980). 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 M. L. (1992). The genus *Parasecia* (Acari: Trombiculidae), with the description of a new species from Mexico. *Journal of Medical Entomology*, 29, 965–967.

González- Ávalos C., Macías-Díaz D. A., Macip-Castañeda A., Mendez- Andrade A., Ortíz García K. P. & Rivera-García K. D. (2015). Ectoparasites (Diptera: Streblidae) associated with *Desmodus rotundus* in the southern state of Puebla, México. *Entomología Mexicana*, 1, 973– 977.

Greenhall, A. M., Joermann G. & Schmidt U. (1983). *Desmodus rotundus*. *Mammalian Species*, 202, 1-6.

Guzmán-Cornejo C., Robbins R. G., Guglielmone A. A., Montiel-Parra G., Pérez T. M. (2011).

The Amblyomma (Acari: Ixodida: Ixodidae) of Mexico: Identification Keys, Distribution and Hosts. *Zootaxa*, 2998, 16-38.

Haddow A. J., Williams M. C., Woodall J. P., Simpson D. I. H. & Goma L. K. H. (1964). Twelve isolations of Zika virus from *Aedes (Stegomyia) Africanus* (Theobald) taken in and above a Uganda forest. *Bulletin of World Health Organization*, 31, 57–69.

Hammer Ø., Harper, D. A. T. & Ryan P. D. (2001). PAST: Paleontological Statistics Software Package for Education and Data Analysis. *Palaeontologia Electronica*, 4(1), 9pp.

Hardy J. L., Apperson G., Asman S. M. & Reeves W. C. (1978). Selection of a strain of *Culex tarsalis* highly resistant to infection following ingestion of western equine encephalomyelitis virus. *American Journal of Tropical Medicine and Hygiene*, 27, 313–321.

Hayes E. B. (2009). Zika virus outside Africa. *Emerging Infectious Diseases*, 15, 1347–1350.

Hayes R. O., Daniels J. B., Maxfield H. K. & Wheeler R. E. (1964). Field and laboratory studies on eastern encephalitis in warm- and coldblooded vertebrates. *American Journal of Tropical Medicine and Hygiene*, 13, 595–606.

Herrin C. S & Tipton V. J. (1975). Spinturnicid mites of Venezuela (Acarina: Spinturnicidae) *Brigham Young University Science Bulletin Biological Series*, 20(2), 1-72.

Higgs S. (2006). The 2005–2006 Chikungunya epidemic in the Indian Ocean. *Vector Borne Zoonotic Diseases*, 6, 115–117.

Hoberg E. P. & Brooks D. R. (2015). Evolution in action: climate change, biodiversity dynamics and emerging infectious disease. *Philosophical Transactions of the Royal Society Biological Sciences*, 370(1665), 20130553.

Hoberg E. P. & Brooks D. R. (2008). A macroevolutionary mosaic: episodic host-switching, geographic colonization, and diversification in complex host– parasite systems. *Journal of Biogeography*, 35, 1533–1550.

Hoffmann A., Palacios-Vargas J. G. & Morales-Malacara J. B. (1980). Bioecología de la cueva de

Ocotitlán, Tepoztlán, Morelos. *Folia Entomológica Mexicana*, 43, 21-22.

Hoffmann A. (1961). Artrópodos mexicanos de interés médico y veterinario. Productos DDT, S. A. México D. F. 63 pp.

Hoffmann, A. (1962). Monografía de los Ixodoidea de México, I Parte. *Revista de la Sociedad Mexicana de Historia Natural*, 23, 191–307.

Hoffmann, A. (1990). Los trombicúlidos de México (Acarida: Trombiculidae), Parte taxonómica. Publicaciones Especiales del Instituto de Biología 2. Universidad Nacional Autónoma de México. México D.F., 275p.

Holdridge LR. 1987. Life Zone Ecology. IICA, San José, Costa Rica.

Hu W., Tong S., Mengersen K., Oldenburg B. & Dale P. (2006). Mosquito species (Diptera: Culicidae) and the transmission of Ross River virus in Brisbane, Australia. *Journal of Medical Entomology*, 43, 375–381.

Hubálek Z. (2008). Mosquito-borne viruses in Europe. *Parasitology Research*, 103, 29–43.

Hutson A. M., Mickleburgh S. P. & Racey P. A. (2001). Microchiropteran bats: global status survey and conservation active plan. IUCN/SSC Chiroptera Specialist Group. IUCN, Gland, Switzerland. 258 pp.

Johnson H. N. (1964). Diseases derived from Wildlife. Proceedings of the 2nd vertebrate pest control conference, pp 138–142.

Johnson N., Aréchiga-Ceballos N. & Aguilar-Setién A. (2014). Vampire Bat Rabies: Ecology, Epidemiology and Control. *Viruses* 6, 1911-1928.

Johnson N., Selden D., Parsons G., Healy D., Brookes S. M., McElhinney L. M., et al. Isolation of a European bat lyssavirus type-2 from a Daubenton's's bat in the United Kingdom. *Veterinary Record* 2003;152:383–7.

Jones E. K., Clifford C. M., Keirans J. E. & Kohls G. M. (1972). The ticks of Venezuela (Acarina: Ixodoidea) with a key to the series of *Amblyomma* in the western hemisphere. Brigham Young

Jöst H., Bialonski A., Storch V., Günther S., Becker N. & Schmidt-Chanasit J. (2010). Isolation and phylogenetic analysis of Sindbis viruses from mosquitoes in Germany. *Journal of Clinical Microbiology*, 48, 1900–1903.

Kalko E., Handley Jr C. O., Handley D. (1996). Organization, diversity, and longterm dynamics of a Neotropical bat community. In: Cody M, Smallwood J, editors. Long-term studies of vertebrate communities. 1st ed. Los Angeles: Academic Press. 503–553.

King K. C., McLaughlin J. D., Gendron A. D., Pauli B. D. & Giroux I. (2007). Impacts of agriculture on the parasite communities of northern leopard frogs (*Rana pipiens*) in southern Quebec, Canada. *Parasitology*, 134, 2063–2080.

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.

Krasnov B. R., Stanko M. & Morand S. (2007). Host community structure and infestation by ixodid ticks: repeatability, dilution effect and ecological specialization. *Oecologia*, 154, 185–194.

Krishna M. R., Reddy M. K. & Reddy S. R. (2006). Chikungunya outbreaks in Andhra Pradesh. *South India Current Science*, 91, 570–571.

Kurkela S., Rätti O., Huhtamo E., Uzcátegui N. Y., Nuorti J. P., Laakkonen J., Manni T., Helle P., Vaheri A. & Vapalahti O. (2008). Sindbis virus infection in resident birds, migratory birds, and humans, Finland. *Emergence Infectious Diseases*, 14, 41-47.

Laine M., Luukkainen R. & Toivanen A. (2004). Sindbis viruses and other alphaviruses as cause of human arthritic disease. *Journal International of Medicine*, 256, 457-471.

Lee V. H., Monath T. P., Tomori O., Fagbami A. & Wilson D. C. (1974). Arbovirus studies in Nupeko Forest, a possible natural focus of yellow fever in Nigeria. II. Entomological investigations and viruses isolated. *Transactiones of Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene*, 68, 39-43.

Leroy E. M., Kumulungui B., Pourrut X., Rouquet P., Hassanin A., Yaba P., Délicat A., Paweska J. T., Gonzalez J. P. & Swanepoel R. (2005). Fruit bats as reservoirs of Ebola virus. *Nature*, 438, 575-576.

Li L., Victoria J. G. & Wang C. (2010). Bat guano birome: predominance of dietary viruses from insects and plants novel mammalian viruses. *Journal of Virology*, 84, 6955-6965.

Loomis R. P. & Crossley D. A. (1963). New species and new records of chiggers (Acari: Trombiculidae). *Acarología*, 3, 371-382.

Loomis R. P. (1969). Chiggers (Acari: Trombiculidae) from vertebrates of the Yucatan Peninsula, México. *Museum of Natural History. University of Kansas*, 50, 1-22.

Loscher T. & Burchard G. D. (2008). *Tropenmedizin in Klinik und Praxis : mit Reise- und Migrationsmedizin*. Georg Thieme Verlag, Stuttgart, 248 pp.

Lutwama J. J., Rwaguma E. B., Nawanga P. L. & Mukuye A. (2002). Isolations of Bwamba virus from south central Uganda and north eastern Tanzania. *Africa Health Science*, 2, 24–28.

Machado- Allison C. E. (1965). Las especies venezolanas del género *Peroglischrus* Kolenati 1857 (Acarina, Mesostigmata Spinturnicidae). *Acta Biológica Venezolana*, 4(11), 259-348.

Machain-Williams C., Padilla-Paz S. E., Weber M., Cetina-Trejo R., Juarez-Ordaz J. A., Loroño-Pino M. A. & Blitvich A. B. J. (2013). Antibodies to West Nile virus in wild and farmed crocodiles in southeastern Mexico. *Journal of wildlife diseases*, 49, 690-693.

Mackenzie J. S., Gubler D. J. & Petersen L. R. (2004). Emerging flaviviruses: the spread and resurgence of Japanese encephalitis, West Nile and Dengue viruses. *Natural Medicine*, 10, 98–109.

Mackenzie J. S., Williams D. T. & Smith D. W. (2006). Japanese encephalitis virus: the geographic distribution, incidence, and spread of a virus with a propensity to emerge in new areas. In: Tabor E (ed) *Emerging viruses in human populations*. Elsevier, Amsterdam, pp 201–268.

Maddison W. P. & Maddison D. R. (2016). Mesquite: a modular system for evolutionary analysis. Version 3.10 <http://mesquiteproject.org>

Main A. J. (1979). Virologic and serologic survey for eastern equine encephalomyelitis and certain other viruses in colonial bats of New England. *Journal of Wildlife Disease*, 15, 455–464.

Marchette N. J., Garcia R. & Rudnick A. (1969). Isolation of Zika virus from *Aedes aegypti* mosquitoes in Malaysia. *American Journal of Tropical Medicine and Hygiene*, 18, 411–415.

McElhinney L. M., Marston D. A., Leech S., Freuling C. M., van der Poel W. H., Echevarria J., Vázquez-Moron S., Horton D. L., Miller T. & Fooks A. R. (2013). Molecular epidemiology of bat lyssaviruses in Europe. *Zoonoses Public Health*, 60, 35–45.

McLean R. G., Trevino H. A. & Sather G. E. (1979). Prevalence of selected zoonotic diseases in vertebrates from Haiti, 1972. *Journal of Wildlife Disease*, 15, 327–330.

McMullan L. K., Folk S. M., Kelly A. J., MacNeil A., Goldsmith C. S., Metcalfe M. G., Batten B. C., Albariño C. G., Zaki S. R., Rollin P. E., Nicholson W. L. & Nichol S. T. (2012). A new Phlebovirus associated with severe febrile illness in Missouri. *The New England Journal of Medicine*, 367, 834–841.

Merino S. & Potti J. (1996). Weather dependent effects of nest ectoparasites on their bird hosts. *Ecography*, 19, 107–113.

Messenger S. L., Smith J. S. & Rupprecht C. E. (2002). Emerging epidemiology of bat-associated cryptic cases of rabies in humans in the United States. *Clinical Infectious Disease*, 35, 738–747.

Morales-Malacara J. B. (1980). Ácaros ectoparásitos de cuevas del estado de Morelos. *Folia Entomológica Mexicana*, 45, 70-71.

Morales-Malacara J. B. (1998). Ácaros mesostigmata parásitos de murciélagos de México. Tesis Ph D (Biol) Fac de Ciencias, Universidad Nacional Autónoma de México. 299 pp.

Moura de Souza 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.

Murray K., Selleck P., Hooper P., Hyatt A., Gould A., Gleeson L., Westbury H., Hiley L., Selvey L., & Rodwell B. (1995). A morbillivirus that caused fatal disease in horses and humans. *Science*, 268(5207), 94-7.

Nabeshima T., Loan H. T. K., Inoue S., Sumiyoshi M., Haruta Y., Nga P. T., Huong V. T. Q., del Carmen P. M., Hasebe F. & Morita K. (2009). Evidence of frequent introductions of Japanese encephalitis virus from south-east Asia and continental east Asia to Japan. *Journal of General Virology*, 90, 827–832.

Nalca A., Fellows P. F. & Whitehouse C. A. (2003). Vaccines and animal models for arboviral encephalitides. *Antiviral Research*, 60, 153–174.

Negredo A., Palacios G., Vázquez-Morón S., González F., Dopazo H., Madero F., Juste J., Quetglas J., Savji N., de la Cruz M., Herrera J. E., Pizarro S. K., Echevarria J. E., Lipkin W. I. & Tenorio A. (2011). Discovery of an Ebolavirus-Like Filovirus in Europe. *PLoS Pathogen*, 7(10), e1002304.

Osborne J. C., Rupprecht C. E., Olson J. G., Ksiazek T. G., Rollin P. E., Niezgodna M., Goldsmith C. S., An U.S. & Nichol S. T. (2003). Isolation of Kaeng Khoi virus from dead *Chaerephon plicata* bats in Cambodia. *Journal of General Virology*, 84, 2685–2689.

Palacios-Vargas J. G. & Morales-Malacara J. B. (1983). Biocenosis de algunas cuevas de Morelos. *Mémoires de Biospéologie*, 10, 164 169.

Pepin M., Bouloy M., Bird B. H., Kemp A. & Paweska J. (2010). Rift Valley fever virus (Bunyaviridae: Phlebovirus): an update on pathogenesis, molecular epidemiology, vectors, diagnostics and prevention. *Veterinary Research*, 41, 61.

Platt K. B., Mangiafico J. A., Rocha O. J., Zaldivar M. E., Mora J., Trueba G. & Rowley W. A. (2000). Detection of Dengue virus neutralizing antibodies in bats from Costa Rica and Ecuador. *Journal of Medical Entomology*, 37, 965–967.

Posada D. (2006). ModelTest Server: a web-based tool for the statistical selection of models of

nucleotide substitution online. *Nucleic Acids Research*, 34, 700-703.

Price J.L. (1978). Serological evidence of infection of Tacaribe virus and arboviruses in Trinidadian bats. *American Journal of Tropical Medicine and Hygiene*, 27(1), 162-7.

Radovsky F. J. (1967). The Macronyssidae and Laelapidae (Acarina: Mesostigmata) parasitic bats. *University of California Publications in Entomology*, 46, 1-288.

Rambaut A. & Drummond A. (2010). FigTree. <http://tree.bio.ed.ac.uk/software/figtree/>

Ravanini P., Huhtamo E., Ilaria V., Crobu M. G., Nicosia A. M., Servino L., Rivasi F., Allegrini S., Miglio U., Magri A., Minisini R., Vapalahti O. & Boldorini R. (2012). Japanese encephalitis virus RNA detected in *Culex pipiens* mosquitoes in Italy. *European Surveillance*, 17(28), pii . 20221.

Reagan R. L., Rumbaugh H., Nelson H., Brueckner A. L. (1955). Effect of Zika virus and Bwamba virus in the cave bat (*Myotis lucifugus*). *Transactions of American Microscopical Society*, 74, 77–79

Reed J. T. & Brennan J. M. (1975). The subfamily Leeuwenhoekinae in the Neotropics (Acarina: Trombiculidae). *Brigham Young University Science Bulletin Biological Series*, 20(1), 1-42.

Reisen W. (2003). Epidemiology of St. Louis encephalitis virus. *Advances in Virus Research*, 61:139–183

Rivas F., Diaz L. A., Cardenas V. M., Daza E., Bruzon L., Alcalá A., De la Hoz O., Caceres F. M., Aristizabal G., Martínez J. W., Revelo D., De la Hoz F., Boshell J., Camacho T., Calderon L., Olano V. A., Villarreal L. I., Roselli D., Álvarez G., Ludwig G. & Tsai T. (1997). Epidemic Venezuelan equine encephalitis in La Guajira, Colombia, 1995. *Journal of Infectious Disease*, 175, 828–832.

Rojas A., Jimenez A., Vargas M., Zumbado M. & Herrero V. M. (2008). Ectoparasites of the common vampire bat (*Desmodus rotundus*) in Costa Rica: parasitism rates and biogeographic trends. *Mastozoología Neotropical*, 15(2), 181-187.

Romero-Castañón S., Ferguson B. G., Güiris D., González D., López S., Paredes A. & Weber M. (2008). Comparative parasitology of wild and domestic ungulates in the Selva Lacandona,

Chiapas, México. *Comparative Parasitology*, 75, 115– 126.

Ronquist F. & Huelsenbeck J. P. (2003). MrBayes 3: Bayesian phylogenetic inference under mixed models. *Bioinformatics*, 19, 1572-1574.

Rózsa L., Reiczigel J. & Majoros G. (2000). Quantifying parasites in samples of hosts. *Journal of Parasitology*, 86, 228–232.

Rudnick A. (1960). A revision of the mites of the family Spinturnicidae (Acarina). *University of California Publications in Entomology*, 17(2), 157-284.

Rui A. M & Gracioli G. (2005). Moscas ectoparásitas (Díptera: Streblidae) de morcegos (Chiroptera, Phyllostomidae) no sul do Brasil: associações hospedeiros-parasitas e taxas de infestação. *Revista Brasileira de Zoologia*, 2, 438-445.

Saunders RC. 1975. Venezuelan Macronyssidae (Acarina: Mesostigmata). *Brig. Young Univ. Sci. Bull. Biol. Ser.*, 20(2): 75-90.

Seymour C., Dickerman R. & Martin M. S. (1978). Venezuelan encephalitis virus infection in neotropical bats. I. Natural infection in a Guatemalan enzootic focus. *American Journal of Tropical Medicine and Hygiene*, 27, 290–296

Simonetti, (ed.). (2002). Ceballos, G., J. Arroyo C., y R. A. Medellín. 2002. Mamíferos de México. Pp. 377–413 in: *Diversidad y Conservación de los Mamíferos Neotropicales* (G. Ceballos y J. A. Simonetti, editores). Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad (CONABIO) y Universidad Nacional Autónoma de México, México, D. F.

Simpson D. I. (1964) Zika virus infection in man. *Transactions of Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene*, 58, 335–338.

Simpson D.I. H. & O’Sullivan J. P. (1968). Studies on arbovirus on bats (Chiroptera) in East Africa. I.- Experimental infection of bats and virus transmission attempts in *Aedes* (*Stegomyia*) *aegypti* (Linnaeus). *Annual Tropical Medicine Parasitology*, 62, 422–431.

Smith D. R., Adams A. P., Kenney J. L., Wang E. & Weaver S. C. (2008). Venezuelan equine

encephalitis virus in the mosquito vector *Aedes taeniorhynchus*: infection initiated by a small number of susceptible epithelial cells and a population bottleneck. *Virology*, 372,176-186.

Sotomayor-Bonilla J., Chaves A., Rico-Chávez O., Rostal M. K., Ojeda-Flores R., Salas-Rojas M., Aguilar-Setién Á., Ibáñez-Bernal S., Barbachano-Guerrero A., Gutiérrez-Espeleta G., Aguilar-Faisal J. L., Aguirre A. A., Daszak P. & Suzán G. (2014). Dengue virus in bats from southeastern Mexico. *American Journal of Tropical Medicine and Hygiene*, 91(1), 129-31

Spinsanti L., Basquiera A. L., Bulacio S., Somale V., Kim S. C. H., Ré V., Rabbat D., Zárate A., Zlocowski J. C., Mayor C. R., Contigiani M. & Palacio S. (2003). St. Louis encephalitis in Argentina: the first case reported in the last seventeen years. *Emerging Infectious Disease*, 9, 271–273.

Stanko M., Krasnov B. R. & Morand S. (2006). Relationship between host abundance and parasite distribution: inferring regulating mechanisms from census data. *Journal of Animal Ecology*, 75, 575–583.

Sulkin S. E., Allen R., Miura T. & Toyokawa K. (1970). Studies of arthropod-borne virus infections in Chiroptera. VI Isolation of Japanese B encephalitis virus from naturally infected bats. *American Journal of Tropical Medicine and Hygiene*, 19, 77–87

Swanepoel R., Leman P. A., Burt F. J., Zachariades N. A., Braack L. E., Ksiazek T. G., Rollin P. E., Zaki S. R. & Peters C. J. (1996). Experimental inoculation of plants and animals with Ebola virus. *Emerging Infectious Disease*, 2, 321-325.

Swanepoel R., Smit S. B., Rollin P. E., Formenty P., Leman P. A., Kemp A., Burt F. J., Grobbelaar A. A., Croft J., Bausch D. G., Zeller H., Leirs H., Braack L. E. O., Libande M. L., Zaki S., Nichol S. T., Ksiazek T. G. & Paweska J. T. (2007). Studies of reservoir hosts for Marburg virus. *Emerging Infectious Disease*, 13, 1847-1851.

ter Hofstede H. M., Fenton M. B. & 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.

Tesh R. B., Jahrling P. B., Salas R. & Shope R. E. (1994). Description of Guanarito virus

(Arenaviridae: Arenavirus), the etiologic agent of Venezuelan hemorrhagic fever. *American Journal of Tropical Medicine and Hygiene*, 50, 452–459.

Thompson N. N., Auguste A. J., Travassos da Rosa A. P. A., Carrington C. V. F., Blitvich B. J., Chadee D. D. & Adesiyun A. A. (2014). Seroepidemiology of Selected Alphaviruses and Flaviviruses in Bats in Trinidad. *Zoonoses and Public Health*, 1-8.

Timm R. M., Wilson D. E., Clauson B. L., La Val R. K. & Vaughan C. S. (1989). Mammals of the La Selva- Braulio Carrillo complex, Costa Rica. North American Fauna 75. United States Department of the Interior Fish and Wildlife Service, Washington, DC

Towner J. S., Amman B. R., Sealy T. K., Carroll S. A., Comer J. A., Kemp A., Swanepoel R., Paddock C. D., Balinandi S., Khristova M. L., Formenty P. B., Albarino C. G., Miller D. M., Reed Z. D., Kayiwa J. T., Mills J. N., Cannon D. L., Greer P. W., Byaruhanga E., Farnon E. C., Atimnedi P., Okware S., Katongole-Mbidde E., Downing R., Tappero J. W., Zaki S. R., Ksiazek T. G., Nichol S. T. & Rollin P. E. (2009). Isolation of genetically diverse Marburg viruses from Egyptian fruit bats. *PLoS Pathogen* 5: e1000536.

Ubico S. R. & McLean R. G. (1995). Serologic survey of neotropical bats in Guatemala for virus antibodies. *Journal of Wildlife Disease*, 31, 1–9.

Uchikawa K. (1987). Myobiid mites (Trombidiformes: Myobiidae) associated with the vampire bats (Chiroptera: Phyllostomidae) and information on host taxonomy deduced from them. *Journal of Parasitology*, 7(3), 640-645.

Valassina M., Cusi M.G. & Valensin P. E. (2003). A Mediterranean arbovirus: the Toscana virus. *Journal of Neurovirology*, 9, 577–583.

Van der Hurk A. F., Ritchie S. A. & Mackenzie J. S. (2009a). Ecology and geographical expansion of Japanese encephalitis virus. *Annual Reviews of Entomology*, 54, 17–35.

Van der Hurk A. F., Smith C. S., Field H. E., Smith I. L., Northill J. A., Taylor C. T., Jansen C. C., Smith G. A. & Mackenzie J. S. (2009b). Transmission of Japanese encephalitis virus from the black flying fox, *Pteropus alecto*, to *Culex annulirostris* mosquitoes, despite the absence of detectable viremia. *American Journal of Tropical Medicine and Hygiene*, 81, 457–462.

- Venegas E. A., Aguilar P. V., Cruz C., Guevara C., Kochel T. J., Vargas J. & Halsey E. S. (2012). Illheus virus infection in human, Bolivia. *Emerging Infectious Disease*, 18, 516–518.
- Villa R. B. (1967). Los murciélagos de México. Su importancia en la economía y la salubridad. Su clasificación sistemática. Instituto de Biología, Universidad Nacional Autónoma de México.
- Volgin, V. I. (1987). Acarina of the Family Cheyletidae of the World. Amerind Publ. Co. New Dely, 532 pp.
- Vomero V. (1972). A new species of Jamesonia Dusbábek, 1967 (Acarina, Trombidiformes, Myobiidae) parasitic on the vampire bat *Desmodus rotundus*, with a description of the nymphal and larval stages. *Accademia Nazionale dei Lincei*. 171, 157-175.
- Walker T. S. (2000). Microbiología. McGraw-Hill. México. 532pp.
- Weidmann M., Rudaz V., Nunes M. R. T., Vasconcelos P. F. C. & Hufert F. T. (2003). Rapid detection of human pathogenic orthobunyaviruses. *Journal of Clinical Microbiology*, 41, 3299–3305.
- Wenzel R. L. & Tipton V. J. (1966). Appendix. Classified list of hosts and parasites. In: Wenzel RL, Tipton VJ (eds) Ectoparasites of Panama. Field Museum of Chicago, Illinois, pp 797–824.
- Wenzel R. L. (1976). The streblid batflies of Venezuela. *Brigham Young University Science Bulletin*, Utah.
- Wharton G. W. (1938). X Acarina of Yucatan caves. Publications. *Carnegie Institution of Washington*, 491, 137–152.
- Whitaker J. O. Jr., Ritzi C. M. & Dick C. W. (2009). Collecting and preserving bat ectoparasites for ecological study, pp. 806–827. In T. H. Kunz, and S. Parsons (eds.), Ecological and behavioral methods for the study of bats, 2 ed. *Johns Hopkins University Press*, Baltimore.
- Whitaker J. O. & Morales-Malacara J. B. (2005). Ectoparasites and other associates (Ectodytes) of Mammals of Mexico. In V. Sánchez-Cordero & R. Medellín (Eds.). *Contribuciones mastozoológicas en homenaje a Bernardo Villa*. Instituto de Biología, UNAM; Instituto de

Ecología, UNAM; CONABIO. D.F. México. Pp. 535-666.

Whitby J. E., Heaton P. R., Black E. M., Wooldridge M., McElhinney L. M. & Johnstone P. (2000). First isolation of a rabies-related virus from a Daubenton's's bat in the United Kingdom. *Veterinary Record*, 147, 385–388.

World Health Organization. (2000). Report on global surveillance of epidemic-prone infectious diseases. WHO/CDS/CSR/ISR/20001, pp 1–15.

Williams J. E., Imlarp S., Top F. H. Jr, Cavanaugh D. C. & Russell P. K. (1976). Kaeng Khoi virus from naturally infected bedbugs (Cimicidae) and immature free-tailed bats. *Bulletin of World Health Organization*, 53, 365–369.

Zacks M. A. & Paessler S. (2010). Encephalitic alphaviruses. *Veterinary Microbiology*, 140, 281–286.

Zavala-Velázquez J. E., Zavala-Castro J. E., Vado-Solís I., Ruiz-Sosa J. A., Moron C. G, Bouyer D. H. & Walker D. H. (2002). Identification of *Ctenocephalides felis* fleas as a host of *Rickettsia felis*, the agent of a spotted fever rickettsiosis in Yucatán, Mexico. *Vector- borne and Zoonotic Diseases*, 2, 69–75.