



UADY

CIENCIAS DE LA SALUD

POSGRADO INSTITUCIONAL
EN CIENCIAS DE LA SALUD

“ANÁLISIS DE LA INFECCIÓN POR RICKETTSIAS EN
ECTOPARÁSITOS Y ROEDORES EN EL BARRIO DE
SANTIAGO”

Tesis presentada por:

Lic. Biol. Lucero Montserrat Balmaceda

En opción al grado de:

Maestra en Investigación en Salud

Directores de Tesis:

Dr. Gaspar Fernando Peniche Lara

Dra. Karla Rossanet Dzul Rosado

Mérida, Yucatán; febrero 2019



UADY

CIENCIAS DE LA SALUD

POSGRADO INSTITUCIONAL
EN CIENCIAS DE LA SALUD

“ANÁLISIS DE LA INFECCIÓN POR RICKETTSIAS EN
ECTOPARÁSITOS Y ROEDORES EN EL BARRIO DE
SANTIAGO”

Tesis presentada por:

Lic. Biol. Lucero Montserrat Balmaceda

En opción al grado de:

Maestra en Investigación en Salud

Directores de Tesis:

Dr. Gaspar Fernando Peniche Lara

Dra. Karla Rossanet Dzul Rosado

Mérida, Yucatán; febrero 2019



UADY
UNIVERSIDAD
AUTÓNOMA
DE YUCATÁN

"Luz, Ciencia y Verdad"

**Posgrado Institucional en
Ciencias de la Salud**

PICSA/035/19.

11 de marzo de 2019.

La tesis "ANÁLISIS DE LA INFECCIÓN POR RICKETTSIAS EN ECTOPARÁSITOS Y ROEDORES EN EL BARRIO DE SANTIAGO", presentada por la Lic. en Biol. Lucero Montserrat Balmaceda, en cumplimiento parcial de los requisitos para optar por el grado de **Maestra en Investigación en Salud**, ha sido aprobada en su contenido científico y en cuanto al cumplimiento de los establecido en el Plan de Estudios vigente del **Posgrado Institucional en Ciencias de la Salud**.

ATENTAMENTE

DRA. NORMA ELENA PEREZ HERRERA
COORDINADORA DEL POSGRADO INSTITUCIONAL
EN CIENCIAS DE LA SALUD



c.c.p. Archivo

Av. Itzaes x 59 y 59 A. Facultad de Medicina. C.P. 97000. Mérida, Yucatán, México.
Tel. (999) 9240554, 9233297 Ext. 36163. <http://www.pics.uady.mx>

AGRADECIMIENTOS

A mis directores de tesis: Dr. Gaspar Peniche y Dra. Karla Dzul gracias por su paciencia, por sus valiosas aportaciones y el compromiso con este trabajo.

A mis revisores: Dr. Enrique Reyes, Dr. Hugo Ruíz, Dr. Carlos Pérez, Dr. Roberto Cedillo y Dr. Carlos Ibarra, gracias por su apoyo y el tiempo dedicado para hacer que esto fuera posible.

A mis compañeros del laboratorio: Dr. Gaspar, Maestro Juanjo, Biol. Jorge, Isamara, porque más que compañeros se han convertido en mis amigos, gracias por hacer más amenas las horas y horas de trabajo... no lo hubiera hecho sin ustedes.

A mi esposo, entre muchas otras cosas, gracias por la comprensión, el apoyo y las llamadas de atención... y a ti chamaquita, no me queda más que agradecerte infinitamente, por estar siempre conmigo, dar lo mejor de ti y no dejarme caer, por recordarme cada día que vale la pena todo el esfuerzo hecho.

LUGAR DE REALIZACION

Laboratorio de Enfermedades Infecciosas y Parasitarias de la Unidad Interinstitucional de Investigación Clínica y Epidemiológica de la Facultad de Medicina de la Universidad Autónoma de Yucatán.

ÍNDICE GENERAL

1. RESUMEN	9
2. INTRODUCCIÓN	10
3. ANTECEDENTES	12
GENERALIDADES DEL GÉNERO <i>RICKETTSIA</i>	12
<i>Ciclo de transmisión</i>	13
EPIDEMIOLOGIA DE LA RICKETTSIOSIS.....	15
<i>Rickettsiosis en México</i>	17
FACTORES AMBIENTALES RELACIONADOS A LA OCURRENCIA DE LAS RICKETTSIOSIS	19
<i>Estacionalidad</i>	20
<i>Estacionalidad de los ectoparásitos</i>	20
4. OBJETIVOS.....	22
5. MATERIALES Y MÉTODOS.....	23
TIPO DE ESTUDIO	23
DISEÑO DEL ESTUDIO.....	23
UNIVERSO.....	23
MUESTRA	23
DEFINICIÓN DE VARIABLES Y ESCALA DE MEDICIÓN.....	23
CRITERIOS	23
FUENTES Y RECOLECCIÓN DE LA INFORMACIÓN	24
MÉTODOS Y TÉCNICAS	24
<i>Trabajo de campo</i>	24
<i>Trabajo de laboratorio</i>	26
PLAN DE PROCESAMIENTO DE DATOS Y PRESENTACIÓN DE RESULTADOS	29
CONSIDERACIONES ÉTICAS.....	30
6. RESULTADOS	31
DIVERSIDAD Y ABUNDANCIA DE ECTOPARÁSITOS.	31
<i>Revisión de mascotas.</i>	31
<i>Colecta de roedores.</i>	32
<i>Identificación taxonómica</i>	33
ANÁLISIS SEROLÓGICO	34
ANÁLISIS MOLECULAR.....	35
FRECUENCIA DE ANIMALES INFECTADOS EN LAS VIVIENDAS.....	35
FRECUENCIA DE ECTOPARÁSITOS INFECTADOS.....	36
FRECUENCIA DE ROEDORES INFECTADOS.....	37
REGISTROS DE TEMPERATURA Y HUMEDAD RELATIVA	38
RELACIÓN INFECCIÓN – FACTORES AMBIENTALES	38
DIFERENCIA ENTRE ÉPOCAS DE MUESTREO	39
ASOCIACIÓN ENTRE VARIABLES	39

7. DISCUSIÓN	41
8. CONCLUSIONES	46
9. REFERENCIAS.....	47
10. ANEXOS.....	53
MANUAL DEL BIGDYE TERMINATOR v1.1 CYCLE SEQUENCING KIT	53
CONSENTIMIENTO INFORMADO.....	55
ACUERDO DE CONFIDENCIALIDAD	57
CARACTERÍSTICAS DE LAS MASCOTAS	59
MANUAL DEL KIT COMERCIAL DE EXTRACCIÓN DE ADN DE LA MARCA ZYMOCLEAN™: GEL DNA RECOVERY KIT	60
REGISTROS DE TEMPERATURA Y HUMEDAD PROPORCIONADOS POR LA RED UNIVERSITARIA DE OBSERVATORIOS AMBIENTALES DE LA UNAM.....	61
PROMEDIO MENSUAL DE TEMPERATURA (°C) Y HUMEDAD RELATIVA (%) CORRESPONDIENTES AL PERIODO SEPTIEMBRE DE 2017 A AGOSTO DE 2018	62
11. GLOSARIO	63

ÍNDICE DE TABLAS

TABLA 1. VARIABLES EMPLEADAS EN EL ESTUDIO: TIPO DE VARIABLE, ESCALA, ASÍ COMO SU DEFINICIÓN.	23
TABLA 2. PLAN DE PROCESAMIENTO DE DATOS.....	30
TABLA 3. ECTOPARÁSITOS COLECTADOS DE SEPTIEMBRE DE 2017 A AGOSTO DEL 2018, SE MUESTRAN TOTALES POR ESPECIE Y POR MES.	31
TABLA 4. ROEDORES COLECTADOS DE SEPTIEMBRE DE 2017 A AGOSTO DE 2018, SE MUESTRA EL TOTAL DE ROEDORES CAPTURADOS POR VIVIENDA, ASÍ COMO LA ESPECIE Y LOS SITIOS DE CAPTURA.	32
TABLA 5. RESULTADOS DE LAS PRUEBAS DE INMUNOFLORESCENCIA INDIRECTA PARA IGG, SE MUESTRA EL NÚMERO DE MUESTRA Y LOS RESULTADOS PARA CADA ESPECIE, ASÍ COMO LA DILUCIÓN.....	35
TABLA 7. TABLA DE RESULTADOS DE PRUEBA U DE MANN- WHITNEY PARA LAS DIFERENTES VARIABLES, SE OBSERVAN LOS DIFERENTES VALORES DE U, ASÍ COMO EL NIVEL DE SIGNIFICANCIA (P).	39
TABLA 8. RESULTADOS DEL ANÁLISIS DE CORRELACIÓN DE PEARSON PARA LAS DIFERENTES VARIABLES, SE OBSERVAN LOS VALORES DE CORRELACIÓN (R ²) Y EN NEGRITAS LAS CORRELACIONES CON VALOR P <0.005.	40

ÍNDICE DE FIGURAS

FIGURA 1. CICLO DE TRANSMISIÓN DE <i>RICKETTSIA</i> SPP. ADAPTADO DE QUINTERO (2012)(20)	14
FIGURA 2. PLAN DE PROCESAMIENTO Y ANÁLISIS DE MUESTRAS COLECTADAS.	26
FIGURA 3. EJEMPLOS DE PATIOS DE VIVIENDAS PARTICIPANTES EN EL ESTUDIO EN DONDE SE COLECTARON ROEDORES.	33
FIGURA 4. ABUNDANCIA MENSUAL DE GARRAPATAS POR SEXO Y ESTADO DE DESARROLLO.....	33
FIGURA 5. NÚMERO DE VIVIENDAS CON ORGANISMOS INFECTADOS CON <i>RICKETTSIA</i> SPP.	36
FIGURA 6. NÚMERO DE VIVIENDAS CON MUESTRAS DE ECTOPARÁSITOS POSITIVAS A <i>RICKETTSIA</i> SPP.	37
FIGURA 7. NÚMERO DE VIVIENDAS CON MUESTRAS DE ROEDORES POSITIVAS A <i>RICKETTSIA</i> SPP. Y EL TOTAL DE VIVIENDAS EVALUADAS DURANTE EL AÑO DE SEGUIMIENTO.....	37

1. RESUMEN

Por tratarse de enfermedades transmitidas por vector, el ciclo de transmisión de las diferentes enfermedades rickettsiales reportadas en el estado, pudiera estar influenciado tanto por la abundancia como por la riqueza de especies de posibles hospederos, así como por condiciones ambientales como la temperatura y la humedad relativa. Se realizó un estudio de asociación por medio de un análisis de regresión entre las condiciones ambientales de temperatura y humedad relativa registradas durante un año y la abundancia de las diferentes especies de ectoparásitos y roedores colectadas en las viviendas participantes del Barrio de Santiago, Mérida, Yucatán, así como de los porcentajes de infección por *Rickettsia* en la época seca y lluviosa a través de una prueba de Mann Whitney y Pearson.

Se identificaron las especies de roedores: *Rattus rattus* y *Mus musculus* y los ectoparásitos: *Ctenocephalides felis* y *Rhipicephalus sanguineus* presentes en el área de estudio, en todas se encontró infección por *Rickettsia felis* o *Rickettsia rickettsii*.

Se determinó que los porcentajes de infección se relacionan con la temperatura, pero son independientes de la humedad. La abundancia de ectoparásitos está asociada con las variaciones de temperatura y humedad relativa, sin embargo, se mantiene constante durante la época seca y lluviosa mientras que la abundancia de roedores se encuentra asociada con la temperatura y presenta variaciones entre las diferentes épocas. La infección está asociada directamente con la abundancia de ectoparásitos y roedores en la vivienda y no varía en función de las diferentes épocas.

2. INTRODUCCIÓN

Los conocimientos tradicionales sobre las rickettsiosis, que las catalogan como enfermedades con distribución limitada a zonas marginadas y en condiciones de hacinamiento, con estacionalidad predeterminada por la asociación con los ciclos biológicos de los vectores, ahora se consideran incompletas, puesto que el riesgo de desarrollar una enfermedad rickettsial está latente para cualquier persona que tenga una exposición accidental y esto puede ocurrir en diversas condiciones⁽¹⁾.

Muchos de los resultados encontrados en el estado resultan contrastantes con los mencionados en otras partes del mundo, se ha reportado la presencia de *Rickettsia felis* en garrapatas, casos clínicos donde los pacientes refieren picadura de garrapata, pero presentan una sintomatología compatible con rickettsiosis del grupo tifo⁽²⁾, además, en varios estados del norte del país como Coahuila y Baja California, se ha reportado una gran cantidad de casos clínicos de rickettsiosis relacionados con la picadura de *Rhipicephalus sanguineus*⁽³⁾, una especie de garrapata ampliamente distribuida en el estado⁽⁴⁻¹²⁾, sin embargo, pudiera ser que ésta especie no representa el mismo problema puesto que la frecuencia acumulada de casos de fiebre manchada reportados por el boletín epidemiológico hasta la semana 50 del 2018⁽¹³⁾ es considerablemente menor en Yucatán que en los estados del norte del país.

A pesar de que ha aumentado el número de estudios sobre rickettsiosis que se han realizado durante los últimos años^(2,4-12), todos ellos están enfocados en evaluar la presencia/ausencia de *Rickettsia* spp. en diferentes especies animales de zonas rurales y suburbanas excluyendo a las personas, sin embargo, no se debe menospreciar la importancia del ser humano como hospedero accidental puesto que también puede formar parte del ciclo de transmisión, como se observa en los diferentes reportes de casos clínicos provenientes de diferentes municipios del estado. Pacheco en su estudio sobre la epidemiología de la rickettsiosis en Yucatán, publicado en el 2015⁽¹⁴⁾ reportó que del año 2007 al 2013, en el

laboratorio de enfermedades infecciosas y parasitarias de la facultad de medicina (UADY), se registraron 26 pacientes con diagnóstico molecular positivo a *Rickettsia*, el 82.6% de estos casos fueron pacientes provenientes de la ciudad de Mérida, Yucatán y sólo el 17.4% provenientes de los municipios de Acanceh, Dzidzantun, Halachó, Tixcacalcupul. A pesar de que existen casos clínicos de pacientes provenientes de la ciudad de Mérida, no se han hecho estudios para identificar cuáles son esas especies que están manteniendo los ciclos de transmisión y las variaciones en cuanto a la cantidad presente de vectores u hospederos y en las proporciones de animales infectados.

A nivel estatal la baja frecuencia de casos clínicos confirmados para rickettsiosis, se puede relacionar más a la falta de un diagnóstico adecuado que a la verdadera ausencia del patógeno en el ambiente⁽⁵⁾. Los focos naturales de transmisión de *Rickettsia* spp. pueden existir durante muchas generaciones en ciclos de transmisión enzoótica, ya que las condiciones ambientales en todo el estado son favorables para que la transmisión se lleve a cabo de manera efectiva, promueven el intercambio de la bacteria entre diferentes especies de hospederos domésticos y/o peri domésticos que interactúan constantemente con vectores que pueden fácilmente pasar de un hospedero a otro (incluyendo al ser humano) manteniendo así el riesgo de infección en seres humanos, a pesar de que la probabilidad de que se dé una rickettsiosis en humanos es casi cero cuando sus estilos de vida y las actividades no atraen a las personas al contacto con animales o vectores, la gama de variables a tener en cuenta cuando se trata de la exposición accidental representa todo un reto para los programas de prevención puesto que el contacto con estas especies puede ocurrir en cualquier momento⁽¹⁵⁾.

3. ANTECEDENTES

Generalidades del género *Rickettsia*

El género *Rickettsia* (Filo: Rickettsiaceae, orden: Rickettsiales, subdivisión: AlphaProteobacterias) está conformado por bacterias intracelulares obligadas, con forma de cocobacilos (0,3 a 1 μm); se colorean con la tinción de Giménez, Giemsa y naranja de acridina y no crecen en medios de cultivo habituales, necesitando para su aislamiento animales de laboratorio, huevos embrionados, líneas celulares de mamíferos como Vero, HEL, L-929 o líneas celulares de artrópodos. Son transmitidas por artrópodos vectores como garrapatas, ácaros, pulgas o piojos^(15,16).

El género *Rickettsia* inicialmente fue clasificado en función de sus características morfológicas, antigénicas y metabólicas en los siguientes grupos⁽¹⁷⁾:

- Grupo de fiebres manchadas: incluye especies transmitidas por garrapatas duras como *Rickettsia conorii*, el agente causal de la fiebre manchada mediterránea y *R. rickettsii*, el agente de la fiebre manchada de las montañas rocosas.
- Grupo tifo: incluye *R. typhi*, el agente causal del tifo murino, transmitido por pulgas y *R. prowazekii*, el agente del tifo epidémico, transmitido por el piojo.
- Grupo de *R. tsutsugamushi*, el agente etiológico del tifo de los matorrales.

La aplicación de métodos moleculares y filogenéticos permitieron redefinir cuatro grandes grupos⁽¹⁸⁾.

- Grupo Tifus (transmitidas por piojos y pulgas), compuesto por *R. typhi* y *R. prowazekii*, ambas son patógenas para el humano.
- Grupo de las Fiebres Manchadas (transmitidas por garrapatas) existen 20 especies: *R. rickettsii*, *R. conorii*, *R. sibirica*, *R. japonica*, *R. africae*, *R.*

slovaca, *R. amblyommii* entre otras, todas las que conforman este grupo son potencialmente patógenas al humano, siendo *R. rickettsii* la más patógena.

- Grupo ancestral, *R. belli* y *R. canadensis*
- Grupo Transicional, compuesto por *R. akari* y *R. felis*⁽¹⁸⁾

Recientemente, Shpynov y colaboradores, en un estudio publicado en el 2018, propusieron una nueva clasificación basándose en un método de análisis de orden formal (FOA) el cual, a diferencia de los programas bioinformáticos para el análisis del genoma que se basan en porcentajes de homología como BLAST, hace un análisis a profundidad y transforma el orden de nucleótidos en la secuencia, en una secuencia numérica de longitud fija lo que permite tener la disposición original de nucleótidos en cada genoma. Los resultados de este análisis han corroborado la separación de especies en tres grupos dentro del género *Rickettsia*, incluyendo grupo tifo, grupo fiebres manchadas y grupo ancestral; *Orientia* como un género separado, *Rickettsia felis* y *R. akari* en diferentes grupos, por lo que, con este enfoque se eliminaría la existencia del grupo de transición ⁽¹⁷⁾.

Ciclo de transmisión

Las enfermedades zoonóticas dependen del ciclo biológico de las especies involucradas en el ciclo de transmisión, las cuáles pueden actuar como vectores o ser hospederos – puente en la transferencia de las enfermedades emergentes a los seres humanos como, por ejemplo: las enfermedades rickettsiales, mismas que están cada vez más asociadas con alteraciones del ambiente que propician su aparición, reaparición, incremento o incluso disminución o desaparición temporal o definitiva⁽¹⁹⁾.

En el caso de las enfermedades rickettsiales, para que se dé el ciclo de transmisión es necesaria la interacción entre las especies que forman parte de él, los hospederos son aquellas especies que permiten el establecimiento, la replicación y la supervivencia de los agentes infecciosos, dependiendo de la especie, existen diversas formas de adquirir la infección, normalmente es a través de la saliva o heces infectadas durante la alimentación de garrapatas y pulgas, pero además, otras rutas de transmisión incluyen la infección por el consumo de garrapatas o pulgas infectadas, los seres humanos pueden adquirir accidentalmente la infección⁽²⁰⁾.

Los reservorios naturales son las especies que tienden a tener altas densidades poblacionales y ciclos de vida rápidos, como es el caso de los roedores, que, en el caso de las garrapatas, son el reservorio más importante para las larvas y las ninfas. Para el caso de *R. rickettsii*, la garrapata, además de vector, es considerado el reservorio natural más importante debido a que se infecta de por vida transmitiendo la infección no solo de manera transestadial, si no también transovárica. Los vectores son el factor determinante en la prevalencia de la enfermedad por rickettsias, debido a que, varias especies son específicas para agentes rickettsiales que causan enfermedades⁽²¹⁾ (Figura 1).

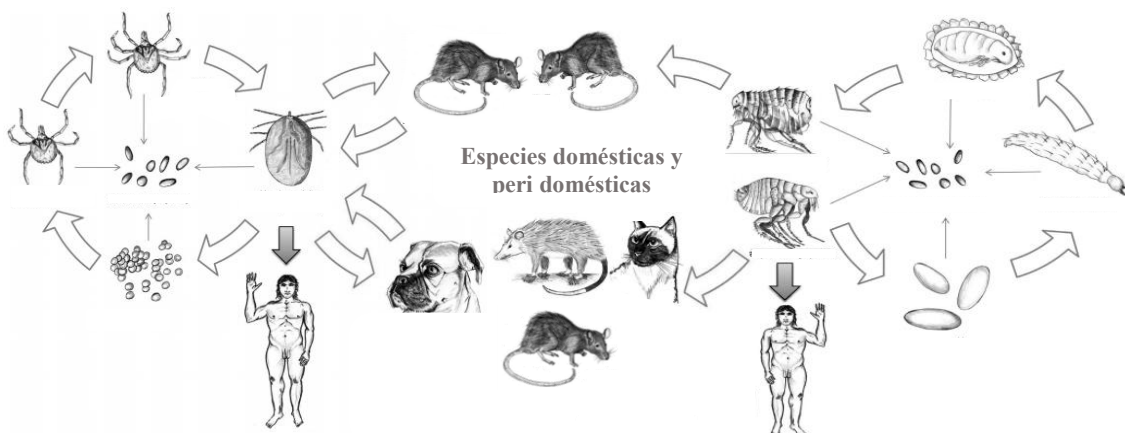


Figura 1. Ciclo de transmisión de *Rickettsia* spp. Adaptado de Quintero (2012)⁽²¹⁾

Además de los componentes tradicionales del ciclo de transmisión, las enfermedades rickettsiales requieren la presencia de los llamados reservorios “amplificadores” de la infección, es decir, especies principalmente de mamíferos, que son susceptibles tanto a la infección por *Rickettsia*, como a la mordedura de los vectores, cumplen con las condiciones mínimas para ser a su vez fuente de infección de vectores no infectados y ayudan a la diseminación del microorganismo en zonas endémico / enzoóticas⁽²²⁾. No obstante, las condiciones micro climáticas de una zona en particular pueden afectar el contacto entre las especies involucradas en la transmisión, lo que puede predisponer a la selección de nuevos hospedadores, los animales domésticos pueden eventualmente emerger como reservorios importantes para patógenos humanos⁽¹⁹⁾.

La infección en los hospederos, incluyendo a los seres humanos, se da por contacto con los vectores que los parasitan, las garrapatas infectadas pueden inocular *Rickettsia* spp. Durante la picadura ya que la bacteria está presente en las glándulas salivales y es inoculada dentro de la dermis, donde se distribuye y coloniza el citoplasma de las células endoteliales de los vasos pequeños y medianos; las pulgas transmiten las bacterias cuando se alimentan del hospedero y defecan sobre la piel, la materia fecal contaminada es introducida en la picadura por el mismo hospedero tras rascarse. Al contactar con las células endoteliales, las rickettsias inducen su propia fagocitosis y, una vez dentro del citosol, escapan del fagosoma y proliferan por fisión binaria simple, siendo finalmente expulsadas por exocitosis para seguir infectando células contiguas⁽²¹⁾.

Epidemiología de la rickettsiosis

Los síntomas y signos clínicos de las rickettsiosis comienzan usualmente en 6 a 10 días posteriores de la picadura o exposición al artrópodo vector competente, e incluyen: fiebre, malestar general, cefalea, mialgias y diferentes tipos de lesiones cutáneas, que van desde un exantema maculo – papular o papulo – vesicular leve a cuadros petequiales intensos, acompañados o no de una escara

de inoculación. En los cuadros graves se puede observar compromiso orgánico del sistema nervioso central, pulmonar, cardíaco, renal, trastornos de la coagulación y finalmente falla multi orgánica. En aproximadamente 25% de los casos se presentan síntomas de gravedad, como insuficiencia respiratoria, shock, ictericia, insuficiencia renal, efusión pericárdica y pleural, manifestaciones hemorrágicas que incluyen necrosis de dedos y compromiso neurológico en forma de convulsiones, disminución de la conciencia, parestesias, rigidez de extremidades y debilidad muscular^(23,24).

La incidencia de las rickettsiosis transmitidas por garrapatas se encuentra actualmente en su segundo aumento pronunciado en los últimos 40 años, desde 1970, cuatro rickettsiosis endémicas: fiebre maculosa de las Montañas Rocosas (FMR), fiebre manchada del mediterráneo (MSF), tifus por garrapata del norte de Asia (NATT) y tifus por garrapata de Queensland (QTT), han estado en aumento continuo^(15,25). De las múltiples rickettsiosis descritas, las de mayor interés en la especie humana son: tifus epidémico, tifus endémico y tifus exantemático endémico, transmitidas por piojos, pulgas y ácaros, respectivamente; Fiebre maculosa de las Montañas Rocosas, fiebre botonosa mediterránea, fiebre Q y ehrlichiosis, todas ellas transmitidas por garrapatas. Además de éstas se han descrito otras infecciones por *Rickettsia* epidemiológicamente distintas, pero clínicamente similares a las infecciones febriles y exantemáticas transmitidas por artrópodos. Entre ellas destacan: *R. sibirica*, agente etiológico del tifus por garrapatas de Siberia, que es endémico en Asia central; *R. australis*, agente etiológico del tifus por garrapatas de North Queensland, endémico en el este de Australia; *R. japonica*, agente de la fiebre maculosa, endémica de Japón; *R. tsutsugamusi*, agente de la fiebre de los matorrales transmitida por ácaros, endémica en Asia y Oceanía; *R. quintana*, agente productor de la fiebre de las trincheras, transmitida por piojos y endémica en Europa, América y África⁽²⁴⁾.

En el continente americano, la fiebre manchada de las Montañas Rocosas, provocada por *Rickettsia rickettsii*, se considera la más grave de las rickettsiosis

transmitidas por garrapatas. Se han documentado casos humanos en Brasil, donde es conocida como fiebre manchada brasileña, México, Panamá, Costa Rica, Colombia y Argentina. Muchos de estos casos se han producido como brotes familiares o en zonas geográficas cercanas. En el año 2004 se descubrió que *Rickettsia parkeri* era el agente infeccioso de varios casos en humanos, los cuales inicialmente fueron diagnosticados como fiebre manchada en Estados Unidos, posteriormente se reportaron más casos de infección por *Rickettsia parkeri* en Uruguay, Argentina y Brasil. Una rickettsiosis que recientemente ha adquirido gran importancia es la infección causada por *Rickettsia felis*, debido a la emergencia de casos de infección humana y su amplia distribución en Latinoamérica, ha sido identificada causando enfermedad en humanos en varios países de Europa, África, Australia y Nueva Zelanda, se han comunicado numerosos casos en México y Brasil⁽²³⁾.

Rickettsiosis en México

Se han reportado más de veinte especies de *Rickettsia* distribuidas por todo el mundo, en México, de acuerdo al Sistema Nacional de Vigilancia Epidemiológica, las rickettsiosis más importantes son el tifo epidémico causado por *Rickettsia prowazekii*: del cual se notificaron trece casos del 2006 al 2011, el tifo murino: es la segunda en importancia en el país, se reportaron 203 casos del 2001 al 2011 con el 91% entre el 2009 y el 2011, la fiebre manchada de las montañas rocallosas se estima que presenta una tasa de incidencia de 0.8 por 100 mil habitantes⁽²⁵⁾.

De acuerdo con el boletín epidemiológico hasta la semana 50 del 2018⁽¹³⁾ (hasta el 24 de diciembre del 2018), a nivel nacional, no se han reportado casos nuevos de tifo epidémico desde el 2017 hasta la fecha, se registraron 125 casos de tifo murino en total en el año 2017, mientras que en el 2018 se han reportado 122 casos nuevos; los casos de fiebre manchada han aumentado considerablemente en el 2018, en lo que va del año ya se han registrado 309 casos mientras que en el 2017 se registraron 182 casos en total.

La vigilancia epidemiológica de este padecimiento comenzó en el año 2012, particularmente en los reportes semanales de casos por vectores, hasta el 2014 se habían detectado casos y defunciones en varios estados como Chihuahua: en el año 2012 reportaron 30 casos sospechosos, de los cuales se confirmaron 6, en el 2014 se notificaron 5 casos sospechosos y se confirmaron 3⁽¹³⁾; Baja California: a principios del 2009 se presentó un brote en el municipio de Mexicali, los casos y defunciones fueron transmitidos por garrapatas *R. sanguineus*; otros estados donde se han detectado casos y defunciones son Sonora, Sinaloa, Coahuila, Nuevo León y Yucatán⁽¹⁴⁾.

En el estado de Yucatán se han reportado casos clínicos de cuatro especies causantes de rickettsiosis *R. felis*, *R. Rickettsii*, *R. typhi* y *R. akari*. En 1999 se realizó un estudio para determinar la prevalencia de anticuerpos al género *Rickettsia* en seres humanos, se demostró su presencia en la población con una prevalencia de aproximadamente el 5%, los análisis de Inmunofluorescencia y Western blot indicaron que el antígeno pertenecía al grupo de las fiebres manchadas, pero no se logró caracterizar la especie antigénica⁽²⁶⁾, en el 2006 se reportó el primer caso clínico de fiebre manchada de las montañas rocallosas causado por *R. rickettsii*, el cual presentó una severa infección y la paciente falleció⁽¹⁴⁾.

Hasta el año 2019, los principales estudios acerca de rickettsiosis en Yucatán incluyen la obtención de aislados de las especies *Rickettsia rickettsii*⁽⁹⁾ y *Rickettsia typhi*⁽²⁷⁾, la identificación de componentes de su ciclo de transmisión en ambientes rurales como la identificación de *Rickettsia rickettsii* y *Rickettsia felis* en garrapatas *R. sanguineus*⁽⁵⁾ así como la identificación de *R. felis* en muestras sanguíneas de tlacuaches del género *Didelphis*⁽²⁸⁾, sin embargo, la totalidad de los estudios se han realizado en ambientes rurales y silvestres, por lo que el conocimiento acerca de la presencia o comportamiento de las distintas especies de *Rickettsia* en ambientes urbanos en Yucatán se desconoce.

Factores ambientales relacionados a la ocurrencia de las rickettsiosis

Polley y Thompson⁽²⁹⁾ argumentan que las variaciones geográficas relacionadas con el cambio climático en animales y plantas se expresan como variaciones altitudinales o latitudinales con expansiones o contracciones de la distribución, así como variaciones en los patrones de migración, para el caso de los hospederos. Los autores sugieren que un cambio en la abundancia de parásitos o de hospederos puede alterar las relaciones parasitarias, modificando la prevalencia y la intensidad de la infección en el hospedero y la capacidad reproductiva en el parásito, lo que finalmente resulta en un cambio en la composición del ecosistema.

Tanto la salud como la enfermedad pueden ser fácilmente influenciadas por lo que se denominan determinantes de la salud, es decir, por el conjunto de factores individuales, sociales, culturales, económicos y ambientales que determinan el estado de salud/enfermedad de los individuos o poblaciones, éstos se pueden dividir en dos grupos: económico – político – sociales y los relacionados con factores culturales – ambientales y biológicos llamados factores de riesgo, es decir, variables asociadas a la probabilidad de desarrollar una enfermedad, aún si estos no son suficientes para provocarla⁽³⁰⁾.

Los recientes avances en la comprensión del ambiente en el cual ocurre la transmisión de muchas enfermedades infecciosas de importancia en salud pública en particular las transmitidas por vectores, ha permitido generar una serie de conceptos y herramientas que están modificando el abordaje de los problemas complejos en salud pública. Así, la ecoepidemiología brinda un potencial de opciones que se traducen en visiones más integradas de las enfermedades y nuevas posibilidades para prevenirlas y controlarlas⁽³¹⁾.

Estacionalidad

La estacionalidad ambiental afecta la estructura de las comunidades ecológicas a través de los cambios temporales en la disponibilidad de los recursos (espacio y alimento), temperatura, agua y fotoperiodo. Las especies animales deben sincronizar aspectos básicos de su biología y ecología como son, la reproducción, el crecimiento, la actividad diaria y anual y la distribución espacial, entre otros, ante las variaciones estacionales. Lo anterior provoca fluctuaciones estacionales en la riqueza, composición, abundancia y diversidad de las comunidades. Sin embargo, la importancia de estos factores ambientales difiere entre regiones, siendo las fluctuaciones estacionales en temperatura más importantes en regiones templadas, mientras que las de precipitación lo son en regiones tropicales y áridas⁽¹⁾.

Estacionalidad de los ectoparásitos

El aumento de temperaturas puede influenciar la distribución de las garrapatas y su densidad, así como el riesgo de la transmisión de patógenos y alterar, de esta forma, los patrones de las enfermedades que estas transmiten⁽³²⁾. Debido a que pasan la mayor parte de su ciclo vital de manera no parasítica, su desarrollo, supervivencia y dinámica poblacional depende de muchos factores entre los que se encuentra el clima a través del impacto de la temperatura y el estrés hídrico. Aunque varía de unas especies a otras, en general, las temperaturas por debajo de 0°C y por encima de 40°C les resultan letales, mientras que temperaturas comprendidas entre los 20°C y 30°C son las más adecuadas para sus actividades⁽³³⁾.

Una de las especies de garrapatas presentes en el estado de Yucatán, y además de las más abundantes, es *Rhipicephalus sanguineus*⁽³⁴⁾, probablemente, perteneciente al linaje de clima tropical cuyo rango de temperaturas más adecuadas para el mantenimiento de su ciclo de vida va de los 20°C a los 30°C⁽¹⁾. De acuerdo con las temperaturas registradas por el Servicio Meteorológico

Nacional³³, estas temperaturas coinciden con la temperatura promedio registrada en el estado, debido a esto, se esperaría que el periodo de actividad de las especies de garrapatas vectores sea considerablemente largo y constante durante la mayor parte del año.

4. OBJETIVOS

General: Analizar la infección por *Rickettsia* en ectoparásitos y roedores de las viviendas del Barrio de Santiago.

Específicos

1. Determinar la frecuencia de la infección por *Rickettsia* spp. en ectoparásitos y roedores capturados en las viviendas.
2. Describir la variación temporal de la infección por *Rickettsia* spp. en ectoparásitos y roedores capturados en las viviendas.
3. Determinar factores asociados a la presencia de infección en ectoparásitos y roedores en las viviendas.

5. MATERIALES Y MÉTODOS

Tipo de estudio: Analítico, longitudinal, prospectivo.

Diseño del estudio: De cohorte.

Universo: Viviendas particulares habitadas del barrio de Santiago, Mérida.

Muestra: Ectoparásitos y hospederos (perros, gatos, roedores y personas) que se encuentren en las 16 viviendas participantes en el estudio.

Definición de variables y escala de medición: La información de las variables, su definición, tipo de variable, así como su escala de medición se detalla en la tabla 1.

Tabla 1. Variables empleadas en el estudio: tipo de variable, escala, así como su definición.

Variable	Tipo	Escala	Definición
Infección por <i>Rickettsia</i>	Cualitativa	Binomial	Muestras positivas a <i>Rickettsia</i> spp por PCR.
Vectores	Cuantitativa	Razón discreta	Ectoparásitos presentes en mascotas y roedores sinantrópicos.
Hospederos	Cuantitativa	Razón discreta	Mascotas: Perros/gatos, roedores sinantrópicos y personas presentes en la vivienda.
Factores ambientales	Cuantitativa	Razón continua	Temperatura promedio mensual, humedad relativa promedio mensual.

Criterios

Criterios de inclusión: Viviendas particulares habitadas dentro de los límites establecidos del área de estudio, en las cuales se autorice previo consentimiento informado a realizar todos los procedimientos de colecta y muestreo, así como también darles seguimiento mensual durante un año.

Criterios de eliminación: Viviendas que después de ser incluidas decidan dejar de participar en los seguimientos posteriores. Roedores que se encuentren en estado de descomposición al momento de recolectar las trampas.

Fuentes y recolección de la información

En el 2015 se realizó un estudio serológico en el Barrio de Santiago determinando la seroprevalencia a rickettsiosis en población abierta, en dicho estudio, los resultados preliminares arrojaron una positividad del 6.31% (6/94) para la prueba de Inmunofluorescencia indirecta. Tomando como referencia dicho estudio, se analizó la base de datos del 2015 del Laboratorio de Enfermedades Infecciosas y Parasitarias de la Unidad Interinstitucional de Investigación Clínica y Epidemiológica de la Facultad de Medicina de la UADY, con el fin de seleccionar aquellos pacientes, con diagnóstico molecular de Rickettsiosis provenientes de diferentes colonias de Mérida. Se observó que entre estos sujetos, la colonia con mayor presencia de casos fue el barrio de Santiago. Estos estudios apuntan a que la población del Barrio de Santiago ha estado expuesta en algún momento a *Rickettsia* spp. la cual probablemente está circulando activamente, motivo por el cual se seleccionó como área de estudio.

Durante un primer acercamiento, se visitaron todas las viviendas particulares del barrio de Santiago invitándoles a participar en el proyecto, 16 de ellas accedieron a participar por lo que se procedió a la firma del consentimiento informado, en éste se les explicó respecto a las actividades derivadas del proyecto: el seguimiento durante los próximos 12 meses, la colecta de ectoparásitos y roedores, aplicación de cuestionario clínico orientado a rickettsiosis acompañado de una venopunción en caso de presentar dichos síntomas para realizar un diagnóstico por medio de Inmunofluorescencia Indirecta, en caso de no presentar síntomas se realizará la venopunción únicamente al final del estudio.

Métodos y técnicas

Trabajo de campo

En la Península de Yucatán, existen dos temporadas contrastantes: la temporada seca que va de noviembre a abril y la temporada lluviosa que abarca de mayo a

octubre⁽³⁵⁾, con el fin de observar las posibles variaciones estacionales en las muestras colectadas los muestreos se realizaron durante los periodos de septiembre del 2017 a agosto del 2018.

Colecta de ectoparásitos. Se solicitó a los dueños de la vivienda su participación para la revisión de sus mascotas con la finalidad de que estuvieran lo más relajadas y cómodas posibles y de este modo, evitar causar daño a los animales. Se colectaron todos los individuos encontrados, en todos los estadios visibles, buscando intencionadamente la diversidad de la muestra. La revisión de las mascotas para colectar ectoparásitos se realizó iniciando en los lugares donde se ha reportado mayor presencia de individuos y finalmente aquellos donde se reporta menor presencia de individuos, según el CENAPRECE⁽⁵⁾ la distribución general de las garrapatas en el cuerpo de los perros, de mayor a menor presencia presenta el siguiente orden: orejas, dedos, abdomen, tórax, nuca y cara. Se consideraron características como: tamaño del perro, tipo y color de pelo, raza y sexo para estimar los tiempos de revisión en busca de ectoparásitos (ANEXO 4).

Las muestras de garrapatas fueron colectadas de manera manual, mientras que para la colecta de pulgas se contó con la ayuda de una liendreras para revisar el pelo de los animales, se destinó una bolsa de plástico hermética por mascota para almacenar y transportar las muestras. Además de la colecta de ectoparásitos, se realizó un monitoreo de la temperatura en las mascotas, no se encontraron mascotas con elevación de la temperatura normal (>39°C).

Colecta de roedores. Se colocaron trampas tipo Sherman®, con cebos de avena y vainilla, abarcando uniformemente los espacios intra y peridomiciliares (solares, patios, cocheras, pasillos de servicio, bodegas, cocinas, baños), el número de trampas depende de la vivienda. Se realizó un croquis de la distribución de las trampas y las características del área aledaña. Se revisaron cada 24 horas durante dos noches consecutivas, recolectando las trampas con roedores y reemplazándolas con trampas vacías.

Trabajo de laboratorio

Todas las muestras de artrópodos colectadas fueron transportadas en bolsas de plástico rotuladas; las trampas con animales se transportaron cerradas y etiquetadas al Laboratorio de Enfermedades Infecciosas y Parasitarias en la Unidad Interinstitucional de Investigación Clínica y Epidemiológica (UIICE) de la Facultad de Medicina de la UADY, los artrópodos se conservaron a -15°C hasta su procesamiento y análisis (Figura 2); los roedores colectados fueron revisados manualmente en busca de ectoparásitos, en todos los roedores colectados se realizó la identificación de especies usando las claves taxonómicas de Reid publicadas en el año 2009⁽³⁷⁾ y finalmente se procedió a sacrificarlos con CO_2 siguiendo los lineamientos éticos establecidos por la NOM-062-ZOO-1999, se obtuvieron muestras de hígado, pulmón, riñones, bazo y sangre.

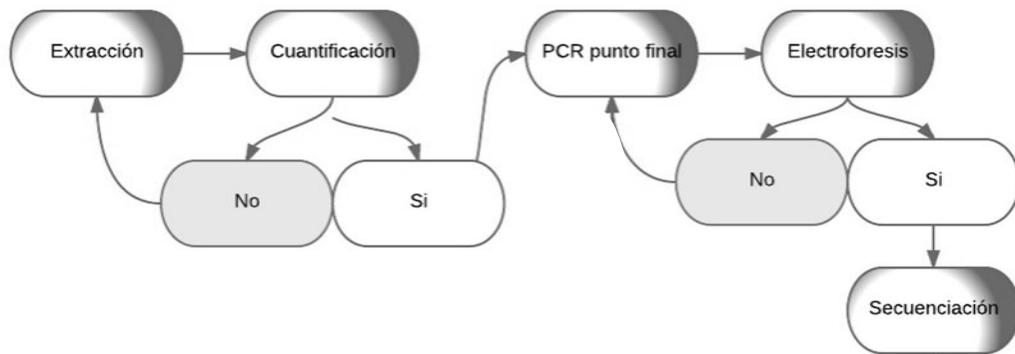


Figura 2. Plan de procesamiento y análisis de muestras colectadas.

Identificación taxonómica. Las muestras de artrópodos colectadas fueron organizadas en pools de hasta 5 ejemplares, separadas en base al animal en donde se colectó la muestra, estado de desarrollo (en garrapatas): para identificar una larva se observó el número de patas, tienen tres pares de patas y el poro genital aún no está desarrollado, las ninfas tienen cuatro pares de patas al igual que los adultos, es por eso que la identificación de las ninfas se realizó a través de la observación de su poro genital que en esta etapa no está desarrollado y por

lo tanto no es visible, los adultos poseen cuatro pares de patas y diferenciación sexual, la identificación taxonómica de adultos se realizó con ayuda de estereoscopio, pinzas y las claves taxonómicas para género existentes, publicadas por Faccioli en el 2011⁽³⁸⁾.

Las muestras de pulgas colectadas fueron organizadas en pools de hasta 5 ejemplares, separadas por hospedero y la identificación taxonómica se realizó con ayuda de las claves de Acosta y los análisis comparativos realizados por Linardi y Costa-Santos en el año 2003^(20,39,40). Los pools formados fueron lavados con etanol al 70% dos veces y agua destilada para evitar contaminaciones en el proceso de extracción de ADN, se almacenaron en tubos de 1.5 ml.

Extracción de ADN. La extracción de ADN se realizó utilizando el kit comercial ZR Tissue & Insect DNA MiniPrep de la marca Zymo Research® con número de catálogo D6016 siguiendo el manual de instrucciones; con el objetivo de romper los tejidos y facilitar la liberación del ADN, se procedió a macerar las muestras con una tijera estéril antes de comenzar el protocolo de extracción.

Reacción en Cadena de la Polimersa (PCR). Para la identificación de *Rickettsia* se empleó el gen *ARN16s* con los cebadores: fD1: 5'-AGAGTTTGATCCTGGCTCAG-3' y Rc16S.452n: 5'-AACGTCATTATCTTCCTTGC-3' con un producto de 426 pb, el gen *OmpB* con los cebadores: rompB SFG/IF: 5'-GTTTAATACGTGCTGCTAACCAA-3' y rompB SFG/TG-IR: 5'-GGTTTGGCCATATACCATAAG-3' de 420 pb y el gen *OmpA* con los cebadores: Rr190.70p: 5'-ATGGCGAATATTTCTCCAAAA-3' y Rr190.602n: 5'-AGTGCAGCATTCGCTCCCCCT-3' de 532 pb⁽²⁰⁾. Estos genes fueron utilizados debido a que son comunes para todas las especies del género *Rickettsia*. La reacción preparada fue a un volumen final de 25 µl, se utilizó la enzima Dream Taq Green PCR Master Mix y Dream Taq DNA Polymerase de ThermoScientific®, para cada grupo de muestras se corrió un control negativo, al cual se le añadió agua estéril libre de nucleasas, en lugar de ADN de muestra y

control positivo al cual se le añadió ADN control, positivo a *Rickettsia*, esto a fin de evitar contaminaciones o interferencias que pudieran afectar los resultados dando falsos positivos o negativos.

El procedimiento de termociclado se realizó en un termociclador MULTIGENE de Labnet®, bajo las siguientes condiciones: 95°C por 3 minutos seguido de 35 ciclos de 95°C por 30 segundos, 59°C por 30 segundos, 72°C por 1 minuto, finalizando con un período de extensión de 72°C por 7 minutos para *ompA*, 95°C por 3 minutos seguido de 35 ciclos de 95°C por 30 segundos, 56°C por 30 segundos, 72°C por 1 minuto, finalizando con un período de extensión de 72°C por 10 minutos para *OmpB* y 96°C por 30 segundos seguido de 35 ciclos de 94°C por 30 segundos, 50°C por 30 segundos, 72°C por 45 segundos, finalizando con un período de extensión de 72°C por 7 minutos para *OmpA*⁽²⁰⁾.

Electroforesis. Los productos de PCR obtenidos, se tomaron 10µl por muestra y fueron evaluados para su positividad por electroforesis en gel de agarosa al 1.5x en TAE (Tris – Acetato – EDTA) al 1%. Posteriormente se tiñeron con bromuro de etidio a una concentración final de 0.5 mg/ml y se observaron sobre un transluminador de luz ultravioleta. El marcador de peso molecular utilizado fue el 1kb DNA ladder (Biolabs)®.

Secuenciación. El procedimiento de secuenciación fue realizado en el Laboratorio de Enfermedades Infecciosas y Parasitarias de la Facultad de Medicina (UADY). Los productos de PCR positivos fueron preparados para su secuenciación siguiendo el protocolo de BigDye™ Terminator v1.1 Cycle Sequencing Kit® (Anexo 1)

Las secuencias de ADN obtenidas fueron editadas usando los programas computacionales disponibles en internet DNA star y BioEdit, posteriormente fueron comparadas con secuencias de ADN de *Rickettsia* conocida a fin de identificar la especie infectante mediante el uso de la herramienta BLAST en su versión más reciente.

Inmunofluorescencia Indirecta. Todas las muestras de sangre colectadas fueron transportadas al Laboratorio de Enfermedades Emergentes y Reemergentes del CIR Hideyo Noguchi, en donde se prepararon para su procesamiento, se obtuvieron 5µL de suero, se realizaron diluciones a 1:64, 1:128 y 1:256, empleando como diluyente una solución de PBS 1X con leche descremada al 3%. Posteriormente, se colocaron 10 µL de cada dilución en los pozos del slide. Se emplearon dos slides, uno con antígenos de *R. rickettsii* y el segundo con Ag de *R. typhi*, y en los últimos pozos se colocaron el control negativo y el control positivo para la técnica. Se incubaron los slides dentro de una cámara húmeda a 37°C por 45 minutos. Al finalizar la incubación, se sumergieron los slides por 5 minutos en solución de lavado de PBS 1X / Tween 20 0.025%. Al cumplir el tiempo, se dejaron secar y después se les añadieron 10µL del anticuerpo secundario IgG (anticuerpo antihumano conjugado con isotiocianato de fluoresceína- FITC) con dilución 1:100. Se realizó nuevamente una incubación y luego se sumergieron en solución de lavado 2 minutos y en solución de PBS con azul de Evans durante 5 minutos. Por último, después de dejar secar los slides, se añadieron 3µL de glicerol a los pozos y se colocaron los cubreobjetos. Las muestras fueron observadas bajo el objetivo 40x en un microscopio de fluorescencia (Nikon Eclipse E600)® con filtro de triple banda (DAPI, FITC, TEXAS RED) y se compararon con los controles para establecer el resultado^(20,26).

Plan de procesamiento de datos y presentación de resultados

Se hizo un análisis descriptivo de la infección por *Rickettsia* spp. en pulgas, garrapatas y roedores considerando las siguientes variables, 1) para roedores: género y especie, presencia/ausencia de pulgas y garrapatas, fecha de captura, sitio de captura, frecuencia de infección total y por especie. 2) ectoparásitos: género y especie, frecuencia de infección total y por especie. Asociación entre las frecuencias de infección y las distintas variables, la relación entre las diversas especies presentes y las tasas de infección en relación con las variaciones de

temperatura y humedad reportadas en las diferentes épocas de muestreo. Se evaluó la variación genética de las cepas de *Rickettsia* encontradas por el método de secuenciación de acuerdo con los porcentajes de homología de las secuencias de ADN (Tabla 2).

Tabla 2. Plan de procesamiento de datos

Resultados	Análisis
Abundancia de especies, estadios	Tabla de frecuencias
Variabilidad genética de <i>Rickettsia</i>	Porcentajes de homología
Infección	Porcentajes
Correlación entre infección, abundancia de roedores/ectoparásitos, temperatura y humedad	P Pearson
Relación entre la temperatura, humedad, abundancia y presencia/ausencia de muestras positivas	Regresión logística binaria
Diferencia de infección, abundancia de roedores y ectoparásitos entre épocas de muestreo	U de Mann Whitney

Consideraciones éticas

De acuerdo con el artículo 17 de la Ley General de Salud en Materia de Investigación para la Salud, el proyecto se clasifica en la categoría de riesgo mínimo, motivo por el cual fue sometido a evaluación y aprobado por el comité de bioética (fmed – 2015 – 001). Los datos utilizados se colectaron de las personas involucradas en el estudio con previa firma del consentimiento informado (Anexo 2) y del acuerdo de confidencialidad (Anexo 3). El sacrificio de los animales peridomésticos colectados se realizó con CO₂, según los lineamientos de la NOM-062-ZOO-1999: Especificaciones técnicas para la producción, cuidado y uso de los animales de laboratorio.

6. RESULTADOS

Diversidad y abundancia de ectoparásitos.

Todas las mascotas fueron revisadas exhaustivamente colectando todos los ectoparásitos visibles, los individuos colectados pertenecen a dos órdenes: 454 garrapatas (orden Ixodida) y 130 pulgas (orden Siphonaptera) (Tabla 3).

Tabla 3. Ectoparásitos colectados de septiembre de 2017 a agosto del 2018, se muestran totales por especie y por mes.

Fecha de colecta	Especies colectadas	
	<i>Rhipicephalus sanguineus</i>	<i>Ctenocephalides felis</i>
Sep. 2017	28	0
Oct. 2017	2	0
Nov. 2017	19	0
Dic. 2017	14	0
Ene. 2018	21	0
Feb. 2018	28	0
Mzo. 2018	54	25
Abr. 2018	42	27
Myo. 2018	82	50
Jun. 2018	68	13
Jul. 2018	64	8
Ago. 2018	32	7
Total	454	130

Revisión de mascotas.

Para la búsqueda y recolección de ectoparásitos se revisó un total de 24 mascotas cada mes, de las cuales el 96% (23/24) fueron de la especie *Cannis lupus familiaris* (perros) y solamente un 4% (1/24) de la especie *Felis catus* (gatos).

Colecta de roedores.

Durante el año de colecta se capturaron roedores en el 62.5% (10/16) de las viviendas; en total, 27 roedores fueron atrapados, el patio de las viviendas fue el sitio con mayor captura (41%), seguido por la cocina con captura del 22% (6/27), el 37% restante está representado por: pasillos (15%), gallineros (11%), florería (7%) y salas (4%); en baños y bodegas no se colectaron roedores (Tabla 4). Todas las trampas se revisaron a las 24 y 48 horas para recolectar los roedores capturados (Figura 3).

Tabla 4. Roedores colectados de septiembre de 2017 a agosto de 2018, se muestra el total de roedores capturados por vivienda, así como la especie y los sitios de captura.

Vivienda	Roedores capturados	<i>Rattus rattus</i>	<i>Mus musculus</i>	Sitios de captura
1	2	2	0	Patio
2	6	3	3	Patio, cocina, sala, florería
3	2	1	1	Patio, cocina
4	0	0	0	
5	3	2	1	Patio, gallinero
6	7	6	1	Patio, pasillo
7	1	1	0	Patio
8	1	1	0	Patio
9	0	0	0	
10	1	0	1	Cocina
11	0	0	0	
12	0	0	0	
13	2	0	2	Cocina
14	2	1	1	Patio
15	0	0	0	
16	0	0	0	
Total	27	17	10	



Figura 3. Ejemplos de patios de viviendas participantes en el estudio en donde se colectaron roedores.

Identificación taxonómica

Todas las garrapatas colectadas pertenecen a la especie *Rhipicephalus sanguineus*. Los individuos también se clasificaron por sexo y estadio, se colectaron en total 21 larvas, 82 ninfas. De los adultos: 192 fueron machos y 159 fueron hembras (Figura 4).

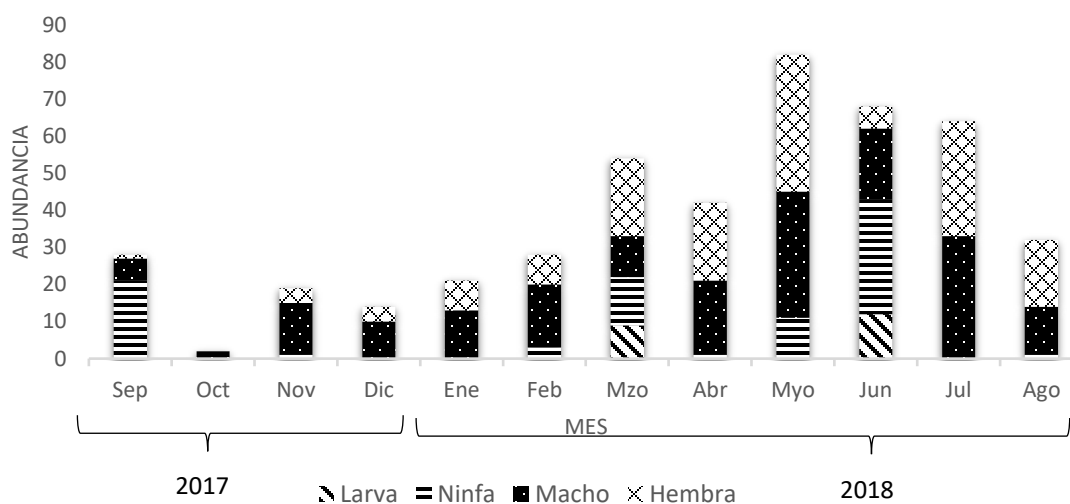


Figura 4. Abundancia mensual de garrapatas por sexo y estado de desarrollo.

Se identificaron 130 pulgas, pertenecientes a la especie *Ctenocephalides felis*, las cuales fueron obtenidas de perros.

Se identificó que 17 de los roedores colectados pertenecen a la especie *Rattus rattus* (4 hembras y 13 machos) y 10 más a la especie *Mus musculus* (4 hembras y 6 machos). Finalmente se realizó una disección para la extracción de tejidos a todos los roedores, se colectaron muestras de hígado (H), pulmón (P), riñones (R), bazo (B) y sangre (S) de los 27 roedores, obteniendo un total de 5 muestras de tejido por roedor.

Todos los roedores capturados se inspeccionaron minuciosamente en busca de ectoparásitos, de cualquier especie, presentes en el roedor. Se colectaron 4 ectoparásitos provenientes de un ejemplar de la especie *Rattus rattus*, en el mes de agosto, uno de ellos perteneciente al orden Phthiraptera (piojos), los otros 3 ejemplares del orden Mesostigmata (ácaros). Sin embargo, estos no pudieron ser identificados a nivel de especie.

Análisis serológico

Durante los meses de seguimiento, ninguna persona refirió tener síntomas tentativos de rickettsiosis; ninguna de las mascotas se encontró en estado febril.

Al finalizar las colectas se les invitó a todos los participantes a realizarse la prueba de inmunofluorescencia indirecta, sin embargo, solamente 7 personas, correspondientes al 33% (5/15) de las viviendas, accedieron a participar en este procedimiento. Se obtuvo una positividad del 100% para IgG *Rickettsia tiphy*, encontrándose en 3 de las muestras una positividad cruzada con *Rickettsia rickettsii* (Tabla 5).

Tabla 5. Resultados de las pruebas de inmunofluorescencia indirecta para IgG, se observa el número de muestra y los resultados para cada especie, así como la dilución.

Muestra	<i>R. rickettsii</i>	<i>R. tify</i>
1	(-)	(+) 1:64
2	(+) 1:128	(+) 1:256
3	(+) 1:64	(+) 1:128
4	(+) 1:64	(+) 1:128
5	(-)	(+) 1:64
6	(-)	(+) 1:64
7	(-)	(+) 1:256

Análisis molecular

Se obtuvieron 267 muestras de ADN, 132 de ectoparásitos y 135 de tejidos. Se prepararon 801 muestras en total para PCR obteniendo una positividad a *Rickettsia* spp. del 21% (168 / 801). De las muestras analizadas, 396 corresponden a ectoparásitos, obteniendo un 25% (98 / 396) de positividad a *Rickettsia* spp.; se analizaron 405 muestras de roedores, de las cuales 52% (70 / 405) fueron positivas. El 21% (168 / 801) de las muestras presentaron una banda a la altura correspondiente al tamaño del producto esperado.

Se obtuvo un 100% de similitud hacia la especie *Rickettsia rickettsii* en las muestras de *Rhipicephalus sanguineus* y hacia *Rickettsia felis* en las muestras de *Ctenocephalides felis*, *Mus musculus* y *Rattus rattus*.

Frecuencia de animales infectados en las viviendas

En los meses de septiembre del 2017 y mayo del 2018 se obtuvieron muestras positivas en más del 30% de las viviendas, mientras que en los meses de octubre, noviembre, diciembre y enero el total de viviendas con muestras positivas fue del 6% (1/16) cada mes. El mayor porcentaje de infección se obtuvo en el mes de febrero en el cual se registraron muestras positivas en el 40% (6/15) de las viviendas, en el mes de marzo el 13% (2/15), en los meses de abril y junio se

obtuvieron muestras positivas en el 20% (5/15) de las viviendas; durante los meses de julio y agosto no se obtuvieron muestras positivas (Figura 5).

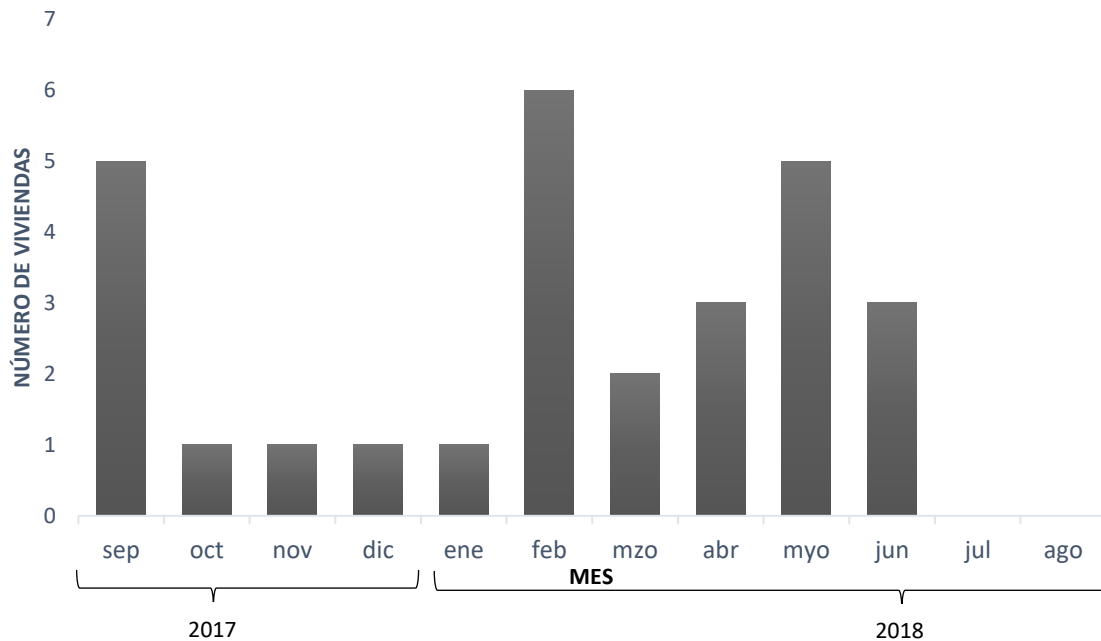


Figura 5. Número de viviendas con organismos infectados con *Rickettsia* spp.

Frecuencia de ectoparásitos infectados

Los porcentajes de infección mensual de ectoparásitos se calcularon con base en el número de viviendas cuyas muestras de ectoparásitos fueron positivas a *Rickettsia* spp. (n=26) y el número total de viviendas participantes en el estudio durante ese mes. El mes de febrero representa el mayor número de viviendas cuyos ectoparásitos estaban infectados por *Rickettsia* spp. (40%), seguido por los meses de septiembre y mayo durante los cuales se obtuvieron porcentajes de 25% y 27% respectivamente, durante abril y junio el 20% de las viviendas y en marzo el 13%; durante el periodo comprendido de octubre a enero el porcentaje de viviendas con muestras de ectoparásitos positivas fue del 6% y en los meses de julio y agosto 0% (Figura 6).

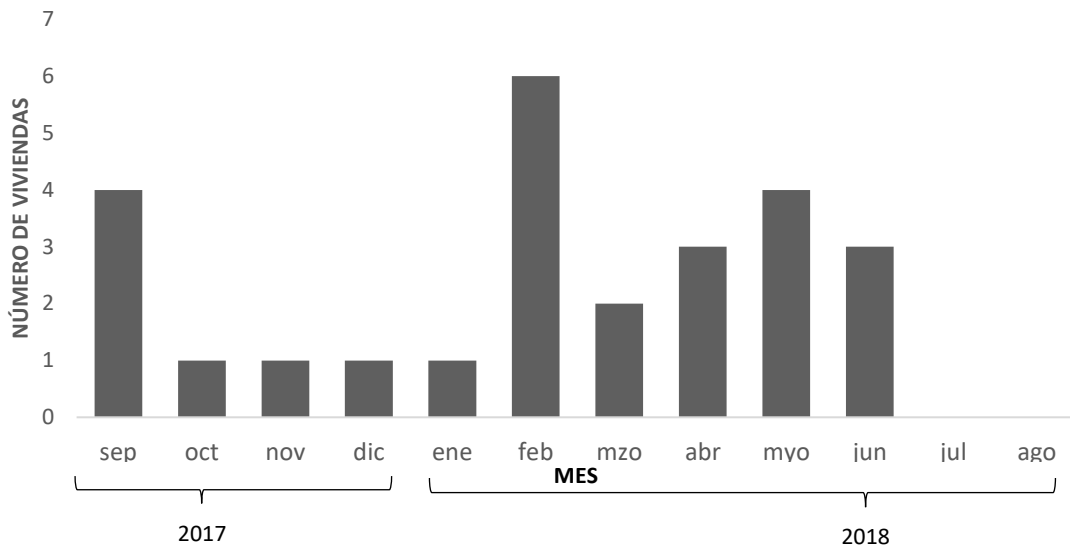


Figura 6. Número de viviendas con muestras de ectoparásitos positivas a *Rickettsia* spp.

Frecuencia de roedores infectados

La infección mensual para muestras de roedores se calculó con base en número de viviendas cuyas muestras de roedores fueron positivas a *Rickettsia* spp. (n=6) y el número total de viviendas participantes en el estudio durante ese mes. En el mes de septiembre se obtuvieron muestras de roedores positivas a *Rickettsia* spp en el 33% (5/16) de las viviendas, mientras que durante el mes de mayo el porcentaje fue del 7% (1/15) (Figura 7).

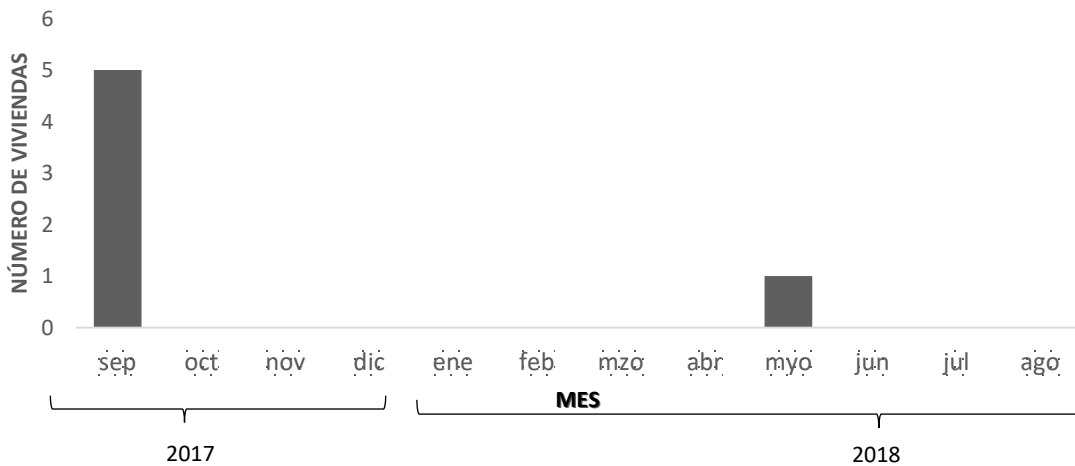


Figura 7. Número de viviendas con muestras de roedores positivas a *Rickettsia* spp. y el total de viviendas evaluadas durante el año de seguimiento.

Registros de temperatura y humedad relativa

Con la finalidad de realizar los análisis estadísticos establecidos en el presente estudio, se consideraron 8,760 mediciones para temperatura y el mismo número de registros para la humedad relativa, las cuales fueron tomadas cada hora durante el periodo 00:00 hrs del 01/sep/17 – 23:00 hrs del 31/08/18 (ANEXO 7). Para calcular las variables de temperatura mensual (°C) y humedad relativa mensual (%), se promediaron los registros de cada hora correspondientes a un determinado mes (ANEXO 8), los rangos de temperaturas se mantienen entre los 22.1°C en el mes de enero y los 28.5°C en el mes de julio; mientras que, para la humedad, los valores van de 65.1% en el mes de marzo al 82.3% en el mes de septiembre, los valores obtenidos coinciden con la época seca y lluviosa.

Relación infección – factores ambientales

Las variables correspondientes a la abundancia de ectoparásitos y roedores, respectivamente, son significativas con un valor de $p < 0.0001$ cada una, ambas representan un factor de riesgo de que las bacterias se estén transmitiendo entre las diferentes especies de hospederos presentes en la vivienda, la variable temperatura media mensual fue significativa ($p = 0.043$), mientras que la humedad no lo fue ($p = 0.334$) (Tabla 6).

Tabla 6. Resultados del análisis de regresión, se observa el nivel de significancia (P) para cada variable analizada, así como el OR y los índices de confianza del 95%.

Variables	P	OR	IC 95% (Inferior)	IC 95% (Superior)
Abundancia relativa de ectoparásitos	<0.0001	1.167	1.095	1.245
Abundancia relativa de roedores	<0.0001	6.067	2.352	15.654
Temperatura mensual	0.043	0.753	0.557	0.990
Humedad relativa mensual	0.334	1.057	0.944	1.184

Diferencia entre épocas de muestreo

De acuerdo con los resultados obtenidos para la prueba U de Mann Whitney, se observó que tanto la presencia / ausencia de muestras positivas en las viviendas (sig. 0.896), como la abundancia relativa de ectoparásitos (sig. 0.986) no difieren entre la época seca y lluviosa; por el contrario, la abundancia relativa de roedores sí varía en dichas épocas (sig. 0.002) (Tabla 7).

Tabla 6. Tabla de resultados de prueba U de Mann- Whitney para las diferentes variables, se observan los diferentes valores de U, así como el nivel de significancia (P).

Variable	U	P
Abundancia de ectoparásitos	4602,500	0.986
Abundancia de roedores	3948,000	0.002
Infección	4577,000	0.896

Asociación entre variables

Se realizaron correlaciones producto – momento para determinar si existe una correlación ente las variables, encontrándose una asociación moderada entre la abundancia de ectoparásitos y el número total de muestras positivas a *Rickettsia* spp. en la vivienda (infección) ($r=0.521$, $p<0.001$): en cuanto a la variable de temperatura ($r=0.163$, $p=0.024$) se encontró una asociación directamente proporcional y en relación con la humedad relativa ($r=-0.148$, $p=0.041$) se encontró una correlación negativa. Para la variable abundancia de roedores: se encontró una escasa asociación positiva con respecto a la infección ($r=0.256$, $p<0.001$) y a la temperatura ($r=0.245$, $p=0.001$) (Tabla 8).

Tabla 7. Resultados del análisis de correlación de Pearson para las diferentes variables, se observan los valores de correlación (r^2) y en negritas las correlaciones con valor $P < 0.005$.

Variable	Abundancia ectop.	Abundancia roedores	Infección	Temperatura	Humedad relativa
Abundancia ectop.	1	0.005	0.271	0.026	0.230
Abundancia roedores		1	0.065	0.060	0.007
Infección			1	0.001	0.002
Temperatura				1	0.013
Humedad relativa					1

7. DISCUSIÓN

En base al análisis de los datos obtenidos en el presente estudio, es posible observar una pequeña parte de lo que está pasando actualmente en el barrio de Santiago, un área urbana de Mérida.

Los meses de mayo – octubre corresponden a la época lluviosa en el estado, los siguientes meses (noviembre – abril) corresponden con la época seca. Los meses de octubre, noviembre y diciembre corresponden con la época seca y temperaturas bajas, se considera que éstas condiciones son poco favorables para el desarrollo y actividad de los ectoparásitos vectores, estos datos coinciden con lo que se observa en la tabla 2, en la cual se puede apreciar una disminución en la abundancia de ectoparásitos colectados durante ese periodo. A partir de enero se puede apreciar un aumento considerable en la abundancia correspondiente con el aumento de las temperaturas en el estado, en los meses de mayo y junio se encontró la mayor abundancia de ectoparásitos que ha coincidido con el comienzo de algunas lluvias y temperaturas altas.

Iriso y colaboradores en el año 2017⁽¹⁾, evaluaron el efecto del cambio climático en la incidencia de enfermedades de transmisión vectorial y mencionan que las temperaturas por debajo de 0 °C y por encima de 40 °C resultan letales para la mayoría de los artrópodos vectores, mientras que temperaturas comprendidas entre los 20 ° y 30 °C son las más adecuadas para sus actividades. De acuerdo con estos resultados, los rangos de temperatura (mín.22°C y máx. 28°C) y humedad relativa (mín. 65% y máx.82%) registrados por el observatorio meteorológico en el presente estudio se consideran adecuados para los ciclos biológicos de las diferentes especies de ectoparásitos que actúan como vectores. Éstas condiciones pudieran explicar la presencia de abundantes poblaciones de vectores colectadas en el presente estudio (*Ctenocephalides felis*, *Rhipicephalus sanguineus*), de las cuales el 25% se encontró positiva a bacterias del género *Rickettsia*.

Los resultados del análisis de regresión confirman aspectos de los que ya se ha reportado información, en el estado de Yucatán no existen variaciones muy notorias en los rangos de temperaturas, de acuerdo con el servicio meteorológico nacional⁽⁴¹⁾, la temperatura promedio en el estado se mantiene entre 20°C y 30°C que es el rango de temperaturas adecuadas para el mantenimiento de los ciclos biológicos de las especies de vectores durante la mayor parte del año, esto hace que su periodo de actividad sea considerablemente largo y constante, por éste motivo pudiera ser que las variable de temperatura resultó significativa ($p < 0.05$), mientras que la humedad relativa no lo fue, sin embargo, se debería realizar un estudio más a detalle con dichas variables puesto que el valor negativo de β (análisis de regresión) en los resultados de temperatura sugiere que de alguna manera pudiera estar actuando como un factor protector; mientras que en el análisis de correlación, la variable de humedad arrojó una correlación inversamente proporcional respecto a la abundancia de ectoparásitos. Tanto la presencia de ectoparásitos en las viviendas, como la de roedores sinantrópicos han sido reportadas anteriormente por Márquez y colaboradores en el año 2015⁽³⁶⁾ como factores de riesgo para la adquisición de rickettsiosis en una zona urbana de Chihuahua, los datos arrojados por el análisis de regresión sugieren que dichas variables efectivamente actúan como un factor de riesgo.

En un estudio publicado por Torres⁽⁴²⁾ en el año 2017 menciona que durante los últimos años se han incrementado las investigaciones para determinar la participación de los roedores sinantrópicos en los ciclos de transmisión de diversos agentes zoonóticos, las cuales han identificado la presencia de bacterias del género *Rickettsia* spp en diversos municipios de Yucatán y en colonias del centro y sur de la ciudad de Mérida. Diversos estudios^(43,44) coinciden en que la especie más abundante en el municipio de Mérida es *Mus musculus* seguida por *Rattus rattus*; éstos reportes difieren con los resultados observados en el presente estudio puesto que la especie más abundante fue *Rattus rattus*, lo cual pudiera deberse a que la mayor eficiencia de captura se obtuvo en trampas

colocadas en las zonas aledañas a las viviendas (pasillos, patios, áreas con maleza) que, según un estudio sobre características poblacionales de *Rattus rattus* y *Mus musculus* publicado por Panti y colaboradores⁽⁴⁵⁾, son sitios en los cuales *Rattus rattus* prefiere establecer sus madrigueras (árboles cercanos a las viviendas o tejados de las casas), mientras que *Mus musculus* prefiere establecerlas cerca de las fuentes de alimento, generalmente en las casas, dicho patrón coincide con los sitios de captura de *Mus musculus*, dentro de las viviendas (cocina, sala). Es importante mencionar que ambas especies juegan un importante papel tanto en el ciclo de transmisión de *Rickettsia* spp. como en el ciclo de vida de diferentes especies de vectores, no se debe menospreciar su importancia como hospederos puesto que en los individuos capturados se obtuvo una positividad del 52% a bacterias del género *Rickettsia*.

Los resultados de la prueba de Mann – Whitney, permitieron observar que tanto la abundancia de ectoparásitos como la infección, se mantienen constantes en las diferentes épocas a lo largo del año. Dichas variaciones sí influyen en la abundancia de roedores la cual presenta diferencias entre dichas épocas. De acuerdo con los resultados de la prueba de correlación la abundancia de roedores está asociada con la temperatura, esto puede deberse a que ésta tiene una fuerte influencia sobre los ciclos biológicos, puesto que se relaciona con factores como el estrés hídrico, radiación, etc. que interfiere en muchas de las actividades vitales.

En el análisis de correlación se observó que la infección está relacionada directamente con la presencia y abundancia tanto de ectoparásitos como de roedores en las viviendas, sin embargo, ésta no se ve influenciada por la temperatura o la humedad.

Debido a que existe una estrecha relación biológica entre las especies de *Rickettsia* y sus respectivos hospederos (reservorios o vectores), es común encontrar *Rickettsia felis* en roedores y pulgas; en un estudio publicado en el 2014 sobre las principales rickettsiosis en Latinoamérica⁽²³⁾, Abarca menciona que *Rickettsia felis* ha adquirido gran importancia por su amplia distribución, si

bien mencionan que no se han reportado casos fatales, sí se resalta la importancia de la repentina emergencia de casos humanos en diversos países como México. La presencia de *Rickettsia rickettsii* en garrapatas no se debe menospreciar debido a su papel como agente etiológico de la fiebre manchada, la cual, se considera la más grave de las rickettsiosis transmitidas por garrapatas y que hasta el momento sigue siendo un grave problema de salud pública en los estados del norte del país⁽³⁾ y que comparte tanto el mismo agente causal (*Rickettsia rickettsii*), como la misma especie de vector (*Rhipicephalus sanguineus*). Si no se toman las medidas de prevención adecuadas, pudiera ser que en un futuro también se vuelva un problema de salud pública en el estado, de igual o mayor índole que el que se ha dado en otros estados puesto que en Yucatán, como se ha venido mencionando a lo largo de este trabajo, las condiciones ecológicas, climáticas, ambientales, socio – culturales, etc. permiten mantener los ciclos de transmisión y la interacción entre vectores – hospederos durante la mayor parte del año con lo que el riesgo de adquirir la enfermedad por contacto accidental con éstas especies es un riesgo latente de contraer la enfermedad.

Los resultados de la prueba de Inmunofluorescencia indirecta obtenidos de los participantes del estudio, arrojaron una positividad del 100% para IgG de *Rickettsia tiphii* y 43% también presentaron positividad para IgG de *Rickettsia rickettsii* estas reacciones cruzadas pudieran ser un sugestivo de que la especie infectante es *Rickettsia felis*, puesto que en un estudio sobre seroprevalencia en el estado de Yucatán publicado por Zavala en el año 1999⁽²⁶⁾, se reportan 3 casos clínicos de rickettsiosis por *Rickettsia felis*, en los cuales obtuvieron muestras de sueros con títulos positivos 1:64 para *R. akari*, *R. rickettsii* y *R. thypi*, mismas que al ser secuenciadas arrojaron un 100% de homología hacia *Rickettsia felis*.

Reconocer las zonas urbanas como posibles focos de transmisión de rickettsiosis, es de gran importancia para el estudio y vigilancia adecuada, a pesar de que hasta el momento se han menospreciado, los resultados del presente estudio nos

permiten ver que los componentes del ciclo de transmisión no están limitados a zonas marginadas y que, debido a ello, en el Barrio de Santiago se está llevando a cabo una transmisión que involucra, no solamente hospederos animales, sino también a las personas.

Es importante que las nuevas investigaciones que puedan llevarse a cabo en zonas urbanas de la ciudad de Mérida Yucatán, pudieran evaluar no solamente la presencia de la bacteria en las diferentes especies de hospederos, sino también, el ciclo de transmisión desde una perspectiva holística, que incluya una vigilancia epidemiológica constante y no únicamente durante ciertos meses; también es importante considerar las percepciones de las personas respecto al riesgo que representan para su salud, los diversos animales sinantrópicos con los que conviven; así como la promoción de la prevención haciendo del conocimiento de la población el importante riesgo que representa la presencia de roedores y/o ectoparásitos en sus viviendas.

8. CONCLUSIONES

Se determinó la frecuencia de la infección por *Rickettsia rickettsii* o *Rickettsia felis* en las especies de ectoparásitos *Rhipicephalus sanguineus* y *Ctenocephalides felis*, así como en las especies de roedores *Rattus rattus* y *Mus musculus* capturados en las viviendas.

Se describió la variación temporal de la infección por *Rickettsia* en ectoparásitos y roedores capturados en las viviendas, se observaron tres meses con mayor presencia de infección, así como un periodo de dos meses sin infección, dicha variación temporal está relacionada con cambios de temperatura.

Se determinó que los factores asociados a la presencia de infección en los ectoparásitos son la temperatura y humedad relativa, y que se mantiene constante durante la época seca y lluviosa en el estado.

Se determinó que uno de los factores asociados a la presencia de infección en los roedores es la temperatura y por lo tanto, presenta variaciones durante la época seca y lluviosa en el estado.

9. REFERENCIAS

1. Calle AI, Marí RB, Heras E De, Lucientes J, Molina R. Cambio climático en España y su influencia en las enfermedades de transmisión vectorial. *Rev. Salud Ambient.* 2017;17(1):70–86.
2. Sánchez C. Presencia de *Rickettsia* en vectores colectados en domicilios de pacientes que cursaron con enfermedad febril inespecífica en el municipio de Oxkutzkab, Yucatán, México [tesis]: Universidad Autónoma de Yucatán; 2011.
3. SSA. Aviso Epidemiológico Rickettsiosis: Incremento de Casos de Rickettsiosis en Coahuila. Boletín Epidemiológico SINAVE 2018.
4. Medina M. Identificación de bacterias del género *Rickettsia* en tlacuaches en el municipio de Buctzotz, Yucatán [tesis]: Universidad Autónoma de Yucatán; 2013.
5. Peniche G, Jimenez B, Dzul K. *Rickettsia rickettsii* and *Rickettsia felis* infection in *Rhipicephalus sanguineus* ticks and *Ctenocephalides felis* fleas co-existing in a small city in Yucatan, Mexico. *J Vector Ecol.* 2015;40(2):422–4.
6. Pérez A. Identificación molecular de bacterias del género *Rickettsia* en Ectoparásitos colectados del ganado bovino, equino y caprino que se encuentran en viviendas del municipio de Tekit pueblo, Yucatán, durante el año 2013 [tesis]: Universidad Autónoma de Yucatán; 2014.
7. Puc F. Caracterización de especies de *Rickettsia* identificadas en garrapatas de Tekik [tesis]: Yucatán. Universidad Autónoma de Yucatán; 2014.
8. Peniche Lara G, Dzul Rosado K, Jiménez Delgadillo B, Vado Solís I, Pérez C, Zavala Castro J. Identificación de *Rickettsia* spp. en garrapatas

- Amblyomma cajennense* parasitando bovinos en ranchos del estado de Yucatán. *Cienc y Humanismo la Salud*. 2014;1(1):23–7.
9. Dzul-Rosado K, Peniche-Lara G, Tello-Martin R, Zavala-Velazquez J, Pacheco R, Labruna MB, et al. *Rickettsia rickettsii* isolation from naturally infected *Amblyomma parvum* ticks by centrifugation in a 24-well culture plate technique. *Open Vet J*. 2013;3(2):101–5.
 10. Braga O, Balmaceda L, Pérez O, Peniche L. Garrapatas (Ixodidae), potenciales transmisores de *Rickettsia rickettsii* en un municipio con alta frecuencia de infección por Rickettsiosis. *Cienc y Humanismo en la Salud*. 2016;3(2):56–50.
 11. Bracamonte D. Detección de *Rickettsia* sp. y *Trypanosoma cruzi* mediante la técnica de PCR en *Didelphis virginiana* de Molas, Yucatán, México [tesis]: Universidad Autónoma de Yucatán; 2014.
 12. López A. Frecuencia e identificación molecular de *Rickettsia* spp en pulgas y garrapatas obtenidas de perros domiciliados de Dzidzilché, Yucatán [tesis]: Universidad Autónoma de Yucatán; 2013.
 13. SSA. Vigilancia epidemiológica semana 50. Boletín epidemiológico, Reglamento Sanitario Internacional. SINAVE 2018.
 14. Pacheco R. Epidemiología de la rickettsiosis en yucatecos del 2007 al 2013 [tesis]: Universidad Autónoma de Yucatán; 2015.
 15. Eremeeva ME, Dasch GA. Challenges Posed by Tick-Borne Rickettsiae: Eco-Epidemiology and Public Health Implications. *Front Public Heal* [Internet]. 2015;3(April):1–17. Available from: <http://journal.frontiersin.org/article/10.3389/fpubh.2015.00055/abstract>
 16. Cicuttin G. Aislamiento, caracterización genética y análisis filogenético de *Rickettsia massiliae* [tesis]: Universidad Nacional de La Plata; 2016.

17. Shpynov SN, Fournier PE, Pozdnichenko NN, Gumenuk AS, Skiba AA. New approaches in the systematics of rickettsiae. *New Microbes New Infect* [Internet]. 2018;23:93–102. Available from: <https://doi.org/10.1016/j.nmni.2018.02.012>
18. Navarrete A, Rodríguez R, Valle M. Identificación de especies de *Rickettsia* asociadas a garrapatas de la familia ixodidae, en colección del ministerio de agricultura y ganadería, El salvador [tesis]: Universidad de El Salvador; 2014.
19. Betancourt OH, Betancourt AE, Giraldo CR. Importance of ticks in the transmission of zoonotic agents Importancia de las garrapatas en la transmisión de agentes causantes de zoonosis. *RevMVZ Córdoba*. 2015;20:5053–67.
20. Oteo JA, Nava S, Sousa R de, Mattar S, Venzal JM, Abarca K, et al. Latinamerican guidelines of RIICER for diagnosis of tick-borne rickettsioses. *Rev Chilena Infectol* [Internet]. 2014;31(1):54–65.
21. Buitrago M, Pachon M. Epidemiología de las Rickettsiosis, una revisión narrativa. Aportes para la vigilancia epidemiológica [tesis]: Universidad de Antioquia; 2008.
22. Carlos Quintero Vélez J, Hidalgo M, David J, González R. Rickettsiosis, una enfermedad letal emergente y re-emergente en Colombia. *SCI*. 2012;17:82–99. Available from: www.javeriana.edu.co/universitas_scientiarum
23. Abarca K, Oteo JA. Clinical approach and main tick-borne rickettsiosis present in Latin America. *Rev Chilena Infectol* [Internet]. 2014;31(5):569–76.
24. Fleita Zaragoza J. Rickettsiosis transmitidas por piojos, pulgas y ácaros. *Med Integr*. 2002;39(4):147–52.

25. SSA. Rickettsiosis, una enfermedad presente pero olvidada. Boletín Epidemiológico SINAVE. 2010;27(46):27.
26. Zavala-Velazquez JE, Ruiz-Sosa J, Vado-Solis I, Billings AN, Walker DH. Serologic study of the prevalence of rickettsiosis in Yucatan: Evidence for a prevalent spotted fever group rickettsiosis. Am J Trop Med Hyg. 1999;61(3):405–8.
27. Peniche-Lara G, Dzul-Rosado K, Pérez-Osorio C, Zavala-Castro J. *Rickettsia typhi* in rodents and *R. felis* in fleas in Yucatán as a possible causal agent of undefined febrile cases. Rev do Inst Med Trop São Paulo. 2015;57(2):129–32.
28. Peniche-lara G, Ruiz-piña H, Reyes-novelo E, Dzul-rosado K, Zavala-castro J. Infection by *Rickettsia felis* in opossums (*didelphis* sp.) from Yucatan, Mexico. Rev do Inst Med Trop São Paulo. 2016;58(32):10–3.
29. Polley L, Thompson RCA. Parasite zoonoses and climate change: molecular tools for tracking shifting boundaries. Trends Parasitol. 2009;25(6):285–91.
30. Villar Aguirre M. Factores determinantes de la salud. Acta Med Per. 2011;28(4):237–41.
31. Rodríguez-Morales AJ. Ecoepidemiología y Epidemiología Satelital. Rev Peru Med Exp Salud Publica. 2005;22(1):54–63.
32. Randolph SE. Dynamics of tick-borne disease systems: minor role of recent climate change. Rev Sci Tech. 2008;27(2):367–81.
33. Parola P, Socolovschi C, Jeanjean L, Bitam I, Fournier PE, Sotito A, et al. Warmer weather linked to tick attack and emergence of severe Rickettsioses. PLoS Negl Trop Dis. 2008;2(11):1–8.

34. Iván R, Vivas R, Bolio M, Genny G, Cruz R, Cob L, et al. Hemoparásitos de animales domésticos y silvestres. Biodiversidad y desarrollo humano en Yucatán [Internet]. 2010. p. 306–7.
35. Nickl E, Schmook B, Schneider L, Christman Z, Lawrence D. Sequías en el sur de la península de Yucatán: análisis de la variabilidad anual y estacional de la precipitación. *Investig geográficas*. 2012;(78):19–33.
36. Márquez L, Martínez T, Ramos G, Zavala C, Barrios G, Solís Y. Factores de riesgo ambientales para la adquisición de rickettsiosis en población abierta de los Servicios de Salud en la ciudad de Chihuahua, Chih. *Memorias Congr Int Investig Científica Multidiscip*. 2015;3(1).
37. Reid A. *A Field Guide to the Mammals of Central America and Southeast México*. 2da ed. Oxford University Press. Oxford, EE.UU. 2009.
38. Faccioli V. Garrapatas (Acari: Ixodidae y Argasidae) de la colección de invertebrados del Museo Provincial de Ciencias Naturales Florentino Ameghino. *Mus Prov Ciencias Nat "Florentino Ameghino."* 2011;
39. Costa RA, Acosta R. Supraespecíficos De Siphonaptera De México. *Acta Zool Mex*. 2003;53:39–53.
40. Linardi PM, Costa Santos JL. *Ctenocephalides felis* vs. *Ctenocephalides canis* (Siphonaptera: Pulicidae): some issues in correctly identify these species. *Rev Bras Parasitol Veterinária*. 2012;21(4):345–54.
41. Servicio Meteorológico Nacional [Internet]. Available from: <https://smn.cna.gob.mx/es/climatologia/temperaturas-y-lluvias/resumenes-mensuales-de-temperaturas-y-lluvias>
42. Torres-castro MA. ¿Son los roedores sinantrópicos una amenaza para la salud pública de Yucatán? *Rev biomédica*. 2017;28(3):179–86.

43. Panti-may JA, Gurubel-gonzález YM, Robles R, Hernández-betancourt SF. Population characteristics of *Rattus rattus* and *Mus musculus* present in rural communities in Yucatán, México. 2018;21:345–56.
44. Panti-May JA, Hernández-Betancourt S, Ruíz-Piña H, Medina-Peralta S. Abundance and population parameters of commensal rodents present in rural households in Yucatan, Mexico. *Int Biodeterior Biodegrad.* 2012;66(1):77–81.
45. Panti-May JA, Hernández-Betancourt SF, Torres-Castro MA, Machaín-Williams C, Cigarroa-Toledo N, Sodá L, et al. Population Characteristics of Human-Commensal Rodents Present in Households from Mérida, Yucatán, México. *J Parasite Biodivers.* 2016;(5):1–6.
46. García A, Cabrera A. Estacionalidad y estructura de la vegetación en la comunidad de anfibios y reptiles de Chamela, Jalisco, México. *Acta Zool Mex.* 2008;24(2):91–115.

10.ANEXOS

Manual del BigDye Terminator v1.1 Cycle Sequencing Kit

appliedbiosystems

QUICK REFERENCE

BigDye™ Terminator v1.1 Cycle Sequencing Kit

Catalog Numbers 4337449, 4337450, 4337451, 4337452

Pub. No. MAN0015667 Rev. A.0

Note: For safety and biohazard guidelines, see the “Safety” appendix in the *BigDye™ Terminator v1.1 Cycle Sequencing Kit User Guide* (Pub. no. 4337036). Read the Safety Data Sheets (SDSs) and follow the handling instructions. Wear appropriate protective eyewear, clothing, and gloves.

This document is intended as a benchtop reference for experienced users of the BigDye™ Terminator v1.1 Cycle Sequencing Kit (Cat. Nos. 4337449, 4337450, 4337451, and 4337452). See the *BigDye™ Terminator v1.1 Cycle Sequencing Kit User Guide* (Pub. No. 4337036) for detailed instructions and troubleshooting.

Product description

The BigDye™ Terminator v1.1 Cycle Sequencing Kit provides the reagents required for Sanger sequencing reactions in a pre-mixed format.

The kit includes BigDye™ Terminator v1.1/v3.1 Sequencing Buffer (5X), which is specifically optimized for use with the BigDye™ Ready Reaction mixes.

The kit has been designed to deliver optimal 5' resolution and basecalling in shorter fragments when used in combination with POP-6™ polymer and a 50cm array. When used in combination with Minor Variant Finder Software, the kit can also be used to detect variants as low as 5% in a sample (see *Minor Variant Finder Software User Guide* (Pub. No. MAN0014835)).

Workflow



Prepare templates

Template quantity

Table 1 Recommended DNA quantities

DNA template	Quantity
PCR product:	
• 100–200 bp	1–3 ng
• 200–500 bp	3–10 ng
• 500–1000 bp	5–20 ng
• 1000–2000 bp	10–40 ng
• >2000 bp	20–50 ng
Single-stranded DNA	25–50 ng
Double-stranded DNA	150–300 ng
Cosmid, BAC	0.5–1.0 µg
Bacterial genomic DNA	2–3 µg

Sequencing templates should be purified before use in sequencing reactions. See <https://www.thermofisher.com/us/en/home/life-science/dna-rna-purification-analysis/dna-extraction.html> for a range of suitable kits.

Perform cycle sequencing

Set up the sequencing reactions

IMPORTANT! Protect dye terminators from light. Cover the reaction mix and sequencing plates with aluminum foil before use.

1. Completely thaw the contents of the BigDye™ Terminator v1.1 Sequencing Standard Kit and your primers and store on ice.
2. Vortex the tubes for 2 to 3 seconds, then centrifuge briefly (2 to 3 seconds) with a benchtop microcentrifuge to collect contents at the bottom of the tubes.
3. Label microcentrifuge tubes “forward” and “reverse” and add components as indicated:

IMPORTANT! Change pipette tips after each transfer.

IMPORTANT! For control reactions use 4 µL of the control primers (0.8pmol/µL) in both 10 µL and 20 µL reactions.

Component	Standard reaction (20 µL) ^[1]		
	Quantity per reaction	Example Forward	Example Reverse
BigDye™ Terminator v1.1 Ready Reaction Mix	8 µL	8 µL	8 µL
Forward primer (3.2 µM)	3.2 pmol	1 µL	—
Reverse primer (3.2 µM)		—	1 µL
Deionized water (RNase/DNase-free)	Varies based on template and primer volume	9 µL	9 µL
Template	See “Template quantity” on page 1	2 µL ^[2] ^[3]	2 µL ^[2] ^[3]
Total volume	20 µL	20 µL	20 µL

^[1] Reactions can be scaled to 10 µL for 384-well plates. Keep the primer concentration and volume the same as in 20 µL reactions.

^[2] e.g., 150–300ng/µL of dsDNA

^[3] Concentration of template may affect volume, if template volume differs please adjust the volume of water in the reaction mix.

Note: Store on ice and protected from light.

4. Seal the plate with MicroAmp™ Clear Adhesive Film.
5. Vortex the plate for 2 to 3 seconds, then centrifuge briefly in a swinging bucket centrifuge to collect contents to the bottom of the wells (5 to 10 seconds) at 1,000 × g.

Note: Bubbles may be present within the wells, but do not adversely affect the reaction.

For Research Use Only. Not for use in diagnostic procedures.

ThermoFisher
SCIENTIFIC

Using BigDye™ Terminator v1.1 & v3.1 5X Sequencing Buffer to dilute sequencing reactions

Some cycle sequence reactions may be optimized using diluted BigDye™ Terminator Ready Reaction Mix. The BigDye™ Terminator Ready Reaction Mix is provided at a 2.5X concentration and can be diluted using BigDye™ Terminator v1.1 & v3.1 5X Sequencing Buffer to a final end reaction concentration of 1X.

Calculate the volume of BigDye™ Terminator v1.1 & v3.1 5X Sequencing Buffer to use:

$$0.5 * ((\text{total reaction volume})/2.5) - \text{volume of BigDye™ Terminator Ready Reaction Mix}$$

Note: If you use the BigDye™ Terminator v1.1 & v3.1 5X Sequencing Buffer without optimization, the quality of the sequence may deteriorate. We can not guarantee the performance of BigDye™ chemistry when it is diluted.

An example of a 0.5x diluted sequencing reaction is shown below:

Component	Diluted reaction (0.5X)		
	Quantity per reaction	Example Forward	Example Reverse
BigDye™ Terminator v1.1 Ready Reaction Mix	4 µL	4 µL	4 µL
BigDye™ Terminator v1.1 & v3.1 5X Sequencing Buffer	2 µL	2 µL	2 µL
Forward primer (3.2 µM)	3.2 pmol	1 µL	—
Reverse primer (3.2 µM)		—	1 µL
Deionized water (RNase/DNase-free)	Varies based on template and primer volume	11 µL	11 µL
Template	See "Template quantity" on page 1	2 µL ⁽¹⁾ , ⁽²⁾	2 µL ⁽¹⁾ , ⁽²⁾
Total volume	20 µL	20 µL	20 µL

⁽¹⁾ e.g., 150-300ng/µL of dsDNA

⁽²⁾ Concentration of template may affect volume, if template volume differs please adjust the volume of water in the reaction mix.

Run the sequencing reactions

- Place the tubes or plate(s) in a thermal cycler and set the volume.
- Perform cycle sequencing:

Parameter	Stage/step				
	Incubate	Cycling (25 cycles)			Hold
		Denature	Anneal	Extend	
Ramp rate	—	1°C/second			
Temperature	96°C	96°C	50°C	60°C	4°C
Time (mm:ss)	01:00	00:10	00:05	04:00 ⁽¹⁾	Until ready to purify.

⁽¹⁾ Shorter extension times can be used for short templates.

Purify the sequencing reactions

Salts, unincorporated dye terminators, and dNTPs in sequencing reactions obscure data in the early part of the sequence and can interfere with basecalling.

Purify the sequencing reactions before capillary electrophoresis. See the *BigDye™ Terminator v1.1 Cycle Sequencing Kit User Guide* (Pub. No. 4337036) for recommended protocols.

Capillary electrophoresis

Capillary electrophoresis guidelines

- Resuspend sequencing reactions in 10-µL of Hi-Di™ Formamide. Do not heat samples to resuspend. Run samples as soon as possible after resuspension.

Note: It is not necessary to resuspend samples purified with the BigDye XTerminator™ Purification Kit.

- Select the correct mobility file. Different dyes will have different mobility corrections required for adequate basecalling.

If the wrong mobility file is used, this can be corrected with Sequencing Analysis Software.

Compatible sequencing instruments

- 310 Genetic Analyzer
- 3130/3130xi Genetic Analyzer
- 3500/3500xL Genetic Analyzer
- 3730/3730xi DNA Analyzer

Calibration

Matrix or sequencing standards provide a sample for multi-color spectral correction for the dye emission overlap of the BigDye™ Terminators.

Perform new spectral calibrations when an array is installed or capillaries are moved within the detection area to ensure and maintain the highest quality spectral calibration on your system.

See your specific instrument user guide for more information on calibration.

The information in this guide is subject to change without notice.

DISCLAIMER

TO THE EXTENT ALLOWED BY LAW, LIFE TECHNOLOGIES AND/OR ITS AFFILIATE(S) WILL NOT BE LIABLE FOR SPECIAL, INCIDENTAL, INDIRECT, PUNITIVE, MULTIPLE, OR CONSEQUENTIAL DAMAGES IN CONNECTION WITH OR ARISING FROM THIS DOCUMENT, INCLUDING YOUR USE OF IT.

Important Licensing Information: These products may be covered by one or more Limited Use Label Licenses. By use of these products, you accept the terms and conditions of all applicable Limited Use Label Licenses.

Corporate entity: Life Technologies Corporation | Carlsbad, CA 92008 USA | Toll Free in USA 1 800 955 4288

©2016 Thermo Fisher Scientific Inc. All rights reserved. All trademarks are the property of Thermo Fisher Scientific and its subsidiaries unless otherwise specified.

For support visit thermofisher.com/support or email techsupport@lifetech.com
thermofisher.com

14 April 2016

ThermoFisher
SCIENTIFIC

Consentimiento Informado

“ANÁLISIS DE LA INFECCIÓN POR RICKETTSIAS EN ECTOPARÁSITOS Y ROEDORES EN EL BARRIO DE SANTIAGO”

Ustedes han sido invitados a participar en un estudio de investigación titulado "Análisis de la infección por rickettsias en ectoparásitos y roedores en el barrio de Santiago" La responsable de este estudio es la Biol. Lucero Montserrat Balmaceda de la Facultad de Medicina de la Universidad Autónoma de Yucatán. En este estudio, pediremos la participación de hogares en el barrio de Santiago en Mérida, Yucatán, México para examinar animales en la búsqueda de enfermedades rickettsiales. Ha sido invitado a participar porque su casa fue seleccionada en el estudio, la participación en la encuesta es estrictamente voluntaria y no implica costo o riesgo. Le pedimos que lea detenidamente este documento y haga todas las consultas que considere oportunas antes de dar su consentimiento y firmar.

Objetivo del estudio: Analizar la infección por rickettsias en ectoparásitos y roedores en el barrio de Santiago.

Procedimientos. Puede participar en este estudio si autoriza la colocación dentro y fuera de su hogar de trampas para colectar roedores; inspeccionar las mascotas de su propiedad para tomarles la temperatura y obtener garrapatas o pulgas; obtener una muestra de sangre en caso de presentar sintomatología tentativa de rickettsiosis en personas y mascotas. Entendemos su interés en participar en el estudio, sin embargo, no puede formar parte de él en caso de no aceptar cualquiera de los procedimientos. Las muestras serán examinadas en el Laboratorio de Enfermedades Infecciosas y Parasitarias de la Facultad de Medicina de la Universidad Autónoma de Yucatán y se mantendrán durante la duración del estudio.

Almacenamiento. Como parte de la investigación en curso y los proyectos enfocados en enfermedades transmitidas por vectores, a veces es conveniente usar los datos y muestras utilizados en el estudio para un estudio posterior. Las muestras y los datos serán utilizados exclusivamente por los investigadores en este estudio. Usted tiene el derecho de denegar la autorización para almacenar su muestra para futuros estudios. Si no nos autoriza a almacenar la muestra y los datos, serán eliminados al final de este estudio. Tiene derecho a revocar la autorización en cualquier momento. Esto se puede hacer enviando un correo electrónico a la dirección de correo electrónico: A16020019@alumnos.uady.mx para informar su decisión en ese momento su muestra e información serán eliminadas para cualquier estudio futuro.

Solicitamos que los procedimientos de autorización específicos para colocar una cruz cuando sea apropiado:

Si	No	
		Tomar temperatura y muestras de garrapatas y pulgas en mascotas
		Autorización para dentro y fuera de su hogar, trampas para roedores
		Tomar muestra de sangre para IFI en caso de ser necesario

Resultados. Los resultados de las pruebas de laboratorio no estarán disponibles durante varios meses. Las pruebas de laboratorio utilizadas en este estudio son para investigación exclusivamente, lo que significa que un resultado positivo no significa que usted está enfermo o es un riesgo para su salud o la de otros.

Confidencialidad. Todos los datos de la encuesta y las pruebas de laboratorio se tratarán con estricta confidencialidad, toda la información será analizada sin acceso a los nombres o datos personales y sólo para el personal que trabaja en el estudio. Cualquier información que pueda ser usada para identificar a los participantes del estudio será eliminada antes de reportar y publicar los resultados.

Derechos del participante. Usted tiene el derecho de dejar el estudio en cualquier momento y sin dar ninguna explicación. No participar en el estudio o dejar el estudio no afecta de ninguna manera.

Diseminación: Los resultados de este estudio serán presentados conjuntamente, manteniendo la confidencialidad de cada uno de los participantes, de manera que se entregue un material impreso con los resultados sobre la presencia de estas bacterias en el área donde vive y las recomendaciones para evitar la enfermedad identificada. Los resultados también se presentarán en eventos especiales y revistas científicas en el área de salud, esto para difundir el conocimiento generado en todo momento la confidencialidad de los participantes del estudio se mantiene.

Contacto. Si necesita más información o tiene alguna pregunta sobre el estudio o este formulario, comuníquese con la responsable:

Biol. Lucero Montserrat Balmaceda
Laboratorio de Enfermedades Infecciosas y Parasitarias
Facultad de Medicina
Universidad Autónoma de Yucatán
99 94 75 98 90

Nombre y firma del participante

Nombre y firma del responsable

Nombre y firma de testigo

Acuerdo de Confidencialidad

“ANÁLISIS DE LA INFECCIÓN POR RICKETTSIAS EN ECTOPARÁSITOS Y ROEDORES EN EL BARRIO DE SANTIAGO”

Quien firma el acuerdo, responsable del proyecto, llamada Lucero Montserrat Balmaceda en edad legal y residente en la ciudad de Mérida, identificada como aparece al pie de su respectiva firma; y _____, también mayor de edad, habitante de la ciudad de Mérida, con domicilio en _____ han acordado entrar en este Acuerdo de Confidencialidad que se regirá por las siguientes cláusulas:

CONSIDERACIONES

1. Las partes están interesadas en obtener muestras de ectoparásitos y roedores en el hogar del participante del estudio
 - 1.1 obtener muestras de sangre únicamente si se presenta sintomatología tentativa de rickettsiosis
2. Es necesario que manejen información confidencial y / o información sujeta a derechos de propiedad intelectual antes, durante y después.

CLAUSULAS

PRIMERO. OBJETO. El propósito de este acuerdo es establecer los términos y condiciones bajo los cuales las partes mantendrán la confidencialidad de los datos e información intercambiados entre ellos, incluyendo información sujeta a derechos de autor, patentes, técnicas, modelos, invenciones, procesos, algoritmos, programas, investigación, detalles de diseño, información financiera, nombres y características de los investigados, inversores y cualquier información revelada a terceros.

SEGUNDO. CONFIDENCIALIDAD. Las partes acuerdan que cualquier información intercambiada entre ellas proporcionada o creada se mantendrá estrictamente confidencial. La parte receptora correspondiente podrá revelar información confidencial a quienes la necesiten y autoriza por adelantado su utilización.

TERCERO. EXCEPCIONES. No habrá obligación de confidencialidad en los siguientes casos: Cuando la información recibida sea de dominio público, cuando la información confidencial sea revelada por el propietario.

CUARTO. DURACIÓN. Este acuerdo se aplicará durante la duración de la investigación propuesta hasta un término de dos años a partir de su fecha.

QUINTO. DERECHOS DE PROPIEDAD. Toda la información intercambiada es propiedad exclusiva de la parte donde sea aplicable. En consecuencia, ninguna de las partes utilizará la información del otro para su propio uso.

SEXTO. MODIFICACIÓN O TERMINACIÓN. Este acuerdo solo puede ser modificado o terminado con el consentimiento expreso y por escrito de ambas partes.

SÉPTIMO. VALIDEZ. Este acuerdo requiere para su validez la firma de los participantes.

Para constancia y aceptación, este acuerdo por duplicado por las partes que han intervenido en el mismo, se firma en la ciudad de Mérida, Yucatán a _____ de _____ del 2018.

Firma Responsable

Firma Participante

Manual del kit comercial de extracción de ADN de la marca Zymoclean™: Gel DNA Recovery Kit

Buffer Preparation

- ✓ *Before starting:* Add 24 ml 100% ethanol (26 ml 95% ethanol) to the 6 ml **DNA Wash Buffer** concentrate. Add 96 ml 100% ethanol (104 ml 95% ethanol) to the 24 ml **DNA Wash Buffer** concentrate.
- ✓ DNA Wash Buffer included with D4001S and D4001T is supplied ready-to-use and does not require the addition of ethanol prior to use.

Protocol

All centrifugation steps should be performed between 10,000 - 16,000 x g.

1. Excise the DNA fragment¹ from the agarose gel using a razor blade, scalpel or other device and transfer it into a 1.5 ml microcentrifuge tube.
2. Add 3 volumes of **ADB** to each volume of agarose excised from the gel (e.g. for 100 µl (mg) of agarose gel slice add 300 µl of **ADB**).
3. Incubate at 37-55 °C for 5-10 minutes until the gel slice is completely dissolved².

For DNA fragments > 8 kb, following the incubation step, add one additional volume (equal to that of the gel slice) of water to the mixture for better DNA recovery (e.g., 100 µl agarose, 300 µl **ADB**, and 100 µl water).

4. Transfer the melted agarose solution to a **Zymo-Spin™ Column** in a **Collection Tube**.
5. Centrifuge for 30-60 seconds. Discard the flow-through³.
6. Add 200 µl of **DNA Wash Buffer** to the column and centrifuge for 30 seconds. Discard the flow-through. Repeat the wash step.
7. Add ≥ 6 µl **DNA Elution Buffer**⁴ or water⁵ directly to the column matrix. Place column into a 1.5 ml tube and centrifuge for 30-60 seconds to elute DNA.

Ultra-pure DNA is now ready for use.

Notes:

¹ The amount of agarose excised from the gel should be as small as possible.

² Do not incubate above 60°C. It is important that the gel slice dissolve completely. This can be facilitated by gentle mixing during the incubation.

³ Remove the flow-through by aspiration. Avoid contamination of the collection tube rim.

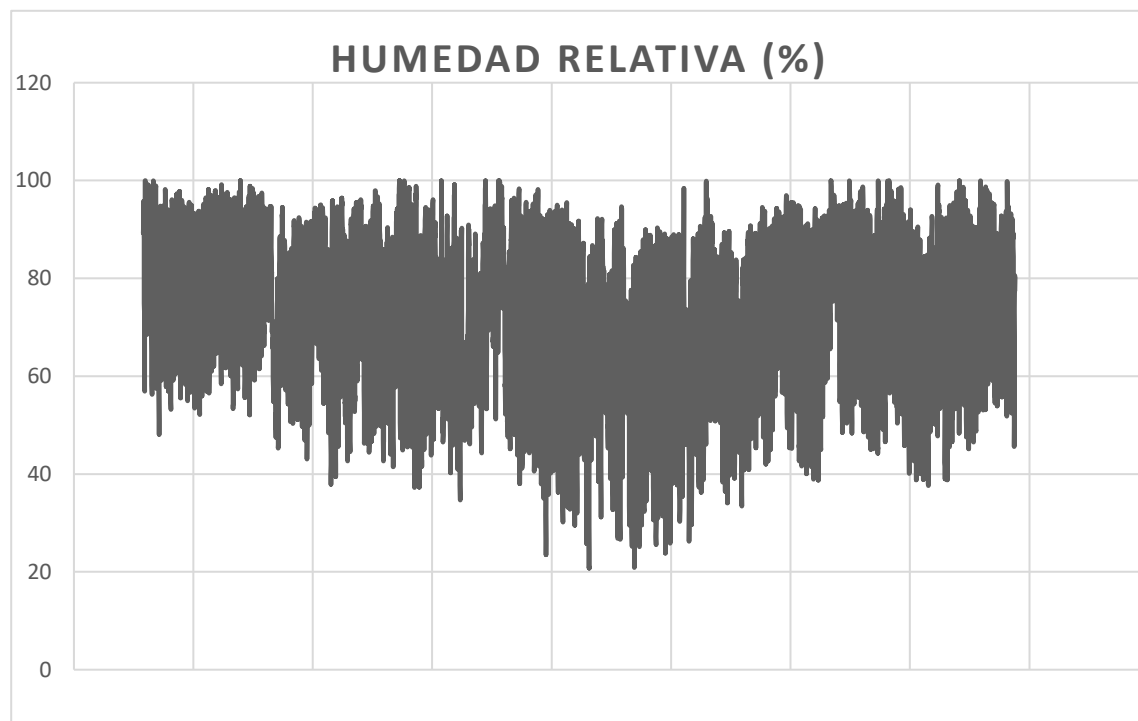
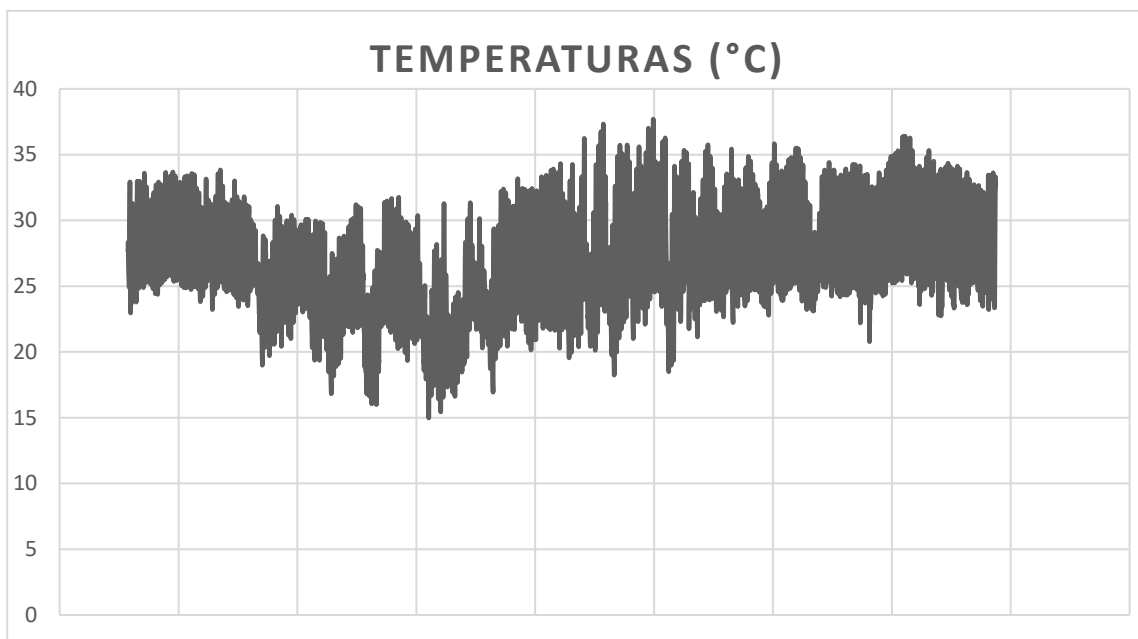
⁴ **DNA Elution Buffer:** 10 mM Tris-HCl, pH 8.5, 0.1 mM EDTA.

⁵ Elution of DNA from the column is dependent on pH and temperature. If water is used, make sure the pH is >6.0. Waiting 1 minute prior to elution may improve the yield of larger (> 6 kb) DNA. For even larger DNA (> 10 kb), the total yield may be improved by eluting the DNA with 60-70 °C **DNA Elution Buffer**.

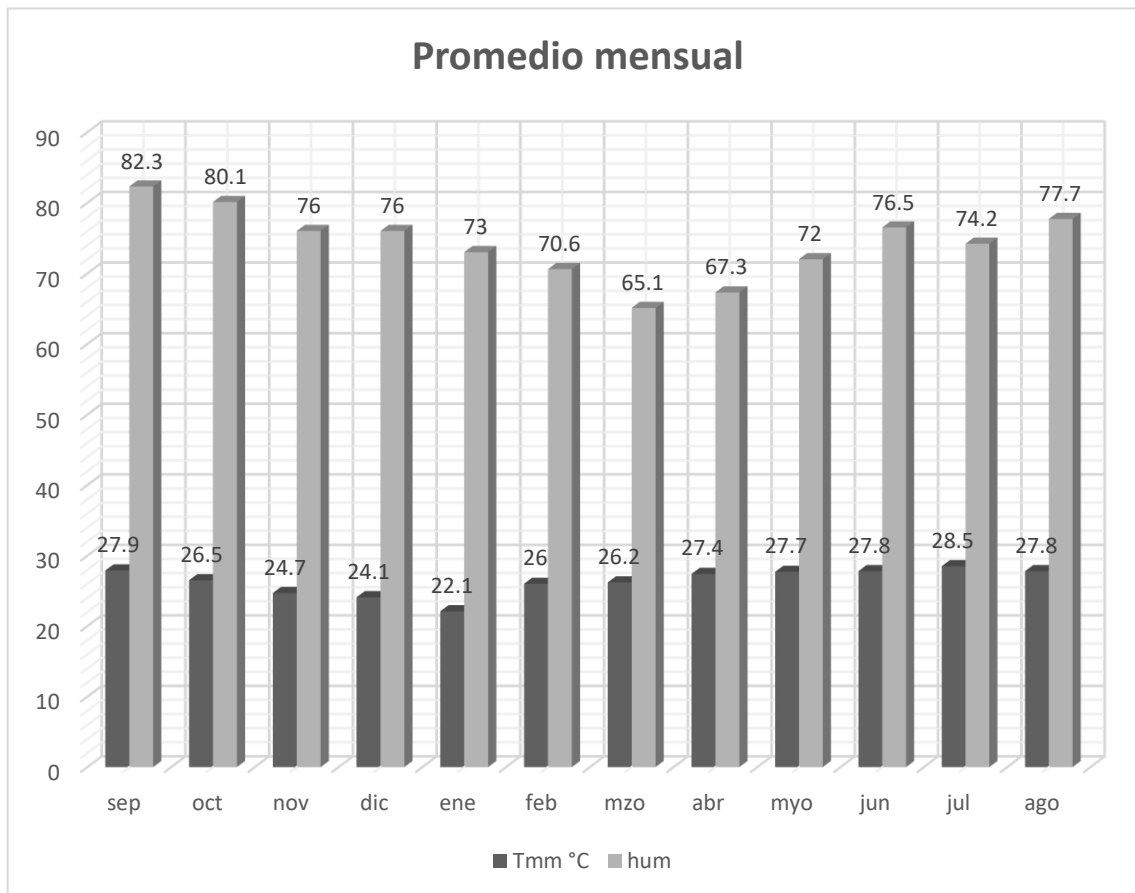
ZYMO RESEARCH CORP.

Phone: (949) 679-1190 • Toll Free: (888) 882-9682 • Fax: (949) 266-9452 • info@zymoresearch.com • www.zymoresearch.com

Registros de temperatura y humedad proporcionados por la Red Universitaria de Observatorios Ambientales de la UNAM



Promedio mensual de temperatura (°C) y humedad relativa (%) correspondientes al periodo septiembre de 2017 a agosto de 2018



11. Glosario

Clima: Estado medio de la atmósfera a lo largo de un período de tiempo, en promedio se considera que este período es de unos 30 años. Los factores del clima son aquellos que actuando conjuntamente definen las condiciones generales de una zona terrestre de extensión relativamente amplia⁽¹⁾:

- ⊗ La situación de la región dentro de la Circulación General Atmosférica
- ⊗ Factor de continentalidad
- ⊗ Factor orográfico
- ⊗ Efecto de la temperatura de las aguas marinas

Estacionalidad: La estacionalidad ambiental afecta la estructura de las comunidades ecológicas a través de los cambios temporales en la disponibilidad de los recursos (espacio y alimento), temperatura, agua y fotoperíodo. Las especies animales deben sincronizar aspectos básicos de su biología y ecología como son, la reproducción, el crecimiento, la actividad diaria y anual y la distribución espacial, entre otros, ante las variaciones estacionales. Lo anterior provoca fluctuaciones estacionales en la riqueza, composición, abundancia y diversidad de las comunidades. Sin embargo, la importancia de estos factores ambientales difiere entre regiones, siendo las fluctuaciones estacionales en temperatura más importantes en regiones templadas, mientras que las de precipitación lo son en regiones tropicales y áridas⁽⁴⁶⁾.

Estado del tiempo: El tiempo se refiere al estado de la atmósfera en un lugar y momento concretos, es decir, grado en que está caliente o fría, húmeda o seca, calmada o tormentosa, despejada o nubosa. La mayoría de éstos fenómenos ocurren en la troposfera, justo bajo la estratosfera⁽¹⁾.

Hospedero: Organismo que provee de nutrientes y/o albergue a otro organismo en diversas asociaciones biológicas⁽²¹⁾.

Reservorio: Especies que tienden a tener altas densidades de población y ciclos de vida rápidos, como es el caso de los roedores, que son el reservorio más importante para las larvas y las ninfas. Para el caso de *R. rickettsii*, la garrapata, además de vector, es considerado el reservorio natural más importante debido a que se infecta de por vida transmitiendo la infección no solo de manera transtadial, si no también transovarialmente⁽²¹⁾.

Rickettsia: bacterias intracelulares obligadas, con forma de cocobacilos (0,3 a 1 µm); se colorean con la tinción de Giménez, Giemsa y naranja de acridina y no crecen en medios de cultivo habituales, necesitando para su aislamiento animales de laboratorio, huevos embrionados, líneas celulares de mamíferos como Vero, HEL, L-929 o líneas celulares de artrópodos. Son transmitidas por artrópodos vectores como garrapatas, ácaros, pulgas o piojos⁽¹⁶⁾.

Rickettsiosis: Enfermedad infecciosa que se da por contacto con los vectores del agente etiológico (bacterias Rickettsia). Los síntomas y signos clínicos de las rickettsiosis comienzan usualmente en 6 a 10 días posteriores de la picadura o exposición al artrópodo vector competente, e incluyen: fiebre, malestar general, cefalea, mialgias y diferentes tipos de lesiones cutáneas, que van desde un exantema maculo – papular o papulo – vesicular leve a cuadros petequiales intensos, acompañados o no de una escara de inoculación. En aproximadamente 25% de los casos se presentan síntomas de gravedad, como insuficiencia respiratoria, shock, ictericia, insuficiencia renal, efusión pericárdica y pleural, manifestaciones hemorrágicas que incluyen necrosis de dedos y compromiso neurológico en forma de convulsiones, disminución de la conciencia, parestesias, rigidez de extremidades y debilidad muscular⁽²³⁾.

Vector: (biológico) Generalmente son especies de artrópodos que tienen la capacidad de transferir un agente infeccioso de un hospedero a otro⁽²¹⁾.