



Universidad Autónoma de Querétaro
Facultad de Ciencias Naturales
Licenciatura en microbiología



Desarrollo y aplicación de un protocolo de reproducción basado en una cápsula para garrapatas multi hospedera (*Amblyomma mixtum*) en un modelo bovino y su mantenimiento en condiciones de laboratorio.

Que como parte de los requisitos para obtener el grado de
Licenciado en microbiología

Presenta:
Perla Guadalupe Rodríguez Guerrero

Dirigido por:
Roberto Ilwikatzin Guerrero Solorio



Dirección General de Bibliotecas y Servicios Digitales
de Información



Desarrollo y aplicación de un protocolo de reproducción basado en una cápsula para garrapatas multi hospedera (*Amblyomma mixtum*) en un modelo bovino y su mantenimiento en condiciones de laboratorio.

por

Perla Guadalupe Rodríguez Guerrero

se distribuye bajo una [Licencia Creative Commons Atribución-NoComercial-SinDerivadas 4.0 Internacional](#).

Clave RI: CNLIN-243632



Universidad Autónoma de Querétaro
Facultad de Ciencias Naturales



Desarrollo y aplicación de un protocolo de reproducción basado en una cápsula para garrapatas multi hospedera (*Amblyomma mixtum*) en un modelo bovino y su mantenimiento en condiciones de laboratorio.

Que como parte de los requisitos para obtener el grado de

Licenciado en microbiología

Presenta:

Perla Guadalupe Rodríguez Guerrero

Dirigido por:

Roberto Ilwikatzin Guerrero Solorio

Roberto Ilwikatzin Guerrero Solorio

Presidente

Firma

Dr. Juan Joel Mosqueda Gualito

Secretario

Firma

Dra. Angelina Rodríguez Torres

Vocal

Firma

Dra. Bertha Isabel Carvajal Gamez

Vocal

Firma

Dr. Diego Josimar Hernández Silva

Vocal

Firma

Centro Universitario

Querétaro, Qro.

Marzo, 2024

México.

Resumen

Las garrapatas de la familia Ixodidae son parásitos que se alimentan de manera prolongada comparadas con otros ectoparásitos hematófagos. Esta característica las convierte en potenciales vectores de una gran variedad de patógenos representando un riesgo para la salud.

Contar con sistemas de alimentación y reproducción en condiciones controladas es clave para su estudio. Existen sistemas de alimentación artificial, que evitan el uso de animales. Estos modelos deben ser usados siempre que sea posible. Sin embargo, algunos experimentos requieren condiciones de infestación apegadas a las naturales, por esto, modelos en animales aún son necesarios. Se han desarrollado modelos en animales de laboratorio, pero la recuperación de garrapatas es limitada requiriendo mayor cantidad de réplicas. En bovinos es complicado usar infestaciones libres en especies de garrapatas de dos o tres hospedadores, ya que el pequeño tamaño de los estadios inmaduros complica su manipulación, colecta y conteo. Por todo lo anterior, es necesario el desarrollo de métodos que faciliten el manejo de estas especies, posibilitando la inclusión de distintos grupos experimentales y estadios de desarrollo de garrapatas en un solo hospedador.

El objetivo de este trabajo fue desarrollar un protocolo de incubación y recolección basado en una cápsula como método de contención para la garrapata multi hospedante *Amblyomma mixtum*, en un modelo bovino, y su mantenimiento en condiciones de laboratorio. Para esto, se desarrollaron cápsulas utilizando frascos plásticos con tapa de rosca, con una circunferencia de 15 cm, que se cortaron a una altura de 4cm, se formó un tubo de tela de algodón y se pegó al bote plástico. Las tapas se perforaron y se cubrieron con tela de red, permitiendo la transpiración. Para adherirlo al bovino, se rasuró el área y se usó pegamento de látex no tóxico. Una vez seco, se colocaron en la cápsula garrapatas mantenidas in vitro.

La cápsula se verificó diariamente, así como las condiciones de salud del bovino, y se recolectaron las garrapatas repletas. Una vez terminada la recolección, se retiró la cápsula y se evaluó la piel del bovino. Las garrapatas recolectadas fueron llevadas a la incubadora con condiciones de 27°C y una humedad relativa de 70%, para su muda y ovoposición. Como parte de los resultados, se logró colectar y mantener cada una de las fases de desarrollo de la garrapata en un periodo de 20 semanas. Tuvimos un porcentaje de eclosión de los huevos de 15.018 %. Respecto a las mudas posteriores: de larva a su estado ninfal hubo una recuperación del 70.69% de ejemplares y finalmente una recuperación del 87.7 % del estado ninfal al estadio adulto. Los animales no tuvieron afectación en la piel, ni mostraron complicaciones de salud, y se logró mantener todo el ciclo de desarrollo de *Amblyomma mixtum* en un solo hospedante.

Dedicatorias

A mis padres y mi mami Geno, por su eterno e incondicional amor y apoyo durante toda mi vida, gracias por criar a una persona de la cuál estoy orgullosa, este logro es para ustedes.

A Dani y Jenny, que un día comenzaron a cuidarme y luego no se detuvieron, gracias por su apoyo y amistad incondicional en este proceso, gracias por completarme cuando lo necesito y ser la luz en mi noche de los perdidos, las personas que jamás me soltaron en esta aventura, gracias por hacerme saber que jamás estaré sola mientras existan, siempre tendrán un lugar lleno de amor en mi corazón.

A Danny, solo me resta decirte gracias por tu paciencia y por los días llenos de tí, fue una linda aventura.

Finalmente gracias a mi por lograrlo.

Agradecimientos

Quiero agradecer al laboratorio de inmunología y vacunas (LINVAS) por el apoyo para realizar este trabajo.

Expreso mi profundo agradecimiento a todos los miembros de mi grupo de revisión y corrección de tesis:

A mi director Roberto Ilwikatzin Guerrero por su tremenda paciencia para guiarme durante todo el proceso y darme la inspiración y seguridad que necesitaba para poder finalizar este trabajo.

A mi codirector el Dr. Juan Joel Mosqueda por compartir su conocimiento y experiencia en el tema, además del apoyo brindado por su laboratorio para la realización de esta tesis.

A la Dra. Angelina Rodríguez Torres por haberme inspirado la pasión por la investigación desde el momento en que ingresé a esta licenciatura.

A la Dra. Bertha Isabel Carvajal Gamez por todas las clases impartidas que me ayudaron a llegar a donde estoy el día de hoy y enseñarme que el valor como profesional no solo se demuestra en el aula si no en el día a día.

Al Dr. Diego Josimar Hernández Silva profesional al cual admiro y de quien aprendí mucho no solo en clases si no también me mostró ser una gran persona.

Quiero agradecerles su instrucción y colaboración durante el desarrollo de esta tesis, les agradezco su dedicación y valiosos aportes durante la licenciatura, les agradezco las múltiples sugerencias y consideraciones durante el desarrollo de dicha investigación. Los 5 formaron un maravilloso comité tutorial, siempre ayudándome a mejorar como estudiante.

Índice de contenido

I. Introducción	9
II. Antecedentes	10
2.1 Garrapatas	10
2.1.1 Generalidades	10
2.1.2 Morfología	10
2.1.3 Anatomía interna	13
2.1.4 Ciclo de vida	14
2.3 Ixodidae	14
2.4 Alimentación	15
2.5. Importancia	18
2.5.1 Económica	18
2.5.2 Salud pública	19
2.6. México	22
2.6.1 Importancia económica	22
2.6.2 Incidencia de enfermedades transmitidas por garrapatas en México.	23
2.7. Distribución.	24
2.8. Amblyomma	33
2.8.1 Características morfológicas de <i>Amblyomma mixtum</i> .	35
2.8.2 Hospedantes de <i>Amblyomma mixtum</i>	36
2.8.3 <i>Amblyomma mixtum</i> como vector de enfermedades	36
2.8.4 Ciclo de vida de <i>A. mixtum</i>	37
2. 9. Sistemas de reproducción y su importancia.	38
2.9.1 Métodos de captura	38
2.9.2 Métodos de alimentación y colecta	39
III. Justificación	39
IV. Objetivo	40
V. Hipótesis	40
VI. Consideraciones bioéticas	40
6.1. Justificación del método de inmovilización.	41
VII. Metodología	42
7.1 Aprobación por el Comité de Bioética de los experimentos y procedimientos realizados	42
VIII. Resultados	55
8.1 Primera colecta: larvas repletas	55
8.2 Segunda colecta: ninfas repletas	56
8.3 Tercera colecta: Adultos de <i>A. mixtum</i>	58
IX. Discusión de resultados	60

9.1 Resultados de la primer colecta: larvas repletas	60
9.2 Resultados de la segunda colecta: ninfas repletas	62
9.3 Comparación de los resultados obtenidos con otros métodos de infestación.	
63	
XI. Conclusiones	66
XII. Referencias	67
ANEXO 1. Cronograma de infestación	77
ANEXO 2. Diagrama de colocación de cápsula	78
ANEXO 3. Checklist de condiciones del animal.	79

Índice de Tablas y Gráficas

Tabla 1. Resumen de las diferentes categorías de enfermedades transmitidas por garrapatas de humanos y animales domésticos o de compañía, con ejemplos representativos (Sonenshine & Roe, 2013).	20
Tabla 2. Presencia de los géneros de garrapatas reportados por estados.	24
Tabla 3. Resultados de la colecta.	55
Tabla 4. Número de ninfas sin repletar colocadas durante la segunda infestación.	56
Gráfica 1. Ejemplares de <i>A. mixtum</i> separados por sexo, que lograron completar todas sus fases de desarrollo en un mismo hospedante (vaca 1).	58
Tabla 5. Resumen de resultados.	59
Tabla 6. Resumen de resultados.	59
Gráfica 2. Resumen de los resultados de colecta obtenidos.	60

Índice de Figuras

Figura 1. Fotografías que ilustran los detalles morfológicos de las garrapatas de la familia Ixodidae (A, B, C) y Argasidae (D, E, F).	11
Figura 2. <i>Ixodes</i> sp.	12
Figura 3. Diagrama que ilustra las piezas bucales de una garrapata ixódida representativa (<i>Dermacentor andersoni</i>) como se ve en una sección transversal y tangencial.	17
Figura 4. Presencia de <i>A. cajennense</i> comparada con <i>Rhipicephalus (Boophilus) microplus</i> en la República Mexicana.	34
Figura 5. Vista dorsal de <i>A. cajennense</i> (s. l.) macho.	35
Figura 6. Vista dorsal de <i>A. cajennense</i> (s. l.) hembra.	36
Figura 7. Ciclo de vida de <i>Amblyomma mixtum</i> . Imagen tomada de Almazán et al., 2016.	37
Figura 8. Bovino usado para infestación ubicado en la ninfa con el yugo puesto. Fotografía original.	43
Figura 9. Preparación de cápsula. Imagen original.	44
Figura 10. Rasurado con navaja de 1.5 mm. Fotografía original.	44
Figura 11. Rasurado con navaja de 11 mm. Fotografía original.	45
Figura 12. Colocación del pegamento de látex en la circunferencia de la tela de la cápsula que será pegada al animal. Fotografía original.	45
Figura 13. Colocación del parche. Fotografía original.	46
Figura 13.1 Cápsula perfectamente pegada. Fotografía original.	46
Figura 14. Parches con capa extra de pegamento para asegurar que no se separe. Fotografía original.	46
Figura 15. Dosis de larvas para un parche. Fotografía original.	47
Figura 15.1. Vista en microscopio de larvas recién eclosionadas de <i>A. mixtum</i> . Fotografía original.	48
Figura 15.2. Jeringa con larvas repletas de <i>A. mixtum</i> . Fotografía original.	48
Figura 15.3 Jeringa con ninfas repletas de <i>A. mixtum</i> . Fotografía original.	49
Figura 15.5. Jeringa con ejemplares adultos de <i>A. mixtum</i> . Fotografía original.	49
Figura 15.6. Vista a microscopio de un ejemplar macho adulto de <i>A. mixtum</i> . Fotografía original.	50
Figura 15.7. Hembras adultas de <i>A. mixtum</i> luego de la oviposición. Fotografía original.	50
Figura 16. Empuje del émbolo sobre la superficie de la cápsula. Fotografía original.	51
Figura 17. Parche completamente sellado y listo para la repleción de las garrapatas.	51
Figura 18. Garrapatas recolectadas en estado de larva repleta sometidas a un lavado con benzal al 10 %.	53
Figura 19. Larvas repletas de <i>A. mixtum</i> durante el proceso de secado.	53

Figura 20. Jeringas con larvas repletas y listas para su incubación.	54
Figura 21. Parche 3 perteneciente a la vaca #2.	57
Figura 22. Parche 4 perteneciente a la vaca #2.	57
Figura 23. Boxplot que muestra la distribución de los datos de colecta de larvas repletas separado por parche.	61
Figura 24. Boxplot que muestra la distribución de los datos de colecta de larvas repletas categorizadas por el día de colecta y la vaca a la que pertenecen esos datos.	62

I. Introducción

Las garrapatas son consideradas como uno de los factores sanitarios más importantes que limita la ganadería en el trópico y que afectan el 80% de la población bovina del mundo (Polanco-Echeverry & Ríos Osorio, 2016). Las cifras de prevalencia, incidencia y mortalidad son muy variables, y dependen del agente etiológico implicado, el vector y las condiciones sociales que pueden facilitar o impedir su transmisión (Estrada-Peña, 2015).

Estos parásitos causan graves pérdidas económicas dentro de la ganadería además de ser fuentes de enfermedades zoonóticas importantes (Dantas-Torres et al. 2012), por lo que su vigilancia epidemiológica es importante para establecer medidas de prevención y contención (Polanco-Echeverry & Ríos Osorio, 2016).

Amblyomma mixtum es la segunda garrapata en importancia en bovinos del trópico en México y se distribuye desde el sur de Texas (EUA) hasta Ecuador. Parasita principalmente a los bovinos y equinos de las zonas tropicales de México, pero también se ha reportado parasitando a humanos. Esta especie es de importancia económica y sanitaria; por un lado traumatiza las pieles de los animales debido a sus grandes piezas bucales y puede causar anemia cuando se presentan grandes infestaciones, debido a la gran cantidad de sangre que pueden ingerir los adultos; y por otro lado se ha encontrado como vector de diversos parásitos (Almazán et al., 2015), sin embargo, el papel de *A. mixtum* como vector de enfermedades y su erradicación no ha sido estudiado debidamente, ya que la mayoría de las investigaciones y medidas de control se centran en *R. microplus* (“Acuerdo por el que se establece la Campaña Nacional para el control de la garrapata *Boophilus spp.*” (SAGARPA, 2012)).

Para el estudio de ectoparásitos, el establecimiento de colonias de garrapatas en el laboratorio es fundamental, puesto que es gracias a ello que podemos tener una correcta identificación de la especie y su ciclo evolutivo, poder comparar la diferencia entre el comportamiento en campo y en laboratorio e identificar a través del aislamiento, la transmisión de microorganismos; además de ser una herramienta indispensable para conservar líneas susceptibles a diferentes acaricidas con fines experimentales (López V G, s.f.). Por lo que una metodología eficiente para aislar y mantener colonias de garrapatas facilita las investigaciones concurrentes sobre estos ectoparásitos.

En este trabajo presentamos el desarrollo de un protocolo de incubación y recolección de garrapatas basado en una cápsula como método de contención para completar el ciclo de vida de la garrapata multi hospedera *Amblyomma mixtum*, en un modelo bovino, y el posterior mantenimiento de estos parásitos en condiciones de laboratorio.

II. Antecedentes

2.1 Garrapatas

2.1.1 Generalidades

Las garrapatas son ectoparásitos hematófagos pertenecientes a la clase Arachnida, subclase Acari (De la Fuente, 2003). Son quelicerados (sin verdaderas mandíbulas mordedoras), cuya divergencia se estima durante la era paleozoica tardía. Barker y Murrell (2008) citan reportes de que las garrapatas evolucionaron en anfibios antiguos en Gondwanaland que eventualmente se convirtió en Australia, hace alrededor de 390 millones de años. Otros autores sitúan el origen de las garrapatas mucho más tarde, a mediados del período Cretácico, siendo los huéspedes primitivos anfibios o reptiles (Nava et al., 2009).

Independientemente de su periodo de origen, ambas versiones coinciden en que los primeros huéspedes fueron anfibios, indicando que han evolucionado en paralelo y en asociación con los vertebrados terrestres (Baneth, 2014), siendo claro que su adaptabilidad a los hospedantes a lo largo del tiempo los vuelve importantes como tema de salud pública.

Durante el periodo Cretácico predominaron dos géneros (*Compluriscutula* y *Cornupalpatum*) antecesores de la familia Ixodidae, mientras que los argásidos aparecieron seis millones de años después (Poinar y Buckley, 2008).

En la actualidad se han descrito aproximadamente 900 especies de garrapatas, las cuales se dividen en tres géneros: Ixodidae (garrapatas duras) a las cuales pertenecen aproximadamente 700 especies descritas, Argasidae (garrapatas blandas) con 200 especies descritas y Nuttalliellidae con una sola especie descrita (Guglielmone, 2010).

Los Argásidos e Ixódidos contienen especies de distribución cosmopolita, que se distribuyen desde las selvas tropicales hasta los desiertos, islas y en el Ártico y Antártico. Sin embargo, en las zonas tropicales y subtropicales se encuentra la mayor diversidad (Balashov, 1972). Están considerados como importantes vectores de enfermedades, al transmitir virus, bacterias y protozoarios que afectan la salud pública y animal (Castillo-Martínez et al., 2016).

2.1.2 Morfología

Externamente, el cuerpo de las garrapatas se divide en 3 regiones: el **idiosoma** o región del cuerpo, el **capítulo** y las **patas**. Una placa esclerotizada prominente, el escudo, aparece en la superficie dorsal de las garrapatas ixodidas, pero esta estructura está ausente en las garrapatas argásidas (Sonenshine & Roe, 2013).

El **idiosoma** se divide en dos partes: La parte anterior conocida como “**podosoma**” y la posterior llamada “**opistosoma**”. El podosoma contiene el escudo, mientras que

el opistosoma es donde se encuentran poros que secretan las hormonas de atracción (2,6-dichlorophenol) precedente a la cópula (Sonenshine & Roe, 2013). El **capítulo** contiene la presencia de los **quelíceros** (apéndices para cortar y desgarrar la piel), los **palpos** (con apariencia de patas, cuya función es de órgano sensorial) y el **hipostoma**, con numerosas filas de dientes recurvados que funcionan como órgano de anclaje al huésped (Sonenshine & Roe, 2013).

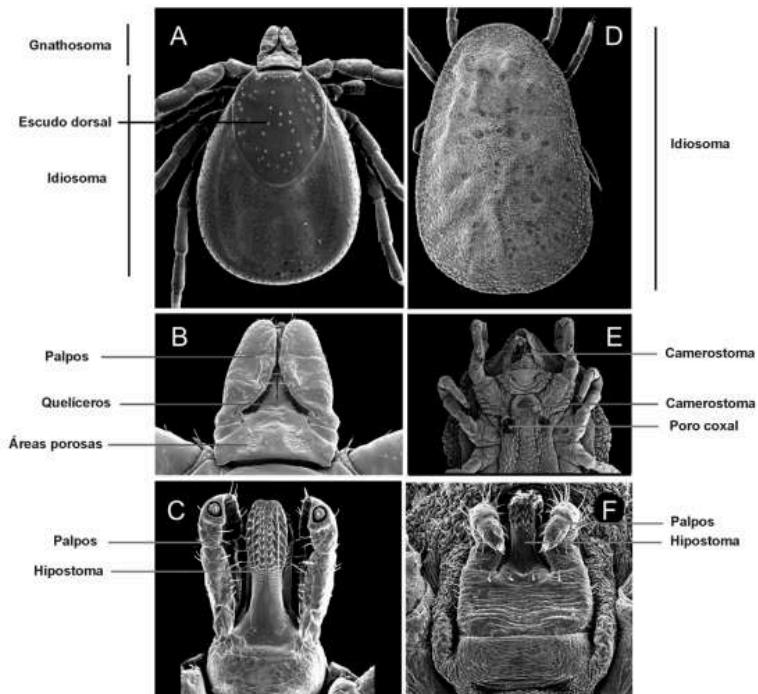


Figura 1. Fotografías que ilustran los detalles morfológicos de las garrapatas de la familia Ixodidae (A, B, C) y Argasidae (D, E, F).

En **A** se muestra una hembra de un ixódido en vista dorsal, apreciándose las dos porciones corporales (idiosoma y gnathosoma) y el escudo quitinizado dorsal. En **B** se muestra una visión ampliada del gnathosoma, en la que se muestra el aspecto dorsal de los palpos y las vainas quelicerales (entre ambos palpos) así como las áreas porosas (características de las hembras de los ixódidos). En **C** se incluye una vista ventral del gnathosoma, en la que se puede apreciar el hispotoma dentado (la pieza que insertan en la piel para alimentarse). Las imágenes en **D, E** y **F** pretenden ilustrar los aspectos más importantes de la morfología de un argásido adulto, con su vista dorsal (**D**) en la que se puede apreciar que el gnathosoma no es visible desde ese ángulo. En **E** se ilustran algunos detalles de la cara ventral de una hembra de Argasidae, mientras que en **F** se incluye el gnathosoma en su cara ventral, para comparar directamente con el de un ixódido (Tomado de: Estrada-Peña, 2015).

El gnathostoma está separado del idiosoma, el cuál es redondeado, sin segmentación y, con excepción de las larvas, poseen cuatro pares de patas, con seis segmentos (uno de ellos anclado a la cara ventral del idiosoma) (Estrada-Peña, 2015), en esta región es a la que se unen los palpos y donde se encuentra el poro genital, la región posterior a las coxas que llevan los espiráculos y la abertura anal (Anderson, 2002).

En las garrapatas, el sistema respiratorio (traqueal) se abre al exterior en los orificios denominados espiráculos, que pueden tener una forma oval, redondeada o en forma de coma, y que se localizan a nivel del cuarto par de patas (Stafford, 2007; Pulido-Villamarín et al., 2016). Los ejemplares adultos poseen dos aberturas en la cara ventral, la anterior es la genital (entre el segundo par de patas) y la posterior es la anal (Figura 2).



Figura 2. *Ixodes* sp.

A. Poro anal; B. Poro genital;
C. Coxa; D. Fémur; E. Patela;
F. Tibia; G. Metatarso; H.
Tarsó; I. Seta (Imagen tomada de: Pulido-Villamarín, 2016).

Los ixódidos se caracterizan por la presencia de una gran placa esclerotizada en la superficie dorsal: el escudo, del que reciben su calificativo de “garrapatas duras”, mientras que los argásidos (garrapatas blandas) carecen de este escudo (Estrada-Peña, 2015). Los adultos de las garrapatas duras tienen un claro dimorfismo sexual, evidente en la presencia del escudo quitinizado: cubre prácticamente por completo la superficie dorsal de los machos, mientras que en las hembras este escudo se restringe a la mitad anterior. Dado que las hembras (y los estadios inmaduros) deben ingerir una gran cantidad de sangre durante su alimentación, pueden dilatar su volumen corporal debido a la síntesis de nueva cutícula en las zonas del cuerpo que no están cubiertas por el escudo (Polanco-Echeverry & Ríos Osorio, 2016).

Los argásidos, por otro lado, se caracterizan por poseer una cutícula de aspecto correoso, cubierta con espinas; carecen de escudo dorsal esclerotizado, y presentan el capítulo desplazado a su cara ventral. No tienen áreas porosas ni glándulas foveales. Su superficie corporal tiene un aspecto reticulado y la cutícula está cubierta con espinas. Un detalle morfológico importante que aparece en los argásidos es la existencia de un poro coxal, el cuál sirve para concentrar el exceso de agua durante la ingestión de sangre para eliminar el agua de una forma rápida mientras se alimentan (Estrada-Peña, 2015). En los argásidos el dimorfismo sexual

se limita a leves diferencias en la apertura genital, donde en el macho es más pequeña y arqueada con presencia de un opérculo (Bowman, 2009; Pulido-Villamarín, 2016).

2.1.3 Anatomía interna

Internamente, a través de los órganos del cuerpo de la garrapata circula la hemolinfa, la cual contiene hemocitos y numerosas proteínas en solución. Sirve para distribuir nutrientes, eliminar desechos y es importante en la inmunidad innata (Sonenshine & Roe, 2013).

Los principales órganos internos son: el tracto digestivo (que comprende la faringe, el esófago, el intestino medio y el saco rectal), las glándulas salivales, los órganos reproductivos, el singanglio (el sistema nervioso central fusionado), los túbulos de Malpighi y las tráqueas. El intestino medio es el órgano más prominente del cuerpo, consta de un estómago central y muchos divertículos grandes y prominentes; cuando está completamente congestionado llena la mayor parte del interior del cuerpo, desplazando al resto de los órganos. Además de su papel en la digestión de la sangre, el intestino medio también funciona como un órgano de almacenamiento, debido a que las garrapatas digieren la sangre lentamente (excepto en las hembras apareadas) (Sonenshine & Roe, 2013).

El segundo órgano más grande (a excepción de los ovarios de las hembras que ponen huevos) es el par de glándulas salivales. Estas glándulas se encuentran ubicadas en la región anterolateral del cuerpo. La saliva se secreta a través de los conductos salivales conectados a las piezas bucales. Estas glándulas complejas contienen lóbulos multifuncionales que secretan una diversa mezcla de factores anti hemostáticos, enzimas digestivas y proteínas que facilitan la formación de heridas y dilatan los vasos sanguíneos en la piel del huésped. Incluso secretan soluciones saladas para absorber la humedad de las atmósferas subsaturadas (Sonenshine & Roe, 2013).

En los machos ingurgitados, los cuales consumen sólo pequeñas cantidades de sangre, los testículos y la glándula accesoria masculina blanca y multilobulada son los órganos internos más prominentes. Al ingurgitar las hembras que no han copulado, los órganos reproductivos más prominentes son el ovario, lleno de numerosos ovocitos blancos de tamaño variable, los oviductos y la vagina. Después del apareamiento, los ovocitos se expanden mucho y se llenan de innumerables glóbulos de yema de color marrón (vitelina). Cuando la hembra completamente repleta cae de su anfitrión, el ovario marrón ocupa la mayor parte del interior del cuerpo (Sonenshine & Roe, 2013).

2.1.4 Ciclo de vida

Las garrapatas duras (Ixódes) pueden vivir de 2 a 6 años, mientras que las garrapatas de cuerpo blando (Argásidos) pueden vivir hasta 20 años (Anderson & Magnarelli, 2008). Ambas familias tienen cuatro estadios en su ciclo de vida: **huevo, larva, ninfa y adulto** (Sonenshine & Roe, 2013). Las larvas poseen (6 patas), mientras que las ninfas (sexualmente inmaduras) y adultos (sexualmente maduros) poseen 8 patas, con seis segmentos (uno de ellos anclado a la cara ventral del idiosoma) (Estrada-Peña, 2015).

Las hembras adultas de ixódidos se alimentan solo una vez, ponen miles de huevos y mueren (un solo ciclo gonotrófico), los machos, sin embargo, pueden alimentarse y aparearse varias veces. Por el contrario, la mayoría de las hembras de argasidae se alimentan, ponen una pequeña nidada de huevos y luego se alimentan y ovipositan varias veces más (ciclo gonotrófico múltiple) (Sonenshine & Roe, 2013). Ambas familias sufren fases de metamorfosis, que se caracterizan por el desprendimiento de la piel exterior o cutícula (**muda**) de la larva en su paso a ninfa y de la ninfa en su paso a adulto (Anderson & Magnarelli 2008).

En general, exhiben varias estrategias diferentes para regular su actividad reproductiva. El apareamiento está regulado por múltiples feromonas sexuales secretadas por las hembras que atraen a los machos ingurgitados y los guían hacia el poro genital femenino (Sonenshine et al., 1989). Despues de la cópula, las hormonas, especialmente la **20-hidroxiecdisona**, estimulan la síntesis, secreción y captación de vitelogenina (vg) (Thompson et al., 2005).

Morfológicamente, las larvas que eclosionan de los huevos se asemejan de forma general a los adultos de manera superficial, pero tienen tres pares de patas y carecen de placas espiraculares, debido a que la respiración se realiza exclusivamente a través de la cutícula (Estrada-Peña, 2015). Tras la alimentación y la muda, las larvas se convierten en el estadio de ninfa.

En el estadio de ninfa se cuenta ya con cuatro pares de patas y la presencia de placas espiraculares, localizadas por detrás de la inserción del cuarto par de patas. El espiráculo se abre aproximadamente en el centro de cada placa, y por ese poro se realiza el intercambio gaseoso (respiración). Los machos de los distintos géneros suelen tener esclerotizada la cara ventral del cuerpo, aunque algunos de ellos solamente ostentan algunas placas quitinizadas cerca del ano. (Estrada-Peña, 2015).

2.3 Ixodidae

La familia Ixodidae, la más antigua de las familias de garrapatas, está formada por un grupo basal, Prostriata (género *Ixodes*, subfamilia Ixodidae) y el grupo Metastriata (todos los otros géneros) (Sonenshine & Roe, 2013).

El ciclo vital de los ixódidos es muy uniforme para casi todas las especies de la familia, con los cuatro estadios de la garrapata y una única fase de ninfa (Estrada-Peña, 2015). Cada etapa se alimenta solo una vez en su vida y las hembras mueren luego de la oviposición, por lo que este género tiene solo un ciclo gonotrófico, que es como se conoce el ciclo biológico que abarca el desarrollo desde el huevo hasta la oviposición (Sonenshine & Roe, 2013).

En esta familia se presentan dos fases intermedias de desarrollo conocidas como fases de metamorfosis, que se caracterizan por el desprendimiento de la piel exterior o cutícula (**muda**) de la larva en su paso a ninfa y de la ninfa en su paso a adulto. Ambos eventos ocurren después de alimentarse de sangre del hospedador (Anderson & Magnarelli 2008; Polanco-Echeverry & Ríos Osorio, 2016). El ciclo de vida se inicia con la eclosión del huevo ovipositado por la hembra, en un sitio húmedo y protegido, del cual emerge la larva y después de aproximadamente una semana de resguardarse para evitar la desecación, busca un hospedador del cual alimentarse (Waladde et al., 1996; Polanco-Echeverry & Ríos Osorio, 2016).

Estos ciclos de vida pueden ser de uno, dos o tres hospederos, la gran mayoría tiene un ciclo de tres hospederos, el cual se caracteriza por el desprendimiento de las larvas del huésped después de alimentarse para mudar a la etapa de ninfa. Posteriormente, las ninfas no alimentadas buscan un huésped, adhiriéndose al mismo usado anteriormente o buscando uno nuevo; luego de repletarse, se desprenden y mudan a su etapa adulta (Sonenshine & Roe, 2013).

En el estado adulto se presenta la diferenciación sexual de las garrapatas, saliendo de la última muda diferenciados morfológicamente y con necesidades específicas según el género (Anderson & Magnarelli, 2008; Polanco-Echeverry & Ríos Osorio, 2016); En los machos existe una diferencia considerable entre sus grupos (Metastriata y Prostriata). La mayoría de los Metastriata necesitan alimentarse para promover la espermatogénesis (Oliver 1982; Sonenshine & Roe, 2013), por lo que la cópula ocurre en el huésped después de que el macho se alimenta. Por su parte, en la mayoría de las garrapatas Prostriatas los machos no necesitan alimentarse y pueden copular con las hembras dentro o fuera del huésped (Sonenshine & Roe, 2013).

Para las hembras el apareamiento es un factor determinante en su capacidad de repleción, puesto que regularmente no se repletan sin haberse apareado previamente (Sonenshine & Roe, 2013); después alimentarse, caen al suelo en búsqueda de un lugar húmedo y protegido para ovipositar, luego de lo cual mueren (Anderson & Magnarelli 2008).

2.4 Alimentación

Aunque las garrapatas se destacan por su apego a los humanos y los animales, casi todas las especies pasan la mayor parte de su vida fuera de sus anfitriones. Su vida se compone esencialmente de períodos parasitarios relativamente cortos donde se alimentan de la sangre de un huésped (por lo que son considerados como

artrópodos hemimetábolos), y períodos prolongados sin alimentación (Anderson, 2008).

La alimentación es la fase durante la cual la garrapata causa daño directo a la piel del huésped y los organismos que causan enfermedades son ingeridos o inoculados. Se trata de un complejo de comportamientos que comienza con el hambre y termina con la saciedad. Anderson reporta lo sugerido por Waladde y Rice, dividiendo este proceso en nueve eventos distintos (Anderson, 2002):

1. **Apetito:** búsqueda de un huésped a través del **órgano de Haller**.
2. **Enganche:** adherencia a la piel del huésped
3. **Exploración:** rastreo en el hospedero mientras busca un sitio de conexión adecuada.
4. **Penetración:** inserción del hipostoma en la piel.
5. **Adherencia:** sitio de alimentación establecido
6. **Ingestión:** fluidos corporales adquiridos por garrapata
7. **Repleción:** comida completa adquirida
8. **Desprendimiento:** retirada de piezas bucales del huésped
9. **Separación:** la garrapata completamente alimentada deja al huésped

Las larvas, ninfas y hembras aumentan enormemente de tamaño durante la ingurgitación. Las garrapatas adultas sin repletar varían en longitud de 2 a 30 mm., y las hembras apareadas pueden aumentar hasta aproximadamente 100 veces su peso corporal original antes de desprenderse para la oviposición (Sonenshine & Roe, 2013), sin embargo, hay pocos cambios en la longitud del cuerpo en los machos adultos después de repleción (Anderson, 2002).

El proceso digestivo de las garrapatas es casi en su totalidad intracelular y, a excepción de las hembras que ovipositan, es un proceso relativamente lento. La sangre que ingresa al intestino medio de la garrapata permanece en gran medida sin digerir durante largos períodos. Aparte de las enzimas hemolíticas que lisan las células sanguíneas y liberan hemoglobina, prácticamente no se secretan proteínas en la luz del intestino medio. La digestión de la hemoglobina es enteramente intracelular, por lo que la sangre permanece como reserva y se consume gradualmente durante meses o incluso años (Sonenshine & Roe, 2013).

La detección del huésped se ve facilitada por los sistemas sensoriales para detectar olores, vibraciones, cambios de temperatura y otras señales externas del huésped. Las garrapatas poseen un órgano de detección conocido como “órgano de Haller”, el cual les sirve para detectar información sensorial a través de los sensillums de este órgano. Este responde a la energía térmica y a los niveles elevados de dióxido de carbono, amoniaco, ácido sulfídrico y otros elementos de los animales de sangre caliente que se encuentran dentro del rango de detección. Otros sensillums del mismo órgano permiten que las garrapatas reconozcan cuando están en grietas

o hendiduras, debajo de la hojarasca o el suelo donde pueden refugiarse de los extremos ambientales (Sonenshine & Roe, 2013).

El hipostoma es el órgano principal de anclaje al huésped. El lado ventral está armado con filas de dientes recurvados, pero el lado dorsal es plano excepto por un estrecho canal en forma de V, el cual es un **canal preoral** que funciona como una extensión de la boca. Durante la alimentación, la acción de succión de la faringe atrae sangre hacia este canal de alimentación y pasa al intestino medio, mientras que la saliva de los conductos salivales pasa al huésped en un patrón alterno de succión y secreción (Sonenshine & Roe, 2013).

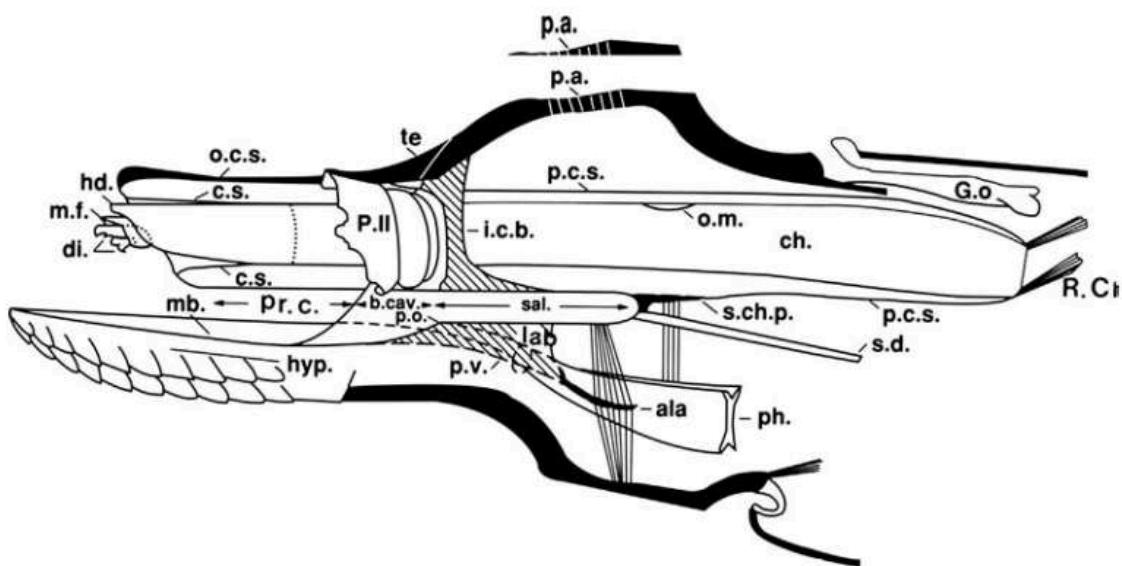


Figura 3. Diagrama que ilustra las piezas bucales de una garrapata ixodida representativa (*Dermacentor andersoni*) como se ve en una sección transversal y tangencial.

Sección tangencial a través del capitulum. **ala:** músculos alares; **ch:** quelíceros; **c.s.:** vaina queliceral (vaina interna o vaina cónica en Gregson [1960]); **di:** dígitos quelicerales; **G.o.:** el órgano de Gene; **hd:** capucha; **hip:** hipostoma; **i.c.b:** puente intercoxal; **mb:** membrana sobre canal preoral; **o.c.s.,** vaina queliceral exterior; **o.m.:** área cubierta de membrana ovalada del quelíceros; **P. II:** segmento palpal II; **p.a.:** áreas porosas (indicadas por líneas a través de la cutícula); **p.c.s.:** vaina queliceral posterior; **Pr.c.:** canal preoral; **ph.:** faringe; **p.o.:** orificio faríngeo; **p.v.:** válvula faríngea (indicada por un semicírculo curvo); **R.ch.:** músculo retractor; **sal.,** salivarium; **s.d.:** conducto salival; **s.ch.p.:** placa subqueliceral (epistoma); **Te:** tectum. Redibujado y etiquetado de Gregson, J.D. (1960) Morfología y funcionamiento de las piezas bucales de *Dermacentor andersoni* Stiles. Parte I. El mecanismo de alimentación en relación con la garrapata. (Sonenshine & Roe, 2013).

La morfología del canal alimentario es distinto entre las familias de garrapatas; permite una alimentación lenta en las garrapatas ixodidas pero está adaptada para una alimentación rápida en los argásidos (Sonenshine & Roe, 2013).

En las garrapatas ixódidas, la absorción de sangre alterna con la expulsión de saliva, con largos intervalos entre cada acción, sin embargo la organización de sus piezas bucales no permite la separación de fluidos en los canales **preoral y salival**, por lo que puede ocurrir cierta mezcla de sangre y saliva (Gregson, 1960). Poseen además unos pequeños músculos dilatadores dentro de la cavidad hipostomal, cerca de su unión con el capítulo, los cuales ayudan a ensanchar el canal preoral y aumentan la captación de líquido. Por su parte en los argásidos, los músculos dilatadores se encuentran a lo largo de la mayor parte del canal preoral, proporcionando un poderoso complemento a la faringe succionadora para una rápida captación de líquidos (Sonenshine & Roe, 2013).

En los ixódidos, el canal alimentario está cerrado (temporalmente) en su lado dorsal por las vainas de los quelíceros (Figura 3); la subida y bajada periódica de los quelíceros se alternan con largos períodos de succión de sangre y salivación y una diminuta membrana del labrum con forma de colgajo en el extremo posterior del canal preoral ayuda a regular el flujo de líquido hacia la boca. También presente en esa unión hay una válvula faríngea compleja en forma de surco (Fig. 3), que controla la entrada de sangre en la boca y la faringe. La válvula se puede cerrar cuando la faringe se contrae, evitando la regurgitación (Sonenshine, 1991).

En las garrapatas argásidas, el canal preoral está cubierto por un labrum alargado, móvil y en forma de V que se extiende a todo lo largo del hipostoma. El labrum se agita hacia arriba y hacia abajo durante los breves estallidos de succión rápida de sangre, una característica de las garrapatas blandas. Cuando se eleva el labrum, la sangre se succiona hacia el canal preoral, la boca y la faringe. Cuando se deprime el labrum, el canal preoral se sella, impidiendo la entrada de sangre mientras que el salivario (situado encima del hipostoma) se llena de líquido y la saliva fluye hacia la lesión de alimentación. Estas acciones previenen la mezcla de sangre y saliva y también previenen la regurgitación. No está claro el mecanismo exacto por el cual el labrum hueco se eleva o se deprime, pero se cree que estas acciones están controladas por cambios en la presión hidrostática de la hemolinfa corporal (con la que es contiguo) (Sonenshine & Roe, 2013).

2.5. Importancia

2.5.1 Económica

Las garrapatas son consideradas como uno de los factores sanitarios más importantes que limita la ganadería en el trópico y que afectan el 80% de la población bovina del mundo (Polanco-Echeverry & Ríos Osorio, 2016). Las pérdidas económicas se deben a la disminución en la ganancia de peso, al daño en las pieles, a la disminución de la producción de carne y leche, a la transmisión de enfermedades (Dantas-Torres et al., 2012) como *Babesia bovis*, *Babesia bigemina*, *Anaplasma marginale* y *Theileria parva*, al incremento de los costos de control y a

los tratamientos de enfermedades y problemas reproductivos en los animales (Polanco-Echeverry & Ríos Osorio, 2016).

En 2014 el Dr. Grissi y su equipo (2014) realizaron un cálculo económico de las pérdidas ocasionadas por las parasitosis en Brasil, considerando solamente las reducciones en producción, sin contemplar el impacto económico relacionado con honorarios veterinarios, costo del personal de campo y de los medicamentos, estimando una pérdida de 3,24 miles de millones de dólares por consecuencia de infestaciones de garrapatas.

La babesiosis bovina es la enfermedad bovina transmitida por artrópodos más importante en todo el mundo; se cree que causa miles de millones de dólares en pérdidas. En Zimbabue, el cese de las medidas de control de garrapatas durante la guerra de 7 años de ese país resultó en la muerte de aproximadamente 1 millón de bovinos por enfermedades transmitidas por garrapatas (Lawrence et al. 1980; Sonenshine & Roe, 2013).

2.5.2 Salud pública

Las garrapatas son reconocidas, junto con los mosquitos, como los principales vectores artrópodos de agentes de enfermedades para humanos y animales domésticos a nivel mundial (Dantas-Torres et al., 2012). En la actualidad, se han descrito más de 16 enfermedades específicas transmitidas o causadas por garrapatas en humanos y más de 19 enfermedades transmitidas por garrapatas en ganado y animales de compañía (**Tabla 1**) (Nicholson et al., 2009; Sonenshine & Roe, 2013), ocasionadas por diversos microorganismos: protozoarios (ej. babesiosis y teileriosis), bacterias (ehrlichiosis, borreliosis, fiebre manchada de las Montañas Rocosas, y la enfermedad de Lyme) y virus (fiebre hemorrágica de Crimea-Congo y Powassan) (Maqbool et al., 2022), siendo las garrapatas del género Ixodidae las principales transmisoras.

La transmisión de las enfermedades transmitidas por garrapatas, se ve favorecida por el ambiente en el intestino medio de estos ectoparásitos, el cual es menos hostil que el de insectos hematófagos, ya que poseen proteasas intracelulares, lo que hace que los patógenos ingeridos no estén expuestos directamente a la acción proteolítica de las enzimas (Cortés, 2011).

A pesar de los avances en medicina y control de plagas que han reducido la mayoría de las enfermedades transmitidas por vectores, prácticamente todas las enfermedades transmitidas por garrapatas han persistido e incluso aumentado su área de distribución geográfica en los últimos años; teniendo mucho que ver el calentamiento global, pues las condiciones de reproducción y la expansión de su distribución se ven favorecidas con el incremento de la temperatura global (Ostfeld & Brunner, 2015).

Tabla 1. Resumen de las diferentes categorías de enfermedades transmitidas por garrapatas de humanos y animales domésticos o de compañía, con ejemplos representativos (Sonenshine & Roe, 2013).

Categoría del agente causal	Enfermedad representativa	Agente causal	Principales garrapatas vectores	Hospederos primarios
Protozoa	Babesiosis	<i>Babesia bigemina</i> , <i>B. microti</i> , etc.	<i>Rhipicephalus spp.</i>	Ganado, ciervos
	Fiebre de la costa este	<i>Theileria parva</i>	<i>Rhipicephalus appendiculatus</i>	Ganado, búfalo del cabo
	Teileriosis	<i>T. annulata</i>	<i>Hyalomma spp.</i>	Ganado, búfalo de agua
	Babesiosis humana	<i>B. microti</i>	<i>Ixodes scapularis</i> , <i>I. ricinus</i>	Ganado, búfalo de agua, humanos, ratones
Bacteria	Fiebre de las montañas rocosas	<i>Rickettsia rickettsii</i>	<i>Dermacentor spp.</i>	Humanos, perros, pequeños mamíferos
	Fiebre botonosa del mediterráneo	<i>R. conorii</i>	<i>Rhipicephalus sanguineus</i>	Humanos, erizos, pequeños mamíferos
	Anaplasmosis	<i>Anaplasma phagocytophilum</i>	<i>A. scapularis</i> , <i>I. ricinus</i> , otros	Humanos, ciervos, perros, otros
		<i>A. marginale</i>	<i>Dermacentor spp.</i> , otros	Ganado vacuno, ovejas, otros
		<i>A. centrale</i>		Rumiantes
	Erliquiosis humana	<i>Ehrlichia chaffeensis</i>	<i>Amblyomma americanum</i>	Humanos, ciervos
	Erliquiosis canina	<i>E. canis</i> , <i>E. ewingii</i>	<i>R. sanguineus</i> , otros	Perros
	Hidropericardio (Heartwater disease)	<i>E. ruminantium</i>	<i>A. hebraeum</i>	Ganado vacuno, otros
			<i>A. variegatum</i>	Rumiantes
	Fiebre Q	<i>Coxiella burnetti</i>	Varias especies	Ganado vacuno, humanos, otros mamíferos
	Enfermedad de Lyme / Borreliosis	<i>Borrelia burgdorferi</i> , other <i>Borrelia spp.</i>	<i>I. scapularis</i> , <i>I. ricinus</i> , otros	Humanos, diversos mamíferos, aves
	Fiebre recurrente transmitida por garrapatas	<i>Borrelia spp.</i>	Varios argásidos	Humanos, otros mamíferos
	Tularemia	<i>Francisella tularensis</i>	<i>Haemaphysalis leporis-palustris</i> , <i>Dermacentor spp.</i> , otros	Lagomorfos, humanos y otros mamíferos

Virus	Encefalitis transmitida por garrapatas	<i>Flavivirus</i>	<i>I. ricinus</i> , <i>Ixodes spp.</i> , otras	Roedores, humanos, otros mamíferos
	Fiebre por garrapatas de Colorado	<i>Coltivirus</i>	<i>D. andersoni</i>	Humanos y varios mamíferos
	Fiebre hemorrágica de Crimea-Congo	<i>Nairovirus</i>	<i>Hyalomma spp.</i>	Lagomorfos, humanos, erizos, etc.
	Peste porcina africana	<i>Iridovirus</i>	<i>Ornithodoros porcinus</i>	Cerdos y jabalíes
Hongos (Actinomycetales)	Dermatofilosis	<i>Dermatophilus congolensis</i>	Asociado a garrapatas; sin transmisión comprobada	Ganado vacuno, animales domésticos
	Parálisis por garrapatas	Proteínas transmitidas por garrapatas	Varias especies de garrapatas	Humanos, ganado vacuno, animales domésticos, aves, etc.
	Toxicosis por garrapatas, alergias a mordidas	Proteínas transmitidas por garrapatas	Varias especies de garrapatas	Humanos, ganado vacuno, ovejas, otros mamíferos, aves, etc.

Un ejemplo estadístico de la importancia de estos parásitos es la enfermedad de Lyme, la cual en el Estados Unidos de 1980 era reportada con unos cuantos casos al año (Sonenshine & Roe, 2013), mientras que para 2012 se registró como la infección transmitida por artrópodos más prevalente del país, con 30,831 casos informados a los Centros para el Control y la Prevención de Enfermedades (CDC) en 2012 y se estima que más de 300.000 personas se infectan cada año (Ferias-Arroyo et al., 2014).

Además, ahora se sabe que en lugar de un solo genotipo, *Borrelia burgdorferi* hay otras especies (p. ej., *B. garinii*, *B. bissettii*), de igual forma causantes de la enfermedad de Lyme, con variaciones significativas en los síntomas clínicos en diferentes regiones de su vasto rango zoogeográfico (Sonenshine & Roe, 2013).

Las garrapatas como vectores virales han sido reportadas en múltiples ocasiones durante los últimos 100 años. Lo preocupante de la relación garrapata-virus es que el ciclo de alimentación de la garrapata se sincroniza con el ciclo de vida viral (Migné et al., 2022), volviéndose excelentes reservorios de replicación. Estos virus pertenecen a dos órdenes (Bunyavirales y Mononegavirales). Entre estos se encuentra el virus de la encefalitis transmitida por garrapatas, el virus de Crimea-Congo, el virus Possowan con distribución en América, y la aparición de nuevos virus, como el virus Alkhurma. Alrededor de 38 especies virales están siendo transmitidas por <10% de las especies de garrapatas de las familias Ixodidae y Argasidae (Maqbool et al., 2022).

Existen otras enfermedades causadas por las garrapatas que afectan tanto al ganado como a seres humanos, tal es el caso del síndrome de alfa-gal o alergia a la galactosa- α -1,3-galactosa (alfa-gal), la cual se manifiesta como urticaria, angioedema o anafilaxia horas después del consumo de carne de mamífero (Zurbano-Azqueta et al., 2021). Este síndrome consiste en una reacción alérgica tardía mediada por IgE contra el oligosacárido alfa-gal, el cual se expresa

abundantemente en glicoproteínas y glicolípidos en células de mamíferos, excepto en humanos y monos (Cooper et al., 2015). Extensas investigaciones han aportado pruebas de que las picaduras de garrafa desencadenan la producción de anticuerpos IgE contra la alfa-gal (Scott et al., 2011), por lo que se desencadena una sensibilización al carbohidrato producido por picaduras repetidas de garrafas, mientras que los síntomas se desencadenan tras la exposición a la molécula alergénica a través del consumo de carne de mamíferos.

Otras enfermedades afectan directamente al ganado, tal es el caso de la babesiosis de bovinos, ovinos y otros animales y la fiebre de la costa este, las cuales matan a un gran número de estos animales, restringiendo las exportaciones y destruyendo los recursos de proteína vitalmente necesarios para las poblaciones locales (Sonenshine & Roe, 2013).

2.6. México

2.6.1 Importancia económica

La importancia económica de las garrafas impacta en el presupuesto de distintas áreas, puesto que es un problema que afecta tanto a comercio como a salud pública, por ejemplo su impacto en el comercio ganadero, desarrollo de tratamientos para combatir las infestaciones, investigación de su prevalencia e incidencia para determinar el riesgo de una población a contraer alguna enfermedad zoonótica y el tratamiento de personas enfermas debido a infecciones por garrafas (Dantas-Torres et al., 2012).

La babesiosis bovina es causada por especies de protozoos apicomplexa transmitidos por garrafas del género *Babesia* y está catalogada como una enfermedad de notificación obligatoria por la Organización Mundial de Sanidad Animal (World Organisation for animal health [WOAH], 2023). Las garrafas de la fiebre del ganado *Rhipicephalus (Boophilus) microplus* y *Rhipicephalus (Boophilus) annulatus* son dos de los vectores conocidos de *Babesia bovis* y *Babesia bigemina*, los agentes causantes de la babesiosis bovina, plagas invasoras del ganado en los Estados Unidos (EE. UU.) y México (Esteve-Gasent et al., 2020).

Como enfermedad animal transfronteriza, la babesiosis bovina, causada por las garrafas de la fiebre de ganado puede afectar el comercio internacional de este de manera considerable, puesto que se estima que alrededor del 75% de los hatos en México están en riesgo de contraer esta enfermedad (Esteve-Gasent et al., 2020).

La babesiosis bovina tiene etapas de infección aguda y persistente. La enfermedad aguda se caracteriza por anemia, fiebre, hemoglobinuria, letargo y anorexia, entre otras manifestaciones. Estos signos clínicos son comunes a las babesiosis causadas por especies distintas de *B. bovis* y *B. bigemina* que afectan al ganado y a otros animales domésticos, así como a los humanos. La gravedad de tales signos

clínicos depende de la dosis infectiva, la cepa de *Babesia*, el estado inmunológico, la edad, el genotipo del huésped y el estado de coinfección (Bock et al., 1999; Esteve-Gasent et al., 2020).

Se ha registrado una gran resistencia a diferentes acaricidas en diferentes regiones de México, (Esteve-Gasent et al., 2020), lo cual está generando una inversión económica que puede traducirse en pérdidas al tener tratamientos poco efectivos o de corta duración.

En 2016 se llevó a cabo una evaluación económica del control de garrapatas *Rhipicephalus microplus* en México, la cual reportó una reducción de 68.63 % por concepto de la compra de ixodicidas (Domínguez García et al., 2016). La extrapolación de estos datos a la ganadería nacional con un hato estimado en 30 millones de cabezas de ganado bovino, puede significar una pérdida que equivale a 12 mil 248 millones 994 mil 889 pesos mexicanos.

El hecho de que los esfuerzos tanto de investigación como de erradicación se concentren en *Rhipicephalus microplus*, abre un nicho de colonización para la garrapata multihospedera *Amblyomma mixtum* (DOF, 1994).

2.6.2 Incidencia de enfermedades transmitidas por garrapatas en México.

Las enfermedades zoonóticas son un problema de importancia crítica debido a que la incidencia y el costo de una enfermedad tienen un efecto directo en la economía, las actividades y la salud humana. De acuerdo al Instituto de Medicina (Institute of Medicine, 2009), los patógenos zoonóticos han causado más del 65% de las enfermedades infecciosas emergentes en las últimas seis décadas, con un costo estimado por arriba de los 20 miles de millones de dólares (World Bank, 2010; López-López, 2014).

Las garrapatas, como se ha mencionado anteriormente, son importantes vectores de enfermedades zoonóticas. En México hay una incidencia que va en aumento con respecto a enfermedades transmitidas por garrapatas en el área de salud pública, sin embargo hay pocos reportes donde se señale la incidencia y prevalencia, debido a problemas de detección en zonas endémicas (Álvarez- Hernández, 2010).

La Fiebre Manchada de las Montañas Rocosas (FMMR) es considerada una enfermedad reemergente en el norte del país desde el 2003, principalmente en el estado de Sonora, sin embargo, un monitoreo posterior indicó su extensión a la región sur de Coahuila en 2012 y hasta la fecha se siguen presentando casos de FMMR de forma endémica en estas regiones (Álvarez-Hernández, 2017). Esta enfermedad es causada por bacterias de la familia *Rickettsiae*, y en México su tasa de mortalidad dentro de los últimos 100 años ha mantenido un intervalo de entre el 30% y 80%. El vector de contagio de esta enfermedad es *Rhipicephalus sanguineus* (la garrapata café del perro) (Álvarez- Hernández, 2010).

La Enfermedad de Lyme es una afección bacteriana y multisistémica en pequeños y grandes mamíferos, ocasionada por *Borrelia burgdorferi*, y transmitida por garrapatas del género *Ixodes* (Dzul-Rosado et al., 2022). La presencia de esta

enfermedad había sido reportada como endémica en diferentes estados de la República entre 1998 y 2007 (Gordillo-Pérez et al., 1999 & Gordillo-Pérez et al., 2007), y en 2018 Gordillo- Pérez y colaboradores detectaron una prevalencia en pacientes infectados con *Borrelia burgdorferi*, del 27,7%, en una población con afecciones neuronales (Gordillo-Pérez et al., 2018), sugiriendo que la neuroborreliosis de Lyme es una enfermedad neurológica grave y frecuente en México.

Hay otras enfermedades emergentes que afectan a animales domésticos y son considerados como potenciales organismos zoonóticos, como la ehrlichiosis canina, una enfermedad transmitida por la garrapata *Rhipicephalus sanguineus* y causada por la rickettsia *Ehrlichia canis* y cuya prevalencia en el país ha ido en incremento desde su primer reporte en la década de los 90 (Nuñez-Ochoa, 2003). Se estima que en la actualidad, aproximadamente el 70% de los perros portadores de garrapatas están infectados con esta enfermedad, convirtiéndola en un foco de interés para la salud pública (Gutierrez et al., 2016).

2.7. Distribución.

En México se han reportado 77 especies de garrapatas, de las cuales 14 afectan la ganadería (SENASICA, 2015). *Rhipicephalus (Boophilus) microplus*, también conocida como la garrapata del ganado, es de particular importancia como plaga reconocida del ganado en América Latina y Australia, mientras que ha sido erradicada de los Estados Unidos desde la década de 1940 (Knolhoff y Onstad 2014). *Amblyomma cajennense sensu lato*, la garrapata de Cayena, es una garrapata portadora de patógenos prominente que se distribuye en las regiones Neártica y Neotropical del Nuevo Mundo, desde el sur de EE. UU. Texas y Florida) hasta el norte de Argentina (Estrada-Peña et al. 2004). Esta garrapata también es de gran importancia económica como plaga y está asociada con una amplia variedad de patógenos animales y humanos. *Amblyomma cajennense* se encuentra ampliamente distribuida en México, habiéndose reportado en 29 de 32 estados de México, y también es un importante vector de anaplasmosis y *Rickettsia* del grupo de las fiebres manchadas en la industria ganadera mexicana (de la Fuente et al., 2003; Pérez et al., 2014).

A continuación, se enlistan los reportes de la presencia de los géneros de garrapatas reportados por estados:

Tabla 2. Presencia de los géneros de garrapatas reportados por estados.

Presencia de garrapatas por estado en México		
Estado	Género y especie	Autor
Aguascalientes*	<i>Dermacentor albipictus</i>	Guzmán-Cornejo et al., 2016

Baja California*	<i>Amblyomma cajennense</i> S. L.	Guzmán-Cornejo y Robbins, 2010; Guzmán-Cornejo et al., 2011; Guzmán-Cornejo et al., 2016
	<i>Dermacentor albipictus</i>	
	<i>D. hunteri</i>	
	<i>D. parumpertus</i>	
	<i>D. variabilis</i>	
Baja California Sur	<i>Ixodes murreleti</i>	Guzmán-Cornejo y Robbins, 2010; Guzmán-Cornejo et al., 2011; Guzmán-Cornejo et al., 2016
	<i>I. pacificus</i>	
	<i>I. scapularis</i>	
	<i>Amblyomma cajennense</i> S. L.	
	<i>Dermacentor occidentalis</i> <i>D. parumpertus</i>	
Campeche	<i>Ixodes scapularis</i>	Guzmán-Cornejo y Robbins, 2010; Guzmán-Cornejo et al., 2011; Guzmán-Cornejo et al., 2016
	<i>Rhipicephalus</i> (<i>Boophilus</i> spp.) (parte norte declarada libre)	
	<i>Amblyomma cajennense</i> S. L.	
	<i>A. dissimile</i>	
	<i>A. imitator</i>	
	<i>A. maculatum</i>	
	<i>A. parvum</i>	
	<i>A. sabanerae</i>	
	<i>A. tuberculatum</i>	
	<i>Dermacentor albipictus</i> <i>D. nitens</i>	
Chiapas	<i>Ixodes scapularis</i>	Guzmán-Cornejo y Robbins, 2010; Guzmán-Cornejo et al., 2011; Guzmán-Cornejo et al., 2016
	<i>Rhipicephalus</i> (<i>Boophilus</i> spp.)	
	<i>Amblyomma auricularium</i>	
	<i>A. cajennense</i> S. L.	
	<i>A. coelebs</i>	

	<i>A. longirostre</i> <i>A. maculatum</i> <i>A. oblongoguttatum</i> <i>A. pacae</i> <i>A. ovale</i> <i>A. parvum</i> <i>A. pecarium</i> <i>A. rotundatum</i> <i>A. sabanerae</i> <i>Dermacentor albipictus</i> <i>D. andersoni</i> <i>D. dissimilis</i> <i>D. halli</i> <i>D. imitans</i> <i>D. latus</i> <i>D. nitens</i> <i>D. parumpertus</i> <i>D. variabilis</i> <i>Ixodes affinis</i> <i>I. bequaerti</i> <i>I. boliviensis</i> <i>I. luviae</i> <i>I. scapularis</i> <i>Rhipicephalus (Boophilus spp.)</i>	
Chihuahua	<i>Amblyomma cajennense S. L.</i> <i>A. elaphense</i> <i>A. maculatum</i> <i>Dermacentor albipictus</i> <i>D. nitens</i> <i>D. parumpertus</i> <i>D. variabilis</i>	Guzmán-Cornejo et al., 2011; Guzmán-Cornejo et al., 2016

	<i>Rhipicephalus (Boophilus spp.)</i> (Municipios: Morelos, Guadalupe y Calvo)	
Coahuila	<i>Amblyomma americanum</i> <i>A. cajennense S. L.</i> <i>A. imitator</i> <i>A. inornatum</i> <i>A. maculatum</i> <i>A. triste</i> <i>Dermacentor albipictus</i> <i>D. andersoni</i> <i>D. occidentalis</i> <i>D. parumpertus</i> <i>D. variabilis</i> <i>Ixodes augustus</i> <i>I. coneppati</i> <i>I. scapularis</i> <i>I. woodi</i> <i>Rhipicephalus (Boophilus spp.)</i>	Guzmán-Cornejo y Robbins, 2010; Guzmán-Cornejo et al., 2011; Guzmán-Cornejo et al., 2016
Colima	<i>Amblyomma. cajennense S. L.</i> <i>A. imitator</i> <i>Dermacentor nitens</i> <i>Ixodes scapularis</i> <i>Rhipicephalus (Boophilus spp.)</i>	Guzmán-Cornejo y Robbins, 2010; Guzmán-Cornejo et al., 2011; Guzmán-Cornejo et al., 2016
C.D. de México	<i>A. cajennense S. L.</i> <i>Dermacentor albipictus</i> <i>D. nitens</i> <i>D. parumpertus</i> <i>Ixodes brunneus</i> <i>Rhipicephalus (Boophilus spp.)</i>	Guzmán-Cornejo y Robbins, 2010; Guzmán-Cornejo et al., 2011; Guzmán-Cornejo et al., 2016

Durango	<i>Dermacentor albipictus</i> <i>D. nitens</i> <i>D. parumpertus</i> <i>D. variabilis</i>	Guzmán-Cornejo y Robbins, 2010; Castillo-Martínez et al., 2016; Guzmán-Cornejo et al., 2016
	<i>Ixodes scapularis</i>	
	<i>Rhipicephalus sanguineus</i>	
	<i>Rhipicephalus (Boophilus spp.)</i>	
Edo. De México	<i>Amblyomma cajennense S. L.</i>	Guzmán-Cornejo y Robbins, 2010; Guzmán-Cornejo et al., 2011; Guzmán-Cornejo et al., 2016
	<i>A. scutatum</i>	
	<i>Dermacentor albipictus</i> <i>D. nitens</i> <i>D. variabilis</i>	
	<i>Ixodes dampfi</i>	
	<i>I. tacitarius</i>	
	<i>Rhipicephalus (Boophilus spp.)</i>	
Guanajuato	<i>Amblyomma cajennense S. L.</i>	Guzmán-Cornejo y Robbins, 2010; Guzmán-Cornejo et al., 2011; Guzmán-Cornejo et al., 2016
	<i>A. coelebs</i>	
	<i>Dermacentor albipictus</i> <i>D. variabilis</i>	
	<i>Ixodes rubidus</i>	
	<i>I. tovari</i>	
	<i>Rhipicephalus (Boophilus spp.)</i>	
Guerrero	<i>Amblyomma cajennense S. L.</i>	Guzmán-Cornejo y Robbins, 2010; Guzmán-Cornejo et al., 2011; Guzmán-Cornejo et al., 2016
	<i>A. dissimile</i>	
	<i>A. imitator</i>	
	<i>A. parvum</i>	
	<i>A. scutatum</i>	
	<i>A. ovale</i>	
	<i>Dermacentor albipictus</i> <i>D. dissimilis</i>	

	<i>D. nitens</i>	
	<i>Ixodes boliviensis</i>	
	<i>I. guatemalensis</i>	
	<i>I. rubidus</i>	
	<i>I. spinapalpis</i>	
	<i>I. texanus</i>	
	<i>Rhipicephalus (Boophilus) spp.</i>	
Hidalgo	<i>Amblyomma cajennense S. L.</i>	Guzmán-Cornejo y Robbins, 2010; Guzmán-Cornejo et al., 2011; Guzmán-Cornejo et al., 2016
	<i>A. imitator</i>	
	<i>A. maculatum</i>	
	<i>Dermacentor albipictus</i>	
	<i>D. dissimilis</i>	
	<i>D. nitens</i>	
	<i>D. parumpertus</i>	
	<i>D. variabilis</i>	
	<i>Ixodes scapularis</i>	
	<i>Rhipicephalus (Boophilus) spp.</i>	
Jalisco	<i>Amblyomma cajennense S. L.</i>	Guzmán-Cornejo y Robbins, 2010; Guzmán-Cornejo et al., 2011; Guzmán-Cornejo et al., 2016
	<i>A. coelebs</i>	
	<i>A. dissimile</i>	
	<i>A. rotundatum</i>	
	<i>A. imitator</i>	
	<i>A. inornatum</i>	
	<i>A. parvum</i>	
	<i>A. ovale</i>	
	<i>Dermacentor albipictus</i>	
	<i>D. halli</i>	
	<i>Ixodes scapularis</i>	
	<i>I. sinaloa</i>	

	<i>Rhipicephalus</i> (<i>Boophilus</i> spp.)	
Michoacán	<i>Amblyomma auricularium</i>	Guzmán-Cornejo y Robbins, 2010; Guzmán-Cornejo et al., 2011; Guzmán-Cornejo et al., 2016
	<i>A. cajennense</i> S. L.	
	<i>A. dissimile</i>	
	<i>A. inornatum</i>	
	<i>A. rotundatum</i>	
	<i>A. scutatum</i>	
	<i>Dermacentor nitens</i>	
	<i>Ixodes mexicanus</i>	
	<i>I. tacitarius</i>	
	<i>Rhipicephalus</i> (<i>Boophilus</i> spp.)	
Morelos	<i>Amblyomma cajennense</i> S. L.	Guzmán-Cornejo y Robbins, 2010; Guzmán-Cornejo et al., 2011; Guzmán-Cornejo et al., 2016
	<i>A. inornatum</i>	
	<i>A. scutatum</i>	
	<i>Ixodes cuernavacensis</i>	
	<i>I. spinipalpis</i>	
	<i>I. woodi</i>	
	<i>Rhipicephalus</i> (<i>Boophilus</i> spp.)	
Nayarit	<i>Amblyomma cajennense</i> S. L.	Guzmán-Cornejo y Robbins, 2010; Guzmán-Cornejo et al., 2011; Guzmán-Cornejo et al., 2016
	<i>A. dissimile</i>	
	<i>A. imitator</i>	
	<i>A. inornatum</i>	
	<i>A. maculatum</i>	
	<i>A. parvum</i>	
	<i>A. auricularium</i>	
	<i>Dermacentor albipictus</i>	
	<i>Ixodes boliviensis</i>	

	<i>I. sinaloa</i>	
	<i>Rhipicephalus (Boophilus spp.)</i>	
Nuevo León	<i>Amblyomma americanum</i>	Guzmán-Cornejo y Robbins, 2010; Guzmán-Cornejo et al., 2011; Guzmán-Cornejo et al., 2016
	<i>A. cajennense S. L.</i>	
	<i>A. imitator</i>	
	<i>A. inornatum</i>	
	<i>A. maculatum</i>	
	<i>Dermacentor albipictus</i>	
	<i>D. dissimilis</i>	
	<i>D. variabilis</i>	
	<i>Ixodes dentatus</i>	
	<i>I. scapularis</i>	
	<i>I. texanus</i>	
	<i>I. tovari</i>	
Oaxaca	<i>Rhipicephalus annulatus</i>	Guzmán-Cornejo y Robbins, 2010; Guzmán-Cornejo et al., 2011; Guzmán-Cornejo et al., 2016
	<i>R. sanguineus</i>	
	<i>Rhipicephalus (Boophilus spp.)</i>	
	<i>Amblyomma cajennense S. L.</i>	
	<i>A. dissimile</i>	
	<i>A. inornatum</i>	
	<i>A. oblongoguttatum</i>	
	<i>A. sabanerae</i>	
	<i>A. scutatum</i>	

	<i>Ixodes boliviensis</i>	
	<i>I. scapularis</i>	
	<i>Rhipicephalus (Boophilus) spp.</i>	
Puebla	<i>Amblyomma cajennense S. L.</i>	Guzmán-Cornejo y Robbins, 2010; Guzmán-Cornejo et al., 2011; Guzmán-Cornejo et al., 2016
	<i>A. imitator</i>	
	<i>A. inornatum</i>	
	<i>A. maculatum</i>	
	<i>A. ovale</i>	
	<i>Dermacentor albipictus</i>	
	<i>D. dissimilis</i>	
	<i>D. nitens</i>	
	<i>D. variabilis</i>	
Querétaro	<i>Ixodes eadsi</i>	Guzmán-Cornejo et al., 2011; Guzmán-Cornejo et al., 2016
	<i>Rhipicephalus (Boophilus) spp.</i>	
Quintana Roo	<i>Amblyomma cajennense S. L.</i>	Guzmán-Cornejo y Robbins, 2010; Guzmán-Cornejo et al., 2011; Guzmán-Cornejo et al., 2016
	<i>A. imitator</i>	
	<i>A. sabanerae</i>	
	<i>A. ovale</i>	
	<i>A. tuberculatum</i>	
	<i>Dermacentor albipictus</i>	
	<i>D. nitens</i>	
	<i>Ixodes boliviensis</i>	
	<i>I. scapularis</i>	

	<i>Rhipicephalus</i> (<i>Boophilus</i> spp.)	
San Luis Potosí	<i>Amblyomma cajennense</i> S. L. <i>A. imitator</i> <i>A. ovale</i> <i>A. maculatum</i> <i>Dermacentor albipictus</i> <i>D. halli</i> <i>D. nitens</i> <i>D. parumpertus</i> <i>D. variabilis</i> <i>Ixodes scapularis</i> <i>Rhipicephalus</i> (<i>Boophilus</i> spp.)	Guzmán-Cornejo y Robbins, 2010; Guzmán-Cornejo et al., 2011; Guzmán-Cornejo et al., 2016
Sinaloa	<i>Amblyomma auricularium</i> <i>A. cajennense</i> S. L. <i>A. imitator</i> <i>A. inornatum</i> <i>A. maculatum</i> <i>A. oblongoguttatum</i> <i>Dermacentor dissimilis</i> <i>D. halli</i> <i>D. nitens</i> <i>D. occidentalis</i> <i>Ixodes sinaloa</i> <i>Rhipicephalus</i> (<i>Boophilus</i> spp.)	Guzmán-Cornejo y Robbins, 2010; Guzmán-Cornejo et al., 2011; Guzmán-Cornejo et al., 2016
Sonora*	<i>Amblyomma cajennense</i> S. L. <i>A. inornatum</i> <i>A. maculatum</i> <i>A. triste</i> <i>Dermacentor albipictus</i> <i>D. hunteri</i> <i>D. parumpertus</i>	Guzmán-Cornejo et al., 2011; Guzmán-Cornejo et al., 2016

	<i>D. variabilis</i>	
Tabasco	<i>Amblyomma auricularium</i>	Guzmán-Cornejo y Robbins, 2010; Guzmán-Cornejo et al., 2011; Guzmán-Cornejo et al., 2016
	<i>A. cajennense S. L.</i>	
	<i>A. inornatum</i>	
	<i>A. maculatum</i>	
	<i>A. oblongoguttatum</i>	
	<i>A. ovale</i>	
	<i>A. parvum</i>	
	<i>A. pecarium</i>	
	<i>Dermacentor albipictus</i>	
	<i>D. nitens</i>	
Tamaulipas	<i>Ixodes loricatus</i>	Guzmán-Cornejo y Robbins, 2010; Guzmán-Cornejo et al., 2011; Guzmán-Cornejo et al., 2016
	<i>I. luciae</i>	
	<i>Rhipicephalus (Boophilus) spp.</i>	
	<i>Amblyomma americanum</i>	
	<i>A. auricularium</i>	
	<i>A. cajennense S. L.</i>	
	<i>A. dissimile</i>	
	<i>A. imitator</i>	
	<i>A. inornatum</i>	
	<i>A. maculatum</i>	
	<i>A. ovale</i>	
	<i>A. parvum</i>	

	<i>Ixodes scapularis</i>	
	<i>I. tamaulipas</i>	
	<i>I. woodi</i>	
	<i>Rhipicephalus (Boophilus spp.)</i>	
Tlaxcala*	<i>Dermacentor variabilis</i>	Guzmán-Cornejo et al., 2016
Veracruz	<i>Amblyomma cajennense S. L.</i>	Guzmán-Cornejo y Robbins, 2010;
	<i>A. calcaratum</i>	Guzmán-Cornejo et al., 2011;
	<i>A. dissimile</i>	Guzmán-Cornejo et al., 2016
	<i>A. imitator</i>	
	<i>A. inornatum</i>	
	<i>A. longirostre</i>	
	<i>A. maculatum</i>	
	<i>A. nodosum</i>	
	<i>A. ovale</i>	
	<i>A. scutatum</i>	
	<i>Dermacentor albipictum</i>	
	<i>D. dissimilis</i>	
	<i>D. halli</i>	
	<i>D. nitens</i>	
	<i>Ixodes boliviensis</i>	
	<i>I. cookei</i>	
	<i>I. guatemalensis</i>	
	<i>I. luciae</i>	
	<i>I. spinipalpis</i>	
	<i>I. tacitarius</i>	
	<i>Rhipicephalus (Boophilus spp.)</i>	
Yucatán	<i>Amblyomma cajennense S. L.</i>	Guzmán-Cornejo y Robbins, 2010;
	<i>A. dissimile</i>	Guzmán-Cornejo et al., 2011;
		Guzmán-Cornejo et al., 2016

	<i>A. imitator</i> <i>A. inornatum</i> <i>A. parvum</i> <i>A. rotundatum</i> <i>A. sabanerae</i> <i>A. tuberculatum</i> <i>Dermacentor albipictus</i> <i>D. halli</i> <i>D. nitens</i> <i>D. variabilis</i> <i>Ixodes affinis</i> <i>Rhipicephalus (Boophilus spp.)</i>	
Zacatecas	<i>Amblyomma cajennense S. L.</i> <i>A. imitator</i> <i>A. inornatum</i> <i>A. maculatum</i> <i>Dermacentor albipictus</i> <i>D. variabilis</i> <i>Rhipicephalus (Boophilus spp.)</i>	Guzmán-Cornejo et al., 2011; Guzmán-Cornejo et al., 2016
No descrito	<i>Amblyomma humerale</i> <i>A. multipunctum</i> <i>A. nodosum</i> <i>A. tigrinum</i> <i>A. varium</i>	Guzmán-Cornejo et al., 2011;

2.8. *Amblyomma*

Las garrapatas del género *Amblyomma* atacan fundamentalmente al ganado bovino, pero tienen una amplia especificidad, puesto que pueden parasitar casi a cualquier especie, habiendo reportes en ganado ovino, mamíferos domésticos y salvajes, reptiles y aves domésticas y silvestres (Guzmán, et al. 2011; Arana, et al. 2015). *Amblyomma* incluye varias especies de garrapatas muy bien adaptadas al

continente americano. Guglielmone y Nava (2006) mencionan que este género incluye 130 especies, de las cuales el 50% se concentra en el Neotrópico.

Amblyomma ha sufrido reubicaciones filogenéticas a lo largo del tiempo respecto a sus especies, especialmente *A. mixtum*, puesto que originalmente fue descrita por Koch en 1844 y en 1899 y tomada como sinónimo de *A. cajennense* por Neuman (Almazán et al., 2015), por lo que toda la información del siglo pasado, hasta inicios del presente siglo se refieren a la garrapata *A. mixtum* prevalente en el continente americano como *A. cajennense s. l.*.

Gracias a lo anteriormente reportado, se sabe que *A. mixtum* tiene una distribución desde el sur de Texas (EUA) hasta Ecuador (Estrada-Peña, 2013), por lo que es la garrapata del género *Amblyomma* que se localiza parasitando comúnmente a los bovinos y equinos de las zonas tropicales de México y a la que el personal que realiza las actividades propias de la ganadería se ve expuesto con frecuencia.

El ciclo biológico de *A. cajennense s.l.* (*A. mixtum*) consta de tres hospederos, pudiendo parasitar al hombre, situación que hace más complejo su control (Nava et al., 2014).

Los artículos sobre incidencia de garrapatas reportan *A. cajennense S.L.* en 29 de los 32 estados de la República Mexicana (**Tabla 2, Figura 4**).

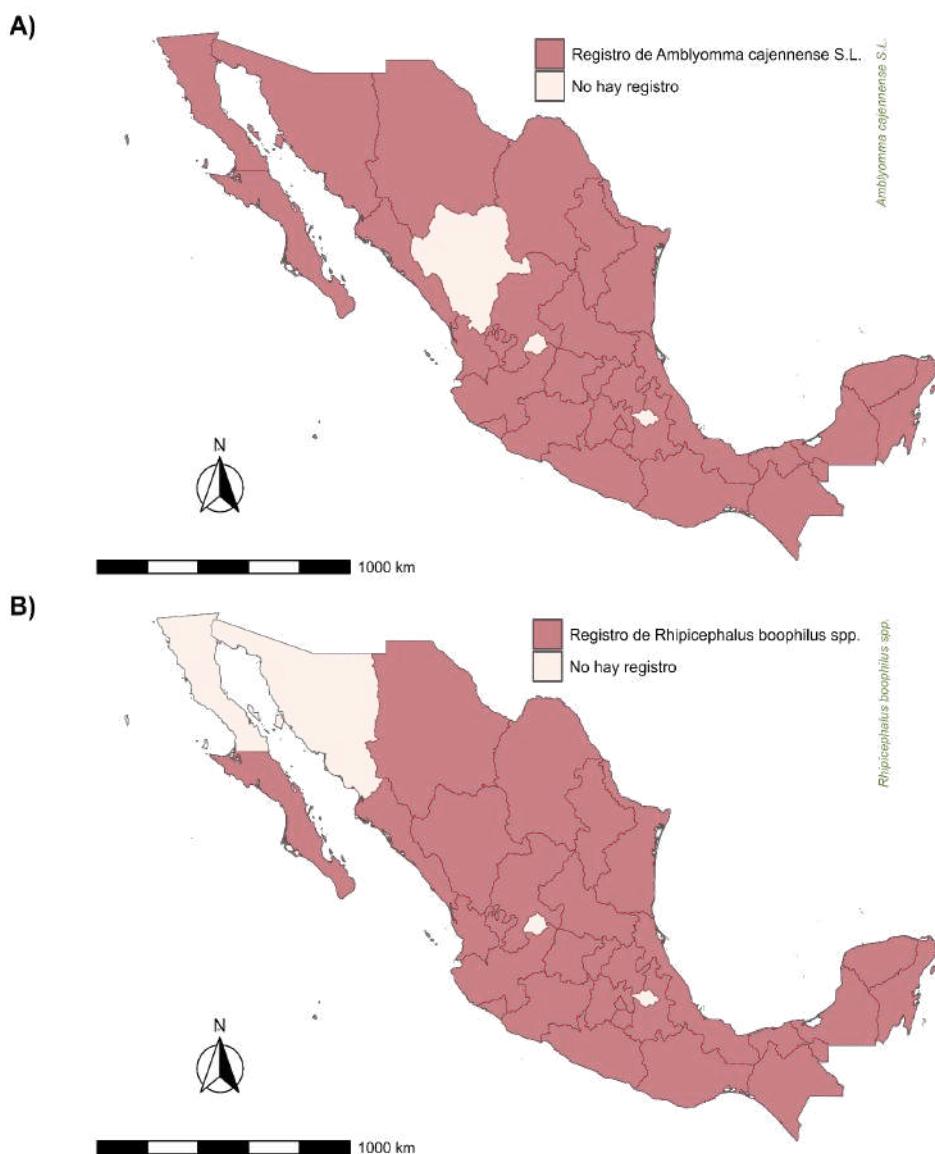


Figura 4. Presencia de *A. cajennense* comparada con *Rhipicephalus (Boophilus) microplus* en la República Mexicana.

El siguiente mapa fue realizado con base en la documentación de los especímenes reportada en la “Tabla 2” y marca los estados de la república mexicana donde se ha registrado la presencia de *Amblyomma cajennense* S.L. (A), comparado con los estados donde se ha registrado la presencia de *Rhipicephalus boophilus* spp. (B), considerado el ectoparásito más importante en áreas de explotación pecuaria, tanto en regiones tropicales como subtropicales, y el principal transmisor de agentes patógenos para los bovinos (Athayde et al., 2001). Imagen realizada en **Rstudio** por Perla Rodríguez con base en los datos registrados de la **Tabla 2**.

Como podemos observar *A. cajennense* solo se encuentra ausente en Aguascalientes, Durango y Tlaxcala, es decir que está presente en 29 de los 32

estados de la república mexicana (el 90.6 % del territorio mexicano), comparado con *Rhipicephalus (Boophilus) spp* presente en 28 de los 32 estados de la república (Ausente en Aguascalientes, Baja California, Sonora y Tlaxcala).

El hecho de ser la segunda garrapata cosmopolita de importancia económica y médica la vuelve un objetivo de estudio de relevancia inmediata.

2.8.1 Características morfológicas de *Amblyomma mixtum*.

Entre los caracteres morfológicos del *Amblyomma cajennense* (s. l.) o *A. mixtum*, destaca lo siguiente (Guzmán-Cornejo et al., 2011): palpos largos, el segundo artejo más largo que ancho, generalmente ornamentado. El escudo ventral puede estar presente y extenderse más allá del margen posterior de los festones del macho.



Figura 5. Vista dorsal de *A. cajennense* (s. l.) macho.

Claves para la identificación de machos: El macho de *Amblyomma cajennense* s. l. dorsalmente presenta el escudo cubriendo en su totalidad el idiosoma, con abundantes dibujos ornamentales en color pálido, que irradian más o menos desde el centro hacia los extremos, al igual que en la parte central de los festones, dando la apariencia de ser angostos (Figura 5) (Fotografía original).



Figura 6. Vista dorsal de *A. cajennense* (s. l.) hembra.

Claves para la identificación de hembras: La hembra de *Amblyomma cajennense* s. l. dorsalmente presenta un escudo triangular generalmente un poco más ancho que largo, algunas veces la longitud y anchura son iguales, además presenta abundantes y pálicos dibujos ornamentales extendidos por toda la superficie del escudo, los festones presentan unos tubérculos muy esclerosados en el ángulo interno a excepción del festón central (Figura 6) (Fotografía original).

2.8.2 Hospedantes de *Amblyomma mixtum*

La distribución geográfica de las diferentes especies de garrapatas está generalmente determinada por la presencia de los hospedantes (Guzmán-Cornejo

et al., 2011). *A. cajennense s. l.* es una garrapata de tres hospedantes, siendo los équidos y bovinos los principales mamíferos encargados de mantener la presencia de esta garrapata en diferentes ambientes (Labruna et al., 2002). Sin embargo, este artrópodo ha sido encontrado, principalmente los estadios no adultos, en una gran variedad de animales incluidos los de vida libre, aves y humanos (Lopes et al., 1998; Rojas et al., 1999; Romero-Castañón et al., 2008).

Las garrapatas adultas prefieren localizarse sobre las patas y el abdomen en los bovinos, por otro lado, en los équidos todos los estadios pueden ser localizados en las orejas y en otras cavidades naturales, flancos, nuca y crin (Oliveira et al., 2003).

2.8.3 *Amblyomma mixtum* como vector de enfermedades

La presencia de los patógenos en el vector y reservorios es un indicador de riesgo de exposición de la población humana por lo que estas enfermedades están relacionadas con las características ecológicas de cada región (Tinoco et al., 2009).

El papel de *A. mixtum* como vector de enfermedades no ha sido estudiado a profundidad, aunque en estudios anteriores Schulze y colaboradores (1984) mencionaron que las garrapatas de género *Amblyomma* pueden considerarse como vector potencial de *Borrelia* en América del Sur y México, sin embargo, no fue hasta 2018 donde Solis-Hernández y colaboradores detectaron la presencia de genes pertenecientes a *Borrelia burgdorferi sensu lato* en garrapatas de la especie *A. mixtum* colectadas de perros, a pesar de ello no se ha confirmado como vector competente.

El problema evidente con esta garrapata es que a pesar de su amplia distribución a nivel mundial y su creciente importancia económica, las investigaciones sobre su comportamiento en animales hospedantes y enfermedades transmisibles son poco estudiadas.

2.8.4 Ciclo de vida de *A. mixtum*

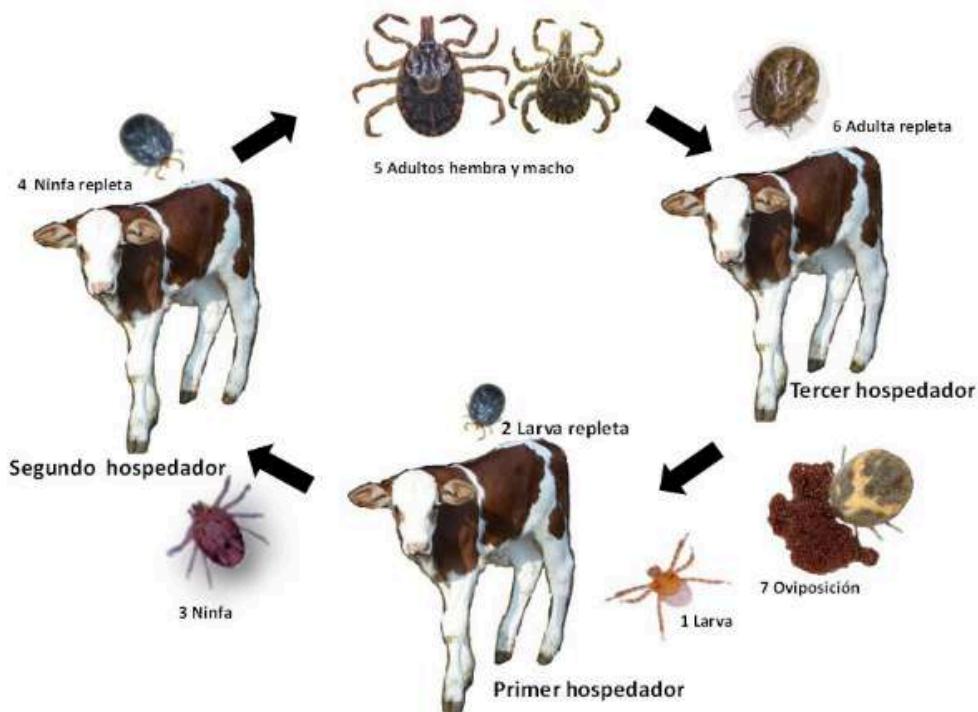


Figura 7. Ciclo de vida de *Amblyomma mixtum*. Imagen tomada de Almazán et al., 2016.

Luego de la oviposición de los huevos y la muerte de la hembra los huevos eclosionan a larvas que requieren alimentarse, anclándose a un primer hospedante para su repleción. Luego de la repleción, que toma de 4 a 6 días, las larvas caen al suelo para mudar a ninfas (lo cual toma un periodo de 21 a 30 días). Las ninfas después buscan un segundo hospedero para alimentarse y poder mudar a su estadio adulto (Lo cual toma entre 28 y 30 días). Finalmente se da la repleción de los adultos (de 7 a 12 días) y caen al suelo para llevar a cabo la oviposición (25 a 29 días). La incubación de los huevos se lleva a cabo en el suelo durante 8 a 12 días para finalizar con la eclosión de larvas. En condiciones ambientales adecuadas y disponibilidad de hospedantes, el ciclo biológico completo se desarrolla en 133 a 193 días.

2. 9. Sistemas de reproducción y su importancia.

En las garrapatas, todas las etapas de desarrollo (excepto el huevo) son hematófagas, y alimentarse de sangre cuando se unen a sus huéspedes vertebrados es esencial para completar con éxito su ciclo de vida (Almazán et al., 2018).

Para llevar a cabo cualquier tipo de investigación sobre estos ectoparásitos de importancia económica y salud pública se requiere, como en cualquier diseño experimental, la formulación de hipótesis estadísticas (Kirk, 1972), que puedan ser refutadas o aceptadas a través de los datos de experimentación obtenidos.

Para la obtención de estos datos son necesarias diversas réplicas, tratamientos y/o hipótesis, siendo necesario contar con varios ejemplares, por lo que la disposición de estos parásitos en sus diferentes estadios es fundamental para obtener resultados significativos (Bunge, 1970).

2.9.1 Métodos de captura

Para la obtención de ejemplares existen varios métodos respecto a los sistemas de recolección y/o reproducción de garrapatas. Los métodos de captura o colecta de garrapatas se emplean muchas veces con el propósito de realizar estudios de incidencia o vigilancia epidemiológica, así como también para medir estacionalidad o abundancia relativa (Aguilar-Domínguez, 2018; Molina-Garza & Galaviz-Silva, 2019).

Estos métodos suelen clasificarse en 3 grupos (Tae Chong et al., 2013; Aguilar-Domínguez, 2018):

a) **Métodos de captura pasivos o por contacto directo:** Son métodos con el objetivo de recolectar garrapatas sin repletar, buscando a los ejemplares que se encuentran en la superficie, al acecho de su siguiente hospedador.

Se considera que estos métodos tienen una eficiencia de captura del 8 % de la población de garrapatas presentes en el área de muestreo (Sonenshine, 1998). Sus ventajas están representadas por la simplicidad del método y la posibilidad de calcular la abundancia de garrapatas por unidad de tiempo o superficie. Por otro lado, como principal desventaja existe la dificultad en la captura de varios estadios de garrapata (Aguilar-Domínguez, 2018).

b) **Métodos de atracción a distancia:** Son dispositivos que atraen a los ejemplares, el más utilizado es la trampa de dióxido de carbono, la cual atrae a las garrapatas que se encuentran a distancias de varios metros, desde 1 m para las ninfas hasta 3.5 m para los adultos (Gray, 1985b).

Sin embargo, no todas las especies o estadios de ciertas especies de garrapatas responden activamente al estímulo del dióxido de carbono, además existen dificultades de tipo logístico (fabricación de las trampas, transporte hasta el lugar de muestreo o disponibilidad de la nieve carbónica) que conlleva su uso (Aguilar-Domínguez, 2018).

c) **Métodos de recolección directa de hospederos fijadas en animales:** Estos métodos consisten en desprender a las garrapatas del hospedero, luego de realizar un previo análisis visual y palpatorio manual, que determinará el tamaño y porcentaje de ingurgitación de las **teológinas** (hembras repletas) (Rodríguez et al., 2021).

2.9.2 Métodos de alimentación y colecta

Se han desarrollado cápsulas de alimentación in vitro en conejos y ratones (Almazán et al., 2018, Nuss et al., 2017) y a pesar de los buenos resultados de

estos métodos, el número de obtención de garrapatas sigue siendo muy limitado debido al tamaño del animal hospedero, puesto que se requiere de muchas más réplicas para obtener grandes cantidades de garrapatas.

Por otro lado, buscando el sustituir a los animales para experimentación, se han desarrollado algunos protocolos y métodos para la alimentación in vitro con sangre artificial para las garrapatas (Kröber et al., 2007; Bonnet & Liu, 2012), sin embargo, estos métodos presentan problemas para poder desarrollar todos sus estadios, debido a las limitantes fisiológicas de los ambientes controlados, reduciendo significativamente el número de ejemplares recuperados y que se mantienen viables.

III. Justificación

Existen reportes de la coexistencia de *A. mixtum* con *R. microplus* (*Boophilus microplus*) (Cárdenas, 2021), y considerando que la mayoría de las investigaciones en erradicación de ectoparásitos se enfocan en la segunda especie, como se observa en el “Acuerdo por el que se establece la Campaña Nacional para el control de la garrapata *Boophilus spp.*” (DOF, 1994), se deja un nicho abierto a *A. mixtum* como parásito principal y potencial vector de enfermedades debido a su capacidad multi hospedera: parásita rumiantes (bovino, cabras, borregos), équidos, animales de compañía (perros) y fauna silvestre (cocodrilos, pecarís, tortugas, venado cola blanca y el ciervo común) (Rodríguez-Vivas et al., 2016; Bravo-Ramos et al., 2022). Razón por la cual, la investigación de esta especie resulta de vital importancia en la búsqueda de su control y erradicación de sus enfermedades transmisoras. Por otro lado, el establecimiento de colonias de garrapatas en el laboratorio es fundamental en la investigación, puesto que es gracias a ello que podemos tener una correcta identificación de la especie y su ciclo evolutivo, poder comparar la diferencia entre el comportamiento en campo y en laboratorio e identificar a través del aislamiento, la transmisión de microorganismos; además de ser una herramienta indispensable para conservar líneas susceptibles a diferentes acaricidas con fines experimentales (López V G, s.f.). Por lo que una metodología eficiente para aislar y mantener colonias de garrapatas facilita las investigaciones concurrentes sobre estos ectoparásitos.

Una de las especies de ganado más susceptibles a las garrapatas es *Bos taurus taurus* (Pipper et al., 2009), debido a sus diferencias genéticas con la raza *Bos indicus*, por lo que proponemos el uso de este modelo animal para poder recuperar la mayor cantidad de garrapatas con el uso de menor número de animales para la infestación.

IV. Objetivo

Desarrollar un protocolo de incubación y recolección de garrapatas basado en una cápsula como método de contención para completar el ciclo de vida de la garrapata multi hospedera *Amblyomma mixtum*, en un modelo bovino, con el fin de aumentar

la eficiencia de recolección de garrapatas y el posterior mantenimiento de estos parásitos en condiciones de laboratorio.

Objetivos específicos.

1. Lograr completar todas las fases de desarrollo del ciclo reproductivo de *A. mixtum* en el animal hospedante (*Bos taurus taurus*).
2. Reportar porcentajes de recuperación y eclosión de *A. mixtum* en todas sus fases de desarrollo.

V. Hipótesis

Hipótesis: El método de cápsula de contención nos permite completar el desarrollo del ciclo de vida de *A. mixtum* en un modelo bovino.

VI. Consideraciones bioéticas

Se ha demostrado que los bovinos resistentes a infestaciones muestran una neutralización por parte de sus anticuerpos hacia las proteínas salivales de las garrapatas involucradas en el parasitismo, lo cual les resulta esencial para controlar dichas infestaciones (García et al., 2017). Lo anterior es motivo de que el desarrollo de ciertas vacunas o investigaciones inmunológicas requieran de garrapatas que se alimenten y completen su ciclo de vida en el hospedero de interés, por lo que la colecta de un mayor número de garrapatas en una sola infestación en el hospedero objetivo y con un óptimo almacenamiento facilita las investigaciones concurrentes sobre estos parásitos específicamente en la especie en la que se quiere erradicar el problema.

El uso del yugo y la inmovilización son estrictamente necesarios para esta investigación, debido a que el objetivo del proyecto es aumentar la eficiencia de recolección de garrapatas con un método favorable para un elevado número de recuperación de ejemplares con el menor requerimiento de hospederos. Debido a lo anterior, el posicionamiento de los parches en el lomo del animal fue necesario, puesto que es la zona con mayor espacio y accesibilidad. Si suspendiésemos la inmovilización, el animal buscaría la forma de rascarse la zona de inoculación, de forma que arrancaría el parche y tendríamos una pérdida de los ejemplares, por lo que el objetivo del proyecto no podría cumplirse.

La bioseguridad animal incluye todas las medidas adoptadas para identificar, contener, prevenir y erradicar infecciones conocidas o desconocidas que pueden causar enfermedad o alterar las respuestas fisiológicas y conductuales o de otro modo hacer los animales inadecuados para la investigación (“GUIDE FOR THE CARE AND USE OF LABORATORY ANIMALS, 2011). En nuestro caso, al realizar la incubación de ectoparásitos, debemos seguir los lineamientos especificados para limitar la exposición de los animales a los agentes de enfermedades infecciosas, lo

cual requiere la consideración del lugar donde se aislará al animal y las prácticas operativas. El uso de las cápsulas y la inmovilización para evitar su desprendimiento nos ayudó a asegurar este lineamiento.

Los animales permanecieron inmovilizados únicamente durante el periodo de alimentación de las garrapatas, marcado en amarillo en el “cronograma de infestación” (ANEXO 1). La primera y segunda etapa de inmovilización duró 6 días para que la mayor cantidad de garrapatas ingurgitadas cayeran en el parche. Durante este periodo el animal tuvo agua ilimitada y comida diaria. El animal fue alojado en la nave experimental de Infectómica Animal (NINFA), donde se disminuyeron los cambios de temperatura ambiental en busca de disminuir el estrés. Posteriormente fue trasladado a un corral de descanso (sin ningún tipo de inmovilización) hasta el siguiente periodo de infestación (ANEXO 1).

La tercera y última infestación necesitó 12 días de inmovilización del animal, puesto que es el periodo que requiere la repleción de *A. mixtum* en estado adulto para llevar a cabo la oviposición. De igual forma, al finalizar la recolección de los parches el animal fue llevado a un corral de descanso y recibió dos baños de garrapaticidas para proceder a su reintegración a los corrales comunitarios.

Las zonas de contención se planearon con el objetivo de satisfacer todas las necesidades del animal en un entorno limpio y cómodo, proporcionando a los animales un monitoreo diario por el veterinario encargado. No estuvieron completamente inmovilizados, tenían la posibilidad de echarse y acostarse, el yugo sólo impidió que el animal arrancase el parche

Debido al espacio de la NINFA con la que cuenta las instalaciones de la Universidad autónoma de Querétaro (UAQ), y donde se llevó a cabo la infestación, es difícil añadir infraestructura más allá de la señalada anteriormente, sin embargo, para disminuir la incomodidad y estrés, los animales en esta etapa, fueron paseados por los alrededores de la NINFA con acompañamiento 3 veces a la semana, durante un periodo de 1 hora.

6.1. Justificación del método de inmovilización.

Se realizó la investigación de la normatividad requerida para la técnica de inmovilización que pretendemos usar, encontrando “**GUIDE FOR THE CARE AND USE OF LABORATORY ANIMALS Eighth Edition.**”, la cual es una guía de reglamentación internacional que pretende establecer normas éticas durante el uso de animales para investigación. Esta documentación abarca las pautas desde la elección del tipo de animal que fue utilizado, las políticas, responsabilidades y recomendaciones del espacio requerido para la estancia del animal y procedimientos, el acondicionamiento necesario según la especie y las reglamentaciones según el tipo de procedimiento que será aplicado al animal.

En el apartado 4: BIOSEGURIDAD DEL ANIMAL, se menciona: “Los puntales en forma de yugo para los animales de granja, deben usarse cuando sean compatibles con los objetivos del protocolo”, lo cual está justificado para el objetivo de nuestra investigación.

En la sección “Species-Specific References—Environment, Housing, and Management” se referencian guías de buena praxi específicamente para ganado vacuno, donde se mencionan las necesidades físicas para evitar el estrés en el animal de estudio y se hace énfasis en las consideraciones a tomar en cuenta si los objetivos de la investigación requieren ataduras “estas deben ser lo suficientemente largas para permitir que el animal sea capaz de ponerse de pie y acostarse de manera cómoda, defecar lejos del espacio de contención, y atender otras necesidades fisiológicas”. (**Reinhardt & Reinhardt, 2002**).

En caso de haberse observado lesiones o enfermedades asociadas con la restricción de movimiento establecimos en el protocolo el brindar atención médica veterinaria, por lo que el médico veterinario se encargó de monitorear al animal diariamente, reportando su estado en el checklist realizado (ANEXO 3). La presencia de lesiones, enfermedades o cambios de conducta severos a menudo necesitan la remoción, temporal o permanente, del animal de la restricción.

Se consideró que si los animales llegasen a presentar signos medios o severos de estrés o lesiones durante el procedimiento o monitoreo, el médico determinaría las acciones a llevar a cabo en cuestiones físicas y se procedería al retiro de la cápsula, el baño con garrapaticida y su reintegración a los corrales comunes, descartando al ejemplar como sujeto de investigación.

VII. Metodología

7.1 Aprobación por el Comité de Bioética de los experimentos y procedimientos realizados

Durante el desarrollo de la presente tesis fueron previamente revisados y aprobados por el Comité de Bioética de la Facultad de Ciencias Naturales de la Universidad Autónoma de Querétaro, otorgando al proyecto el número de aprobación: 050FCN2023.

NOTA: Los bovinos de este estudio se mantuvieron en un corral de confinamiento (NINFA) durante el tiempo señalado en los cronogramas de infestación (Tres períodos de una y dos semanas). Ver el ANEXO 1.

Trabajamos con dos bovinos de raza *Bos taurus taurus* de 6 meses, los cuales se colocaron en una jaula limitando el movimiento de la cabeza a su cuarto caudal, para evitar que el animal separara la cápsula (Figura 8).



Figura 8. Bovino usado para infestación ubicado en la ninfa con el yugo puesto. Fotografía original.

Como se puede observar el animal mantiene la capacidad de movimiento y el espacio le permite acostarse y levantarse, simplemente impide que su cabeza alcance a lamer las zonas donde colocaremos los parches.

1. Preparación de las cápsulas

- 1.1. Cortamos los botes de plástico a una altura de 4 cm considerando la tapa (Figura 9.1)
- 1.2. Formamos un tubo de tela de algodón del tamaño de la circunferencia del bote plástico (Figura 9.2).
- 1.3. Se pegó de al menos 2 cm evitando dejar espacios sin pegamento, para evitar la salida de las garrapatas. Es necesario dejar libres con una circunferencia de al menos 5 cm de tela de algodón libre para adherirse al cuerpo del bovino (Figura 9.4a, b, c).

Figura 9. Preparación de cápsula

Figura 9.1



Figura 9.2

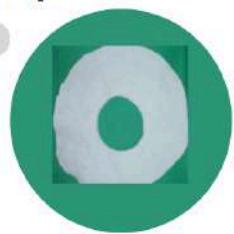


Figura 9.3

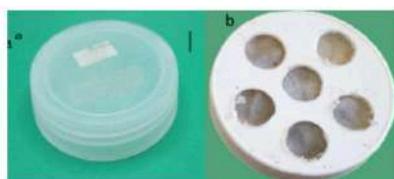


Figura 9.4



Figura 9. Preparación de cápsula. Imagen original.

NOTA: Para permitir la transpiración y que las garrapatas no se vean afectadas por el exceso de humedad, es recomendable perforar la tapa dejando la circunferencia, y cubrir el agujero pegando tela de red. Sin embargo, en caso de estar en la estación seca en un clima con poca humedad, puede ser deseable la humedad que acumule formando un microclima con condiciones favorables (Figura 9.3).

NOTA 2: Se colocaron 2 cápsulas en cada uno de los bovinos.

2. Preparación del bovino para la infestación

2.1. Rasuramos el área donde se colocó la cápsula utilizando una navaja de 1.5 mm (Figura 10)



Figura 10. Rasurado con navaja de 1.5 mm. Fotografía original.

2.2. Rasuramos la circunferencia donde se pegará la tela de la cápsula utilizando una navaja de 2 mm (Figura 11), o en su defecto con navaja de afeitar. Esto para asegurar que la tela se adhiere directamente a la piel.

NOTA: Para facilitar esto, primero se presenta la cápsula en el punto donde se va a adherir y se traza de manera imaginaria la circunferencia.



Figura 11. Rasurado con navaja de 11 mm. Fotografía original.

2.3. Se colocó una capa de pegamento de látex no tóxico en la circunferencia de la tela de la cápsula y en la circunferencia de la piel que se rasuró en el paso anterior y esperamos de 45 a 60 segundos.(Figura 12)



Figura 12. Colocación del pegamento de látex en la circunferencia de la tela de la cápsula que será pegada al animal. Fotografía original.

2.4. Adherimos la cápsula a la piel haciendo presión uniforme durante 180 s y evitando que se formen pliegues o espacios sin adherirse de modo que quede completamente sellado y evitar así el escape de las garrapatas, principalmente las larvas (Figura 13 y 13.1).

NOTA: Si se identifican regiones que no se han adherido, con ayuda de una espátula, se coloca pegamento y se vuelve a presionar durante 180 s hasta asegurarse que no hay ningún espacio entre la tela de algodón y la piel del huésped.



Figura 13. Colocación del parche.
Fotografía original.

Figura 13.1 Cápsula perfectamente pegada. Fotografía original.

2.5. Agregamos una capa extra de pegamento de látex no tóxico para formar un recubrimiento adicional y sellar de manera efectiva el borde de la cápsula. Este paso puede repetirse durante todo el proceso de infestación en caso de que el parche comience a separarse (Figura 14).



Figura 14. Parches con capa extra de pegamento para asegurar que no se separe. Fotografía original.

2.6 Llenamos el formato “Diagrama de colocación de cápsula”, contenido en el ANEXO 2, por cada bovino utilizado en el proyecto con el fin de identificar y registrar el área donde serán colocadas las cápsulas.

3. Infestación con garrapatas

3.1 Las garrapatas se colocaron en una jeringa sin punta cubierta por un algodón. El tamaño de la jeringa se definió según el estadio, si se trataba de larvas, ninfas (3 ml) o adultos (10 ml). Inicialmente partimos con 0.5 g de larvas de *A. mixtum* por jeringa, colocando un total de 2 g por parche en cada bovino (Figura 15).



Figura 15. Dosis de larvas para un parche. Fotografía original.

Inicialmente pesamos 0.5 g de huevos en cada jeringa y se dejaron eclosionar a su estado de larva para posteriormente inocularse 4 de estas dosis por parche en cada bovino. En total se colocaron 4 g de larvas por animal (2 g por parche) durante la infestación. Teniendo como referencia que en 1g de huevos de *Amblyomma cajennense* hay 16.000 huevos (Meléndez et al., 2014), entonces colocamos un estimado de 32,000 huevos por animal y un total de 64,000 fueron usados para el experimento.

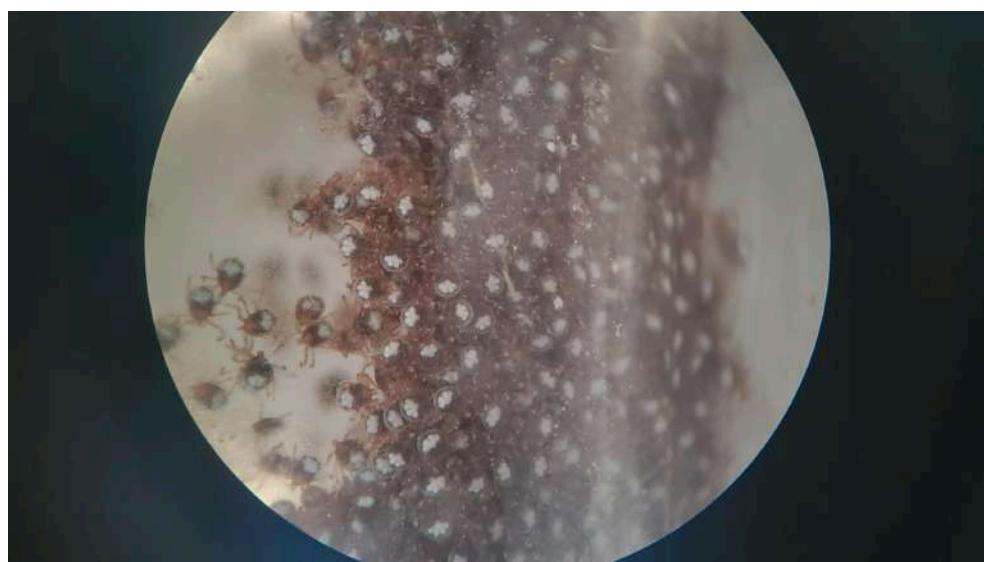


Figura 15.1. Vista en microscopio de larvas recién eclosionadas de *A. mixtum*.
Fotografía original.



Figura 15.2. Jeringa con larvas repletas de *A. mixtum*. Fotografía original.

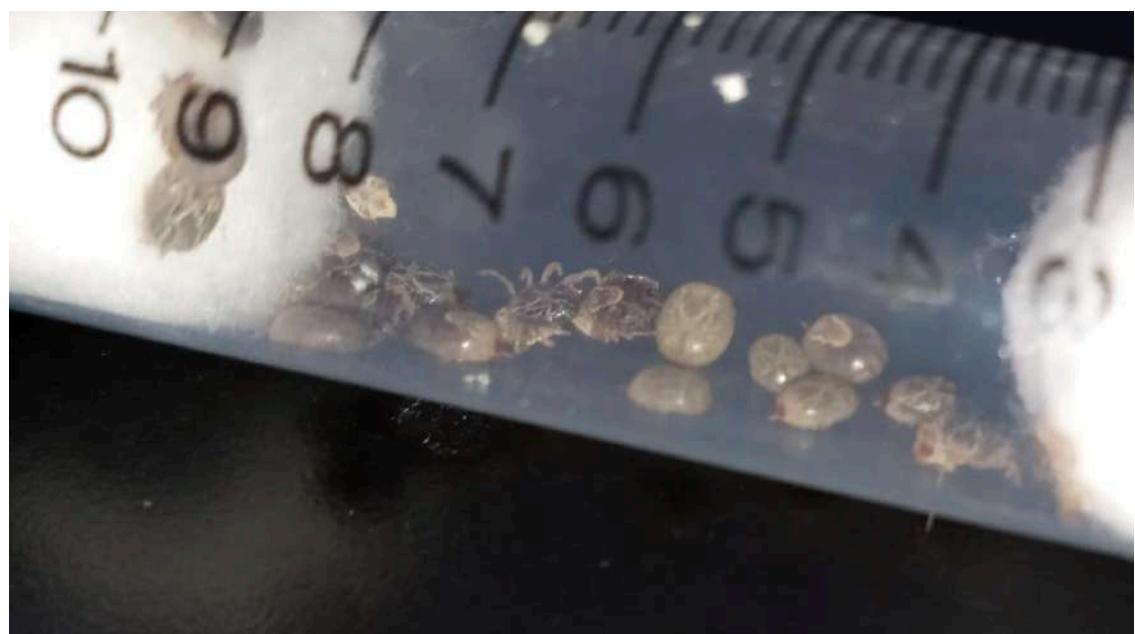


Figura 15.3 Jeringa con ninfas repletas de *A. mixtum*. Fotografía original.

Podemos observar en la imagen que algunas ya están mudando a su estadio adulto.



Figura 15.5. Jeringa con ejemplares adultos de *A. mixtum*. Fotografía original.



Figura 15.6. Vista a microscopio de un ejemplar macho adulto de *A. mixtum*. Fotografía original.



Figura 15.7. Hembras adultas de *A. mixtum* luego de la oviposición. Fotografía original.

3.2 Empujamos el émbolo al interior de la cápsula asegurándonos que ninguna garrapata quede en la jeringa o sea depositada fuera de la cápsula, el empuje debe ser lento y gentil para no lesionar a las garrapatas, se colocan de arriba hacia abajo, esparciéndolas por toda la superficie (Figura 16).



Figura 16. Empuje del émbolo sobre la superficie de la cápsula. Fotografía original.

NOTA: En caso de que la cantidad de garrapatas sea poca se pueden depositar individualmente con ayuda de pinzas.

3.3 Cierre la cápsula asegurándose que quede completamente sellada (Figura 17).



Figura 17. Parche completamente sellado y listo para la repleción de las garrapatas.

4. Monitoreo y recolección de garrapatas

4.1. Verificar diariamente que la cápsula esté completamente pegada, si se observa que algún sitio se está desprendiendo coloque con ayuda de una espátula más pegamento de látex en la zona y haga presión durante 180 s.

4.2 Monitorear diariamente las condiciones del área de contención, así como las condiciones físicas, conductuales y neurológicas del animal a través del ANEXO 3 “Checklist de condiciones del animal” con el propósito de detectar cualquier indicio de estrés o anomalía para garantizar las condiciones óptimas de seguridad y bienestar animal.

4.3 Destape la cápsula y recolecta las garrapatas que se han repletado, cuidando siempre que las garrapatas que aún no se han adherido no se salgan de la cápsula.

NOTA 1: Si se requieren garrapatas semi repletas tomarlas de manera gentil con pinzas o desprendiéndolas suavemente para evitar lesionar las piezas bucales.

NOTA 2: Si es necesario vuelva a tapar la cápsula para que el resto de las garrapatas completen la repleción.

5. Recuperación del bovino

5.1 Una vez que se ha terminado con la recolección de las garrapatas se aplican, en días consecutivos, dos baños garrapaticidas para asegurarse que ninguna garrapata permanezca en el bovino.

5.2 Se toma la cápsula por las esquinas y se desprende de manera gentil. En caso de que la cápsula aún esté firmemente adherida, esperar hasta que el pegamento comience a desprenderse.

5.3 Una vez que se haya despegado la cápsula y no haya evidencia de garrapatas en el bovino, se retira del aislamiento y es regresado a los corrales comunes. Es necesario observar la piel del bovino en busca de lesiones o reacciones anormales al adhesivo o a la infestación, cualquier situación anormal debe ser tratada por el médico encargado.

NOTA: Los animales tienden a presentar resistencia a las infestaciones de garrapatas, esto aumenta con infestaciones subsecuentes, no es recomendable utilizar animales que han presentado dicha resistencia.

NOTA 2: Los animales serán trasladados a un corral de descanso hasta la siguiente infestación con la fase consecutiva de *A. mixtum* hasta completar su ciclo, como se indica en el anexo “Cronograma por infestación”.

6. Mantenimiento de las garrapatas en condiciones de laboratorio.

6.1 Lavado con benzal al 10%. Las garrapatas recolectadas luego de la infestación serán sometidas a un lavado donde se colocarán en un recipiente con cloruro de benzalconio al 10% durante 180 s. Esto para retirar la suciedad del bovino y evitar el crecimiento de hongos que puedan afectar su viabilidad durante la incubación y mantenimiento en laboratorio.

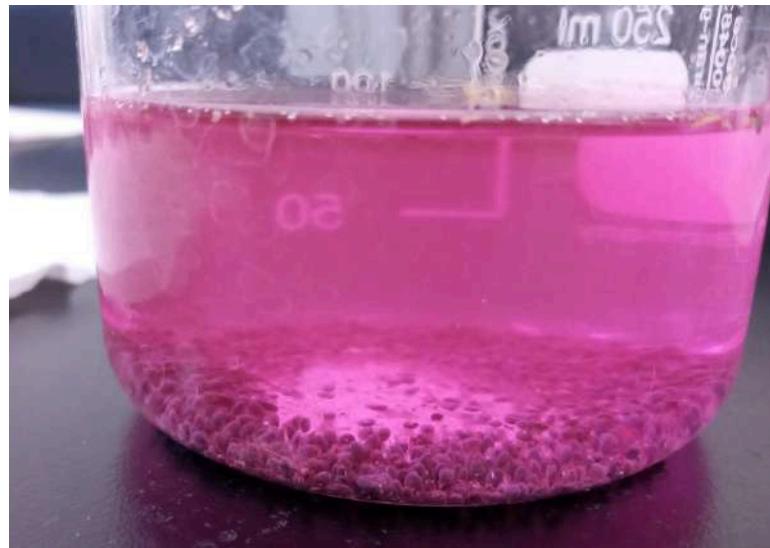


Figura 18. Garrapatas recolectadas en estado de larva repleta sometidas a un lavado con benzal al 10 %.

1. Posteriormente serán secadas con toallas de papel para evitar que se acumule humedad durante la incubación.



Figura 19. Larvas repletas de *A. mixtum* durante el proceso de secado.

Los ejemplares son esparcidos en una toalla de papel y presionadas gentilmente hasta eliminar el exceso de agua.

2. Finalmente, las garrapatas serán colocadas en jeringas (el tamaño de estas dependerá del estadio en el que se encuentren) y llevadas a la incubadora que se debe mantener en 28 °C y una humedad relativa de 80%, con periodos de 12 hrs de luz.



Figura 20. Jeringas con larvas repletas y listas para su incubación.

NOTA: Las garrapatas permanecerán en incubación durante el periodo de muda o en su defecto el tiempo necesario hasta la siguiente infestación.

El garrapaticida que usamos es asuntol en forma de aspersión. El asuntol pertenece al grupo de pesticidas a base de ésteres del ácido fosfórico. Es un garrapaticida efectivo que reúne múltiples cualidades que lo han situado como líder en la familia de los organofosforados.

La perfecta tolerancia de Asuntol permite bañar sin peligro alguno a todas las especies de ganado en cualquier edad, incluso los becerros y hembras preñadas.

Asuntol aplicado a la concentración recomendada y a pesar de quedar fijo en la piel y el pelo, prácticamente no penetra en el cuerpo como ocurre frecuentemente con otros productos en forma de emulsiones o soluciones. Como no es absorbido a través de la piel, tampoco es eliminado por la leche y otros órganos, por lo que es un producto ideal para el ganado lechero. No hay peligro alguno de comprometer la salud del hombre al consumir la leche o carne de vacas tratadas, incluso el mismo día que son bañadas (SENASICA, 2019).

Es un producto muy seguro pues se ha comprobado que concentraciones aún 15 veces mayores (3,000 ppm) que las recomendadas son bien toleradas.

VIII. Resultados

Se logró completar todas las fases del ciclo de *A. mixtum* en un solo hospedero.

8.1 Primera colecta: larvas repletas

De los 64,000 huevos que fueron incubados hasta su eclosión, se recolectaron 9612 larvas repletas. Es decir, obtuvimos una recuperación del **15.018%**.

Durante la fase de eclosión ambos parches mostraron resultados similares en cuestión a la recuperación de larvas repletas.

Tabla 3. Resultados de la colecta.

Día	Parche	Vaca	Número
Día 1	1	1	95
Día 1	2	1	116
Día 1	3	2	111
Día 1	4	2	90
Día 2	1	1	965
Día 2	2	1	952
Día 2	3	2	836
Día 2	4	2	635
Día 3	1	1	621
Día 3	2	1	513
Día 3	3	2	522
Día 3	4	2	232
Día 4	1	1	857
Día 4	2	1	1001
Día 4	3	2	782
Día 4	4	2	488
Día 5	1	1	172

Día 5	2	1	130
Día 5	3	2	210
Día 5	4	2	284
TOTAL			9612

8.2 Segunda colecta: ninfas repletas

Luego de la colecta de larvas repletas estas fueron llevadas a incubación durante 30 días (ANEXO 1. Cronograma de infestación) hasta finalizar su muda a ninfas sin repletar.

Las ninfas que completaron su muda y resultaron viables fueron 9443, que fueron colocadas en jeringas y fueron repartidas en los 4 parches de la siguiente manera:

VACA 1		VACA 2	
Parche 1	2276	Parche 3	2500
Parche 2	2232	Parche 4	2435
TOTAL	4508	TOTAL	4935

Tabla 4. Número de ninfas sin repletar colocadas durante la segunda infestación.

Al iniciar la colecta de ninfas repletas, nos dimos cuenta de que en la vaca número 2 muy pocas garrapatas se lograron pegar al hospedante y dentro del parche se formó una costra, como aparece en las **Figuras 21 y 22**.



Figura 21. Parche 3 perteneciente a la vaca 2.

Como podemos observar está prácticamente vacío puesto que una muy pequeña cantidad de ninfas lograron adherirse y alimentarse, además el pelo de esta zona se endureció y se formó esta pequeña costra.



Figura 22. Parche 4 perteneciente a la vaca #2.

Observamos una muy pequeña cantidad de ninfas adheridas al animal, la mayoría de ellas no completaron su repleción a pesar de haber esperado un par de días más para finalizar la colecta en la segunda vaca, además el pelo de esta zona se endureció. El número de ninfas repletas colectadas de esta vaca fue de 300 ejemplares.

Por las razones anteriores se descartaron los datos de la vaca 2 y solamente nos quedamos con los datos de la vaca 1 para el análisis de resultados del ciclo completo.

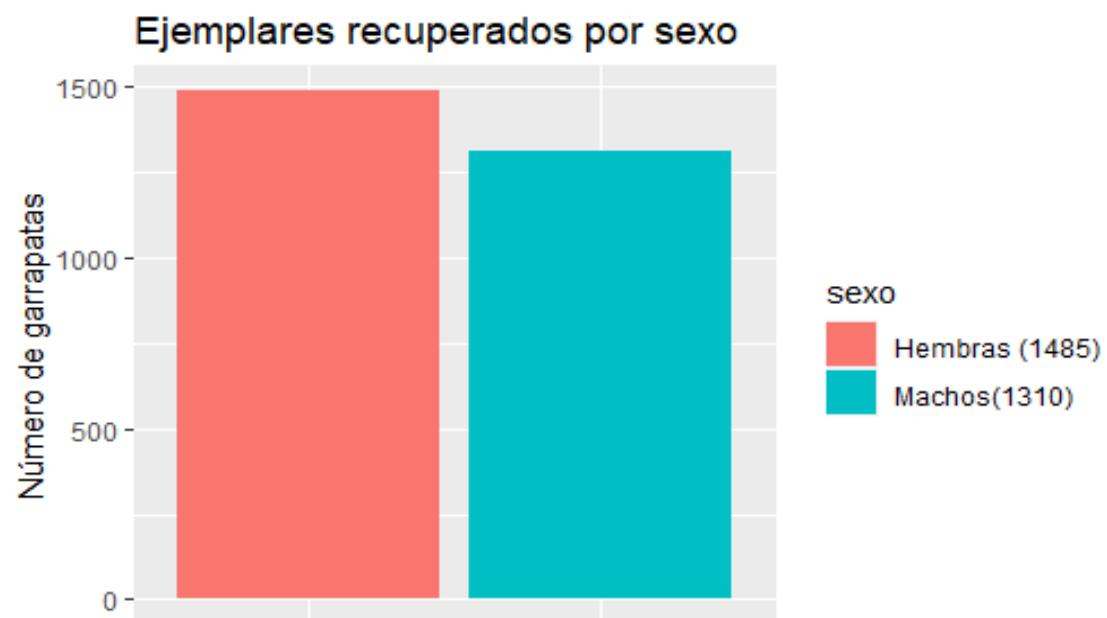
El número de ninfas repletas obtenido de la vaca 1 fue de: **3187** de las **4508** ninfas colocadas, es decir un porcentaje de recuperación del **70.69 %**, considerando el 100% al número de ninfas colocadas.

8.3 Tercera colecta: Adultos de *A. mixtum*

Luego de la colecta de ninfas repletas, estas fueron llevadas a incubación durante 28 días (ANEXO 1. Cronograma de infestación) hasta finalizar su muda al estadio adulto.

Los animales no tuvieron afectación en la piel, ni mostraron complicaciones de salud al finalizar el ciclo de infestaciones. Al finalizar la muda obtuvimos 2795 ejemplares adultos de *Amblyoma mixtum*, los cuales lograron completar todas sus fases de desarrollo en un solo hospedante en un periodo de 20 semanas, de estos 1485 eran hembras y 1310 fueron machos, como se muestra en la gráfica 1.

Es decir que obtuvimos un porcentaje de recuperación del **87.7%** durante esta fase, considerando a los ejemplares colocados al inicio de la tercera infestación como nuestro 100%.



Gráfica 1. Ejemplares de *A. mixtum* separados por sexo, que lograron completar todas sus fases de desarrollo en un mismo hospedante (vaca 1).

ESTADIO	COLOCADAS	RECUPERADAS	% DE RECUPERACIÓN
LARVAS	64,000 (huevos)	9612 (larvas)	15.018
NINFAS	4508	3187	70.69
ADULTOS	3187	2795	87.7

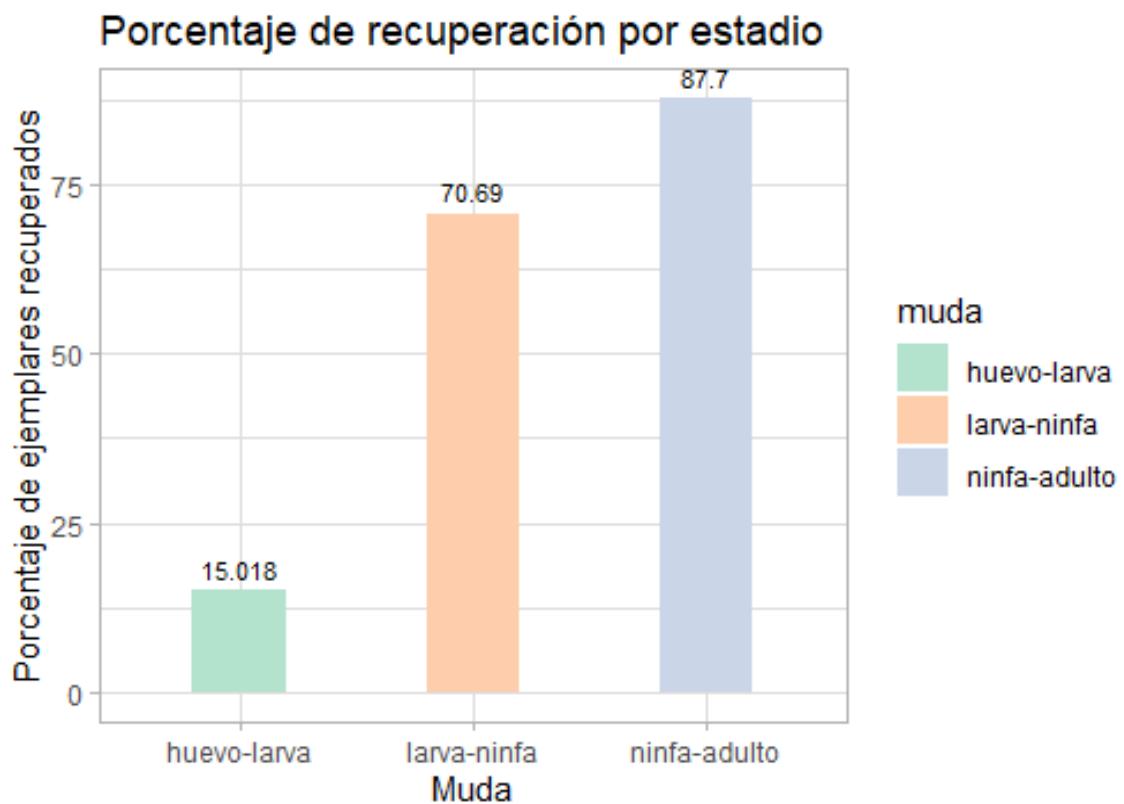
Tabla 5. Resumen de resultados.

En la Tabla 5 y en la gráfica 2 mostramos el resumen de los resultados de colecta por estadio obtenidos durante este proyecto. En esta Tabla consideramos los ejemplares obtenidos en la fase anterior (en el caso de ninfas y adultos) como nuestro 100%. Descartamos a nuestra vaca 2 debido al problema presentado de resistencia a la infestación así que para reportar el número de ninfas colocadas y recuperadas solamente consideramos a nuestra vaca 1.

ESTADIO	COLOCADAS	RECUPERADAS	% DE RECUPERACIÓN
LARVAS	64,000 (huevos)	9612	15.018
NINFAS	9443	3987	6.229
ADULTOS	3987	2915	4.55

Tabla 6. Resumen de resultados.

Esta tabla representa el porcentaje de recuperación considerando a los huevos colocados inicialmente como nuestro 100%, sin excluir los datos obtenidos de nuestra vaca 1 y el problema de resistencia que se presentó dentro del parche.



Gráfica 2. Resumen de los resultados de colecta obtenidos.

Esta gráfica representa los resultados de la Tabla 5.

IX. Discusión de resultados

9.1 Resultados de la primer colecta: larvas repletas

Con los datos obtenidos de la primera colecta (Tabla 3) realizamos un análisis de varianza en R studio.

En primer lugar, se generaron los diagramas “Box-plot” para identificar posibles diferencias significativas, asimetrías, valores atípicos y homogeneidad de varianza entre los distintos niveles.

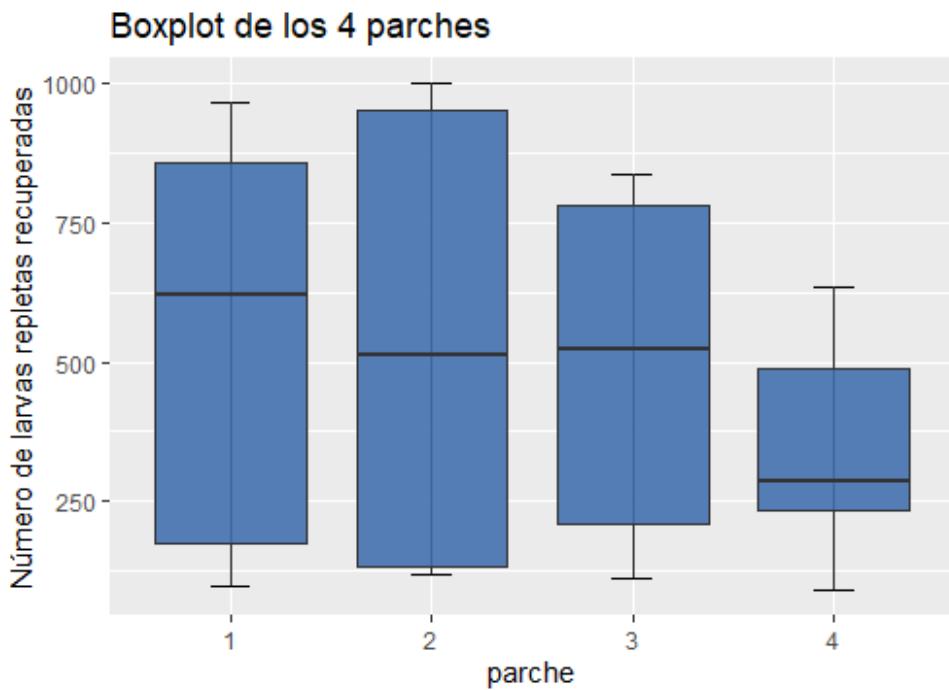


Figura 23. Boxplot que muestra la distribución de los datos de colecta de larvas repletas separado por parche.

El parche 1 y 2 pertenecen a la vaca identificada con el número 1 (4508 ejemplares colectados), mientras que el 3 y 4 pertenecen a la vaca 2 (4935 ejemplares colectados).

Para que nuestro análisis sea significativo, las varianzas entre nuestros grupos (parches) debe ser mínima o poco significativa puesto que eso prueba la efectividad del método, por lo tanto, realizamos una ANOVA de una vía.

La hipótesis nula de nuestra ANOVA fue que no hay diferencia significativa entre nuestros grupos (parches). Para ponerla a prueba realizamos el test de Bartlett, el cual prueba la homogeneidad de varianza por grupos, tanto por parche como por vaca.

En ambos casos obtenemos $p>0.05$, donde el valor de p analizado por parche fue de 0.6292 y el valor de p por vaca fue de 0.3079 es decir, no encontramos problemas de heterocedasticidad (falta de homogeneidad de varianza), a pesar de que el valor de p es menor cuando se analiza por vaca, no es significativo.

Luego realizamos una ANOVA de una vía para probar nuestra hipótesis, como nuestra H_0 es que no habrá diferencias entre los resultados de los grupos que se pondrán a prueba (Parche y vaca) si el valor de $p>0.5$ aceptamos este supuesto.

- Valor de p comparando los resultados obtenidos de colecta por parche: 0.789
- Valor de p comparando los resultados obtenidos de colecta por vaca: 0.422

Nuestro valor de p fue mayor a 0.05 en ambos casos, por lo que concluimos que el método funciona de igual manera en ambos animales al no existir una varianza significativa ni entre animales ni en el factor de metodología.

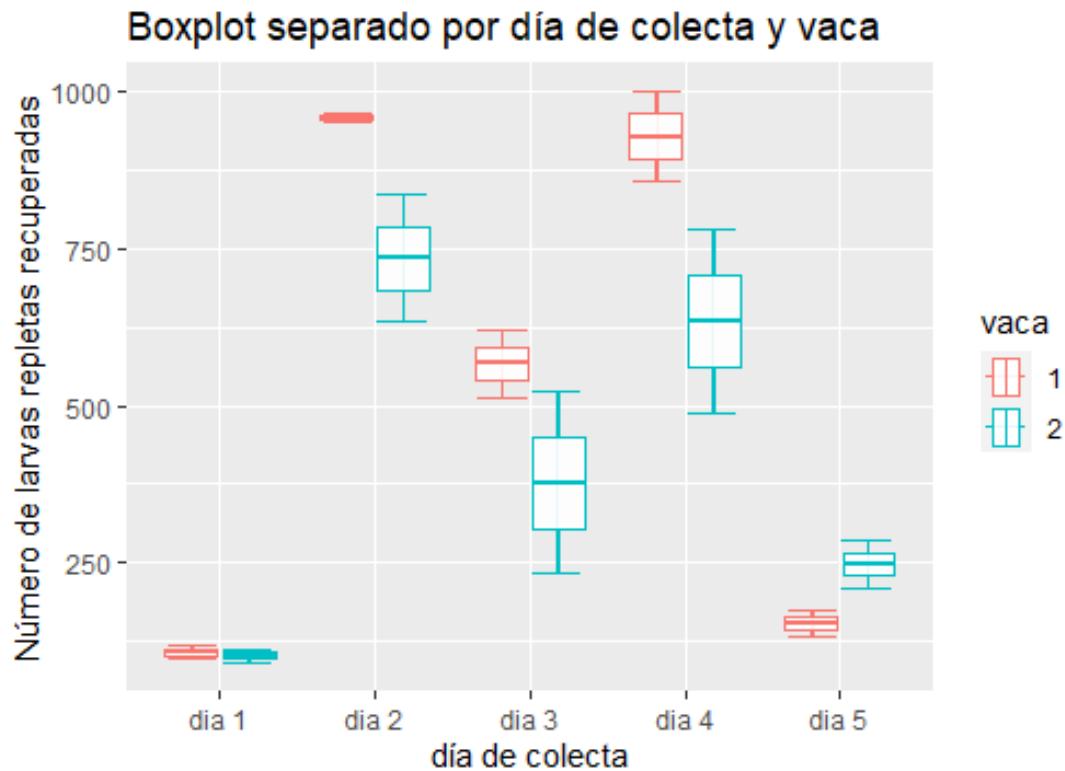


Figura 24. Boxplot que muestra la distribución de los datos de colecta de larvas repletas categorizadas por el día de colecta y la vaca a la que pertenecen esos datos.

Podemos observar que la recuperación del número de larvas repletas colectadas es proporcional para cada vaca, es decir, en el día 1 obtuvimos pocos ejemplares mientras que la mayoría de las larvas fueron colectadas en el tercer y cuarto día, sin embargo, notamos una diferencia significativa entre el número de larvas repletas colectadas en la vaca 1 vs las colectadas en la vaca 2.

Debido al incidente con nuestra vaca 2, perdimos los valores para poder realizar un análisis comparativo en los resultados de colecta de las siguientes infestaciones y estadios.

9.2 Resultados de la segunda colecta: ninfas repletas

Durante la segunda colecta nos dimos cuenta de que uno de los animales utilizados como hospedantes presentó resistencia a la infestación, pues la mayoría de las ninfas que fueron depositadas en la cápsula para su repleción no lograron adherirse y murieron (Figura 21 y 22). La razón de este comportamiento se debió

probablemente a que este animal ya había sido infestado previamente con *R. microplus*, sin embargo, nuestro equipo no fue notificado hasta después del incidente.

El comportamiento del animal puede explicarse debido a que la exposición del hospedante a sustancias externas (antígenos) originadas de los artrópodos (generalmente ectoparásitos) provoca una respuesta que en muchos casos es de tipo inmunológica (Bautista-Garfias, 1987). Las manifestaciones de esta respuesta pueden ser de tipo humorales o celulares o ambas. En general los antígenos que permanecen en la piel (como es el caso de la mayoría de los ectoparásitos), tienden a inducir respuestas de tipo celular, entre las que sobresalen reacciones de hipersensibilidad cutánea basófila (HCB) o de Jones-Mote.

Se ha demostrado que los receptores de suero de animales resistentes desarrollan una respuesta de hipersensibilidad cutánea basófila en los sitios de alimentación de las garrapatas (Brow & Askenase, 1981), por lo que la reacción reportada en las Figuras 21 y 22 podría deberse a una respuesta inmunológica de este tipo, lo que resulta interesante de este hallazgo, es que nuestro bovino no pertenecía a una raza resistente naturalmente a infestaciones, ya que era *Bos taurus*, una raza susceptible a garrapatas, y la infestación anterior se había realizado con otra especie de garrapata (*R. microplus*), por lo que **proponemos una resistencia inmunológica a ambas especies**, sin embargo, proponemos el estudio de este hallazgo para futuras investigaciones.

9.3 Comparación de los resultados obtenidos con otros métodos de infestación.

La utilización de este método de colecta depende del objetivo de estudio que se quiera realizar, ya que existen metodologías estandarizadas para la vigilancia epidemiológica y las pruebas de ixodíidas (NOM-006-ZOO-1993), las cuales requieren condiciones apegadas a los comportamientos de infestaciones naturales para probar su eficacia, además de requerir específicamente una mayor cantidad de hospedantes.

Sin embargo, las pruebas preliminares antes de llegar a las pruebas en campo, incluyen bioensayos que requieren: 1) Identificación del espécimen, 2) Conocimiento del ciclo de vida del parásito, 3) Conocimiento del comportamiento e índice de eclosión y recuperación de ejemplares de colonias resistentes y susceptibles a ixodíidas (NOM-006-ZOO-1993).

Por lo que, para cumplir con estos requerimientos se necesitan bioensayos de laboratorio eficientes que faciliten el mayor número de ejemplares posibles disminuyendo el tiempo y número de infestaciones. Tradicionalmente el entorno académico ha utilizado los métodos recomendados por la FAO y presentes en la NOM-006-ZOO-1993 para el control de aparición de resistencia.

En las pruebas de laboratorio (Citamos sección 7, NOM-006-ZOO-1993) se establece:

7.1.1. Inmersión de hembras repletas a la concentración recomendada.

El objetivo de esta prueba es **determinar el porcentaje de control** que ofrece un producto a la concentración comercial recomendada sobre garrapatas hembras repletas *Boophilus spp.* y *Amblyomma spp.*, bajo el siguiente procedimiento:

a) **Selección del material biológico.** Se seleccionan las garrapatas hembras eliminando aquellas demasiado pequeñas o muy grandes, deformes o con claros signos de estar dañadas. Para cada producto a evaluar se necesitan **lotes de 50 especímenes** dividiéndolos en cinco grupos de 10 garrapatas cada uno y otros más como testigos. Las hembras ingurgitadas se pesan en una balanza analítica y se colocan en cajas petri de 9.0 cm de diámetro con un papel filtro Whatman No. 1 en el fondo, cada una de las cajas se identifica debidamente con los siguientes datos: lote, grupo, cepa, producto utilizado, concentración y fecha de tratamiento.

7.2. Pruebas en vivo.

7.2.1. Prueba de cámaras para evaluación de productos para tratamiento de aspersión o inmersión.

El objetivo de esta prueba consiste en la evaluación de un ixodicida al ser aplicado en **áreas seleccionadas de un bovino infestado artificialmente previo al tratamiento**, de tal forma que al momento de administrar el producto sea posible conocer su efectividad sobre los diversos estadios de desarrollo de las garrapatas. Esta prueba fue adaptada de la propuesta realizada originalmente por Dowling y cols., con el fin de realizar ensayos con productos químicos en áreas localizadas de un bovino, en las cuales se practican infestaciones artificiales periódicamente, previas al tratamiento. La prueba proporciona información útil acerca de la efectividad que alcanzan productos ixodicidas cuando son aplicados en bovinos o sobre tales áreas y en las cuales se encuentran presentes garrapatas en distintos estadios de desarrollo parásito, incluyendo aquellas en fase de muda. Por otro lado, la oportunidad de realizar **seguimientos "in vitro"** de los especímenes colectados durante el periodo posterior al tratamiento, complementa y enriquece los resultados de estas evaluaciones.

a) Selección del material biológico.

Se utilizarán 6 bovinos de razas europeas con un peso de 200-300 kg, los cuales serán mantenidos durante la ejecución de la prueba en infestaderos especiales con agua y alimento de alta calidad, proporcionada "ad libitum".

Garrapatas: La elección se realizará previa realización de la prueba. Las garrapatas a utilizarse deberán **ser de uno o varios géneros o cepas de una misma especie**, descritas en el inciso a) del punto 7.1.1. de esta Norma.

b) Preparación de los animales.

Sobre el dorso y lomo de los animales, se seleccionarán de 4 a 6 partes que ofrezcan las mejores condiciones para la prueba, trazándose sobre cada uno un círculo de aproximadamente 20 cm de diámetro; alrededor de los círculos se rasura una franja de 4-5 cm de ancho, para facilitar el pegado de las mangas de tela. Las mangas se confeccionan con tela de punto, la cual proporciona la elasticidad

requerida en su manejo y evita el escape de larvas. Dichas mangas se adhieren utilizando pegamento de contacto, un día antes de iniciar las infestaciones, con el fin de favorecer la volatilización de los solventes presentes en el adhesivo.

c) Sistema de infestaciones.

En el caso de *Amblyomma*, se aplica el procedimiento de infestaciones siguiente: Una vez que se encuentran fijas las mangas, se colocan entre 100 y 120 machos de la especie *Amblyomma* con la que se vaya a trabajar; 5 días después se realiza la primera infestación con 40-50 hembras, la cual se repite en dos ocasiones más, con intervalo de 3 días. Si además se desea probar el efecto de un producto sobre fases inmaduras, se realizan infestaciones con ninfas y larvas, 3 y 2 días antes de que se aplique el tratamiento, colocando en cada ocasión 400 ninfas y 20 mg de larvas.

e) Seguimiento.

Una vez que los animales o las áreas han sido tratados, se adhieren nuevas mangas, iniciando así el periodo de observaciones sobre el efecto de las garrapatas. Diariamente se realizarán colectas de todos los especímenes que se desprendan, registrándose y clasificándolos de acuerdo con sus características y condiciones. Las hembras repletas y semirrepletas que presenten signos vitales serán alojadas en cajas de petri, colocándose en incubadora bajo condiciones ambientales óptimas, con objeto de que continúen su ciclo biológico. También es registrado el peso de la oviposición y el porcentaje de eclosión alcanzado por estos especímenes

Como se describió anteriormente citando los incisos de la sección 7 que son relevantes para este trabajo, LA NORMA OFICIAL MEXICANA NOM-006-ZOO-1993, REQUISITOS DE EFECTIVIDAD BIOLÓGICA PARA LOS IXODICIDAS DE USO EN BOVINOS Y MÉTODO DE PRUEBA, contiene un protocolo para infestaciones con garrapatas tanto en cámaras como infestaciones libres. Las cámaras solicitadas en esta norma consisten en mangas confeccionadas con tela de punto, adheridas con pegamento de contacto, sin embargo este método resulta complejo al momento de la colecta de especímenes puesto que los ejemplares se enredan en la tela, escapan o pueden ser aplastados durante su traslado al laboratorio.

Los datos sobre el ciclo de vida de *Rhipicephalus microplus* se conocen muy bien, tanto sus tasas de recuperación por estadio como las condiciones más adecuadas para su supervivencia; Sin embargo, no es el mismo caso para *A. mixtum*. El porcentaje de eclosión bajo condiciones controladas de laboratorio en *Rhipicephalus microplus* es alto, mayor al 80 %; sin embargo, este periodo en campo puede tener una variación en el tiempo en la que emergen las larvas, ya que va relacionado en forma directa con las condiciones del medio ambiente. Condiciones de temperatura del suelo por debajo de los 16°C pueden inhibir el periodo (Jonsson, 1997; Rodríguez-Vivas et al., 2005)

En un artículo sobre el reporte del uso de cámaras para fines experimentales específicamente en el estadio larval (Martínez-Tinajero, 2016), se reporta el número de larvas obtenidas de *Boophilus microplus* en 2 bovinos, siendo 12299 larvas

colocadas y 12175 las larvas recuperadas, lo que nos da un promedio de recuperación del 98.99% de recuperación y un promedio de 6087 larvas obtenidas por animal. Sin embargo, en este artículo no se menciona que porcentaje muda al siguiente estadio o si todas las larvas recuperadas son viables.

Comparado con los datos obtenidos de *Amblyomma mixtum* en la literatura, Rodriguez-Mallon y colaboradores (2022) reportaron un porcentaje promedio del 35% +- 24 de larvas de *Amblyomma mixtum* recuperadas de grupos experimentales en conejos sin ahondar en la recuperación de otros estadios. En 2003 Alvarez y colaboradores reportaron una recuperación de 175 ninfas de *Amblyomma spp.* provenientes de bovinos, de las cuales el 75% lograron completar su muda a adultos en condiciones de laboratorio.

XI. Conclusiones

El objetivo de esta tesis fue desarrollar un protocolo de incubación y recolección de garrapatas basado en una cápsula como método de contención para completar el ciclo de vida de la garrapata multi hospedera *Amblyomma mixtum*, en un modelo bovino, con el fin de aumentar la eficiencia de recolección de garrapatas y el posterior mantenimiento de estos parásitos en condiciones de laboratorio.

En este trabajo se presentaron los datos obtenidos bajo el desarrollo de este protocolo, donde demostramos que nuestro método de recolección por cápsula es funcional, puesto que logramos completar el ciclo de vida de *A. mixtum* en un solo hospedante, en un periodo de 20 semanas, aceptando así nuestra hipótesis y mostrando eficacia al obtener una recuperación de 2,797 ejemplares adultos.

Es importante resaltar que los animales sometidos a este estudio no mostraron afectaciones o daños en la piel, ni ninguna secuela durante ni después de las infestaciones.

Como se indicó anteriormente, el uso de este protocolo depende en gran medida del propósito del proyecto para el que se quiera usar, sin embargo, los trabajos para *Amblyomma mixtum* provenientes de bovinos y sus tasas de eclosión y recuperación no han sido reportados en la literatura, por lo que nuestros resultados son los primeros en reportar estos datos sobre el ciclo de vida y tasa de recuperación de *A. mixtum* en bovinos bajo condiciones controladas.

Es necesario realizar más réplicas para poder obtener un análisis estadístico significativo que nos permita estandarizar los resultados de colecta, sin embargo, los resultados aquí presentados cumplieron con el propósito de la investigación y aportaron nuevos datos que pueden ser usados en estudios en desarrollo y futuros sobre *A. mixtum*.

XII.Referencias

- Almazán, C., Torres- Torres, A., Torres-Rodríguez, L., Soberanes-Céspedes, N., & Ortiz-Estrada, M. 2016. Aspectos biológicos de *Amblyomma mixtum* (Koch, 1844) en el noreste de México. *Quehacer Científico En Chiapas*, 11(2).
- Almazán, C., Bonnet, S., Cote, M., Slovák, M., Park, Y., Šimo, L. 2018. A Versatile Model of Hard Tick Infestation on Laboratory Rabbits. *J. Vis. Exp.* (140), e57994, doi:10.3791/57994 .
- Álvarez-Hernández G, Roldán JFG, Milan NSH, Lash RR, Behravesh CB, Paddock CD. 2017. Rocky Mountain spotted fever in Mexico: past, present, and future. *Lancet Infect Dis.*;17:e189-96
- Álvarez- Hernández. 2010. La Fiebre Manchada de las Montañas Rocosas, una epidemia olvidada. Salud pública de méxico. Vol. 52, no. 1.
- Alvarez, V., Bonilla, R., & Chacón, I. 2003. Abundancia relativa de *Amblyomma* spp. (Acari: Ixodidae) en bovinos (*Bos taurus* y *B. indicus*) de Costa Rica. *Revista de Biología Tropical*, 51(2), 435-444. Retrieved December 20, 2023, from http://www.scielo.sa.cr/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0034-77442003000200016&lng=en&tlng=es.
- Águilar-Dominguez M. 2018. Distribución espacial e identificación morfológica del complejo taxonómico *Amblyomma cajennense* (*sensu lato*) en las 10 regiones del estado de Veracruz. Tesis doctoral. Universidad Veracruzana.
- Anderson JF. 2002. The natural history of ticks. *Med Clin North Am.* Mar;86(2):205-18.
- Anderson, J. F., & Magnarelli, L. A. 2008. Biology of Ticks. In *Infectious Disease Clinics of North America* (Vol. 22, Issue 2, pp. 195–215). <https://doi.org/10.1016/j.idc.2007.12.006>
- Arana, R., Baak, C., Cigarroa, N., Reyes, G., Ojeda, N., García, J., Zarza, H., Ceballos, G., Machain, C. 2015. Ticks (Acari: Ixodidae) from wild mammals in fragmented environments in the South of Yucatán Peninsula, México. Southwest. Entomol. 40: 657–660.
- Athayde, A. C., Ferreira, U. L, Lima E. A. 2001. Fungos entomopatogênicos: uma alternativa para o controle do carrapato bovino - *Boophilus microplus*. *Biotecnologia Ciência e Desenvolvimento* 21 (1): 12-15.
- Baneth, G. 2014. Tick-borne infections of animals and humans: A common ground. In *International Journal for Parasitology* (Vol. 44, Issue 9, pp. 591–596). Elsevier Ltd. <https://doi.org/10.1016/j.ijpara.2014.03.011>
- Balashov YS. 1972. Bloodsucking ticks (Ixodoidea) vectors of diseases of man and animals. *Misc Publ Entomol Soc Am.* 8:163-376.
- Bautista Garfías C R .1987. Interacciones artrópodo- respuesta inmune del huésped. Ciencia veterinaria 4. Investigador del Centro de Investigación en Medicina Veterinaria (CIMEVE'T) del Instituto Nacional de Investigaciones

Forestales y Agropecuarias (INIFAP), SARH Departamento de Parasitología (División de Estudios de Postgrado), Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, UNAM C. Universitaria, México, 04510, D. F. I.

- Beati, L.; Nava, S.; Burkman, E.J.; Baros-Battesti, D.M.; Labruna, M.B.; Guglielmone, A.A. et al. 2013. Amblyomma cajennense (Fabricius, 1787) (Acari: Ixodidae), the Cayenne tick: phylogeography and evidence for allopatric speciation. *BMC Evolutionary Biology*, 13, 267-287.
- Bonnet, S. and Liu, X.Y. 2012. Laboratory artificial infection of hard ticks: a tool for the analysis of tick-borne pathogen transmission. Volume: 52 Issue: 4 pages: 453-464 . <https://doi.org/10.1051/acarologia/20122068>
- Bowman DD. 2009. Georgi's parasitology for veterinarians. 9th ed. USA: Saunders. 451 p.
- Bravo-Ramos JL, Sánchez-Montes S, Ballados-González GG, Romero-Salas D, GamboaPrieto J, Olivares-Muñoz A. 2022. An atypical case of Babesia bigemina parasitising a dog from a rural area of eastern Mexico. *Revista Brasileira de Parasitología Veterinaria* 31: e006622. <https://doi.org/10.1590/S1984-29612022039>
- Brown S J, Askenase P W. 1981. Cutaneous basophil responses and immune resistance of guinea pigs to ticks: passive transfer with peritoneal exudate cells or serum.. *J Immunol* 1; 127 (5): 2163–2167. <https://doi.org/10.4049/jimmunol.127.5.2163>.
- Bunge, M. 1970. *La ciencia, su método y su filosofía*. Buenos Aires, Argentina: Siglo XX
- Castillo-Martínez, A., Cueto-Medina, S., Méndez-López, R., Pérez-Muñoz, R., Hernández-Rodríguez, S., & Ortega-Morales, A. (s.f.) *ACAROLOGÍA Y ARACNOLOGÍA GARRAPATAS (ACARI: IXODIDAE, ARGASIDAE) DE LA COMARCA LAGUNERA EN DURANGO, MÉXICO Ticks (Acari: Ixodidae, Argasidae) in Lagunera Region in Durango State, Mexico*.
- Cooper DKC, Ekser B, Tector AJ. 2015. Immunobiological barriers to xenotransplantation. *Int J Surg.* Nov;23(Pt B):211-216. doi: 10.1016/j.ijsu.2015.06.068. Epub 2015 Jul 6. PMID: 26159291; PMCID: PMC4684773.
- Cortés J. 2011. Parasitología veterinaria. garrapatas: estado actual y perspectivas (págs. 268-271). Bogotá: Universidad Nacional de Colombia.
- Comfortable quarters for cattle in research institutions. 2002. Reinhardt V, Reinhardt A. In: *Comfortable Quarters for Laboratory Animals*, 9th ed. Washington: Animal Welfare Institute. p 89-95.
- Dantas-Torres F, Chomel BB, Otranto D. 2012. Ticks and tick-borne diseases: a one health perspective. *Trends Parasitol.* 28(10):437-446 . <https://doi.org/10.1016/j.pt.2012.07.003>
- De, J., & Fuente, L. A. 2003. *The fossil record and the origin of ticks (Acari: Parasitiformes: Ixodida)*.

- De la Fuente J, Blouin EF, Kocan KM. 2003. Infection exclusion of the rickettsial pathogen *Anaplasma marginale* in the tick vector *Dermacentor variabilis*. *Clinical and Diagnostic Laboratory Immunology*. 10:182–184.
- Diario Oficial de la Federación (DOF). 1994. NORMA Oficial Mexicana NOM019-ZOO-1994, Campaña nacional contra la garrapata *Boophilus* spp. En línea: http://dof.gob.mx/nota_to_imagen_fs.php?codnota=4874175&fecha=19/05/1995&cod_diario=209128
- Dzul-Rosado KR, Contreras-Vallejo JH, Gordillo-Pérez G, Puerto-Manzano FI, NohPech H, Rodríguez-Vivas RI. 2022. Enfermedad de Lyme en México: situación actual, diagnóstico y riesgo en salud pública. *Bioagrociencias* 15(1S): 92-100.
- Domínguez García, D. I., Torres Agatón, F., Rosario-Cruz, R. 2016. Evaluación económica del control de garrapatas *Rhipicephalus microplus* en México. <https://www.ciba.org.mx/index.php/CIBA/article/view/49/192>
- Estrada-Peña, A. 2015. CLASE ARACHNIDA Orden Ixodida: Las garrapatas. *Revista IDE@-SEA, Dept. de Parasitología. Facultad de Veterinaria. Universidad de Zaragoza*, 13, 1–15. www.sea-entomologia.org/IDE@
- Estrada-Peña A, Guglielmone AA, Mangold AJ. 2004. The distribution and ecological ‘preferences’ of the tick *Amblyomma cajennense* (Acari: ixodidae), an ectoparasite of humans and other mammals in the Americas. *Annals of Tropical Medicine & Parasitology*. 98:283–292.
- Esteve-Gasent, M. D., Rodríguez-Vivas, R. I., Medina, R. F., Ellis, D., Schwartz, A., Cortés Garcia, B., Hunt, C., Tietjen, M., Bonilla, D., Thomas, D., Logan, L. L., Hasel, H., Alvarez Martínez, J. A., Hernández-Escareño, J. J., Mosqueda Gualito, J., Alonso Díaz, M. A., Rosario-Cruz, R., Soberanes Céspedes, N., Merino Charrez, O., Howard, T., ... Pérez de León, A. A. 2020. Research on Integrated Management for Cattle Fever Ticks and Bovine Babesiosis in the United States and Mexico: Current Status and Opportunities for Binational Coordination. *Pathogens (Basel, Switzerland)*, 9(11), 871. <https://doi.org/10.3390/pathogens9110871>.
- Feria-Arroyo, T. P., Castro-Arellano, I., Gordillo-Perez, G., Cavazos, A. L., Vargas-Sandoval, M., Grover, A., Torres, J., Medina, R. F., de León, A. A. P., & Esteve-Gassent, M. D. 2014. Implications of climate change on the distribution of the tick vector *Ixodes scapularis* and risk for Lyme disease in the Texas-Mexico transboundary region. *Parasites and Vectors*, 7(1). <https://doi.org/10.1186/1756-3305-7-199>.
- Fernandez Ruvalcaba M. 1996. COMPARACIÓN DE CUATRO TÉCNICAS DE COLECTA DE LARVAS DE *Boophilus. microplus* BAJO CONDICIONES DE CAMPO EN INFESTACIÓN CONTROLADA. *Tec. Pecu. Mex.*34 (3).

- Ficha técnica Asuntol-L . Aprobado por la SENASICA (Servicio nacional de sanidad, inocuidad y calidad alimentaria). 2019. Recuperado de: <https://www.ganaderia.com/producto/asuntol-l>.
- Garcia GR, Maruyama SR, Nelson KT, Ribeiro JM, Gardinassi LG, Maia AA, Ferreira BR, Kooyman FN, de Miranda Santos IK. 2017. Immune recognition of salivary proteins from the cattle tick *Rhipicephalus microplus* differs according to the genotype of the bovine host. *Parasites & Vectors* 10. Article number 144. Doi: 10.1186/s13071-017-2077-9.
- Gordillo-Pérez G, Torres J, Solorzano F, Cedillo-Rivera R, Tapia-Conyer R and Muñoz O. 1999. Serologic Evidences Suggesting the Presence of *Borrelia burgdorferi* Infection in Mexico. *Archives of Medical Research*. 30 (1); 64–68.
- Gordillo-Pérez G, Torres J, Solórzano-Santos F, de Martino S, Lipsker D, Velázquez E. 2007I. *Borrelia burgdorferi* infection and cutaneous Lyme disease, Mexico. *Emerg Infect Dis*; 13(10):1556-8
- Gordillo-Pérez, G., Solorzano, F., Cervantes-Castillo, A., Sanchez-Vaca, G., García-Ramirez, R., Díaz, A. M., Muñoz, O., & Torres, J. 2018. Lyme Neuroborreliosis is a Severe and Frequent Neurological Disease in Mexico. *Archives of medical research*, 49(6), 399–404. <https://doi.org/10.1016/j.arcmed.2018.11.007>
- “GUIDE FOR THE CARE AND USE OF LABORATORY ANIMALS”. 2011. Eighth Edition. National Academies of Sciences, Engineering, and Medicine.. Guide for the Care and Use of Laboratory Animals: Eighth Edition. Washington, DC: The National Academies Press. <https://doi.org/10.17226/12910>.
- Guzmán-Cornejo, C. and R.G. Robbins. 2010. The genus *Ixodes* (Acari: Ixodidae) in Mexico: adult identification keys, diagnoses, hosts, and distribution. *Revista Mexicana de Biodiversidad*. 81, 289-298.
- Guzmán-Cornejo C., Robbins R., Guglielmone A., Montiel-Parra G., Pérez, T. 2011. The Amblyomma (Acari : Ixodida : Ixodidae) of Mexico : Identification keys, distribution and hosts. *Zootaxa* 2998:16–38.
- Guzmán-Cornejo, C., R.G. Robbins, A.A. Guglielmone, G. Montiel-Parra, G. Rivas and T.M. Pérez. 2016. The Dermacentor (Acari, Ixodida, Ixodidae) of Mexico: hosts, geographical distribution and new records. *ZooKeys*, 569, 1-22.
- Guglielmone, A. A., Robbins, R. G., Apanaskevich, D. A., Petney, T. N., Estrada-Peña, A., Horak, I. G., Shao, R., & Barker, S. C. 2010. Article The Argasidae, Ixodidae and Nuttalliellidae (Acari: Ixodida) of the world: a list of valid species names. *Zootaxa*, 2528, 1–28. www.mapress.com/zootaxa/
- Guglielmone, A.A., Mangold, A.J., Oyola, B.C.1992. Ciclo de vida del Amblyomma cajennense (Fabricius, 1787) (Acari: Ixodidae) en condiciones de laboratorio. *Rev. Med. Vet.* 73, 184–187.

- Guglielmone A. & Nava, S. 2006. Las garrapatas argentinas del género Amblyomma (Acarí: Ixodidae): Distribución y hospedadores. *Revista de Investigaciones Agropecuarias*, 35, 133-153.
- Gregson J D .1960 . Morphology and functioning of the mouthparts of *Dermacentor andersoni* Stiles. *Acta Trop*;17:48-79. PMID: 13851716.
- Grisi, L., Leite, R. C., Martins, J. R., Barros, A. T., Andreotti, R., Cançado, P. H., León, A. A., Pereira, J. B., & Villela, H. S. 2014. Reassessment of the potential economic impact of cattle parasites in Brazil. *Revista brasileira de parasitologia veterinaria = Brazilian journal of veterinary parasitology : Orgao Oficial do Colegio Brasileiro de Parasitologia Veterinaria*, 23(2), 150–156. <https://doi.org/10.1590/s1984-29612014042>
- Iván Rodríguez-Vivas, R., EHodgkinson, J., & Trees RESUMEN, A. 2012. Resistencia a los acaricidas en *Rhipicephalus* (*Boophilus*) microplus: situación actual y mecanismos de resistencia Acaricide resistance in *Rhipicephalus* (*Boophilus*) microplus: Current status and mechanisms of resistance. In *Rev Mex Cienc Pecu* (Vol. 3).
- Jongejan, F., & Uilenberg, G. 2004. The global importance of ticks. *Parasitology*, 129 Suppl, S3–S14.<https://doi.org/10.1017/s0031182004005967>
- Kirk, R. E.1972. *Statistical issues: A reader for the behavioral sciences*. Brooks/Cole.
- Knolhoff LM, Onstad DW. 2014. Resistance by ectoparasites. In: Onstad DW, editor. Insect resistance management. 2nd ed. DE (USA): Academic Press; p. 203–207.
- Kröber T, Guerin PM. In vitro feeding assays for hard ticks. *Trends Parasitol*. 2007 Sep;23(9):445-9. doi: 10.1016/j.pt.2007.07.010. Epub 2007 Jul 27. PMID: 17681859.
- Labruna, M.B., Kasai N., Ferreira F., Faccini J.L., Gennari S.M. 2002. Seasonal dynamics of ticks (Acarí: Ixodidae) on horses in the state of São Paulo, Brazil. *Vet Par*. 105, 65-77
- Labruna, M. 2009. Ecology of *Rickettsia* in South America. *Annals of the New York Academy of Sciences*, 156-166.
- Lawrence, J.A., Foggin, C.M., and Norval, R.A. 1980. The effects of war on the control of diseases of livestock in Rhodesia (Zimbabwe). *Vet. Rec.* 107:82–85.
- Levin ML, Schumacher LB. Manual for maintenance of multi-host ixodid ticks in the laboratory.2016. *Exp Appl Acarol*. Nov;70(3):343-367. doi: 10.1007/s10493-016-0084-8. Epub 2016 Sep 20. PMID: 27651325.
- Lopes, C. M., Leite, R. C., Labruna, M. B., de Oliveira, P. R., Borges, L. M., Rodrigues, Z. B., de Carvalho, H. A., de Freitas, C. M., & Vieira Júnior, C. R. 1998. Host specificity of *Amblyomma cajennense* (Fabricius, 1787) (Acarí: Ixodidae) with comments on the drop-off rhythm. *Memorias do Instituto Oswaldo Cruz*, 93(3), 347–351. <https://doi.org/10.1590/s0074-02761998000300014>

- López-López, N. 2014. Identificación De Especies De Garrapatas Y Detección De Infecciones Naturales Por Rickettsiosis En El Sur de Chiapas. Instituto Nacional De Salud Pública
- López VG. (s.f.).Técnicas de investigación de garrapatas en el laboratorio y en el campo. Programa de parasitología y entomología veterinarias.
- Martínez-Tinajero, J, Izaguirre-Flores, F, Aguirre-Medina, J, ; Ley de Coss, A, Osorio-López, M, Jáuregui-Jiménez, R. 2016. Control biológico de garrapata (*Boophilus* spp.) con diferentes cepas de *metarhizium anisopliae* (Metchnikoff) Sorokin en bovinos. Engormix.com. Sitio Argentino de Producción Animal.
- Maqbool, M., Sajid, M. S., Saqib, M., Anjum, F. R., Tayyab, M. H., Rizwan, H. M., Rashid, M. I., Rashid, I., Iqbal, A., Siddique, R. M., Shamim, A., Hassan, M. A., Atif, F. A., Razzaq, A., Zeeshan, M., Hussain, K., Nisar, R., Tanveer, A., Younas, S., Kamran, K., Rahman, S. U. 2022. Potential Mechanisms of Transmission of Tick-Borne Viruses at the Virus-Tick Interface. *Frontiers in microbiology*, 13, 846884. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2022.846884>.
- Meléndez R D, Meléndez A C, Marín S, Torres A, Fortis M, Granda F, Mujica F. 2014. Larval and Nymphal Stages of *Amblyomma cajennense* (Acari: Ixodidae) in Splenectomized and Intact Rats (*Rattus norvegicus*): Case Studies. Revista Científica, FCV-LUZ / Vol. XXIV, Nº 5, 421 - 427, 2014.
- Migné C. V., Hönig V., Bonnet S. I., Palus M., Rakotobe S., Galon C., et al. 2022. Evaluation of two artificial infection methods of live ticks as tools for studying interactions between tick-borne viruses and their tick vectors. *Sci. Rep.* 12, 491. [10.1038/s41598-021-04498-9](https://doi.org/10.1038/s41598-021-04498-9).
- Nunez-Ochoa, L. 2003. *Estudio de la seroprevalencia de Erlichia canis en México*. <https://www.researchgate.net/publication/291003826>
- Nuss, A. B., Mathew, M. G., Gulia-Nuss, M. 2017. Rearing *Ixodes scapularis*, the Black-legged Tick: Feeding Immature Stages on Mice. *J. Vis. Exp.* (123), e55286, doi:10.3791/55286.
- Oliver, J.H., Jr. 1982. Tick reproduction: sperm development and cytogenetics. In F.D. Obenchain and R. Galun (Eds.), *The Physiology of Ticks*. New York: Pergamon Press, 245–275.
- Oliveira, P. R., Borges, L. M. F., Leite, R.C., Freitas, C. M. V. 2003. Seasonal dynamics of the Cayenne tick, *Amblyomma cajennense* on horses in Brazil. *Medical and Veterinary Entomology*, 17: 412-416.
- Ostfeld, R. S., & Brunner, J. L. 2015. Climate change and *Ixodes* tick-borne diseases of humans. *Philosophical transactions of the Royal Society of London. Series B, Biological sciences*, 370(1665), 20140051. <https://doi.org/10.1098/rstb.2014.0051>.
- Pérez TM, Guzmán-Cornejo C, Montiel-Parra G, Paredes-León R, Rivas G. 2014. Biodiversidad de ácaros en México. *Revista Mexicana De Biodiversidad*. 85:S399–S407.

- Piper EK, Jonsson NN, Gondro C, Lew-Tabor AE, Moolhuijzen P, Vance ME, Jackson LA. Immunological profiles of Bos taurus and Bos indicus cattle infested with the cattle tick, *Rhipicephalus* (*Boophilus*) microplus. *Clin Vaccine Immunol.* 2009 Jul;16(7):1074-86. doi: 10.1128/CVI.00157-09. Epub 2009 May 27. PMID: 19474263; PMCID: PMC2708397.
- Poinar, G. O., & Buckley, R. 2008. Compluriscutula vetulum (Acari: Ixodida: Ixodidae), a new genus and species of hard tick from Lower Cretaceous Burmese amber. *Proceedings of the Entomological Society of Washington*, 110(2), 445–450. <https://doi.org/10.4289/07-014.1>
- Polanco-Echeverry, D. N., & Ríos-Osorio, L. A. 2016. Aspectos biológicos y ecológicos de las garrapatas duras. *Corpoica Cienc Tecnol Agropecuaria*, 17(1), 81–95.
- Pulido-Villamarín, A., Castañeda-Salazar, R., Ávila, H. I., Gómez-Méndez, L. D., & Barbosa-Buitrago, A. M. 2016. Microscopy and morphological characteristics of some ectoparasites of veterinary interest. *Revista de Investigaciones Veterinarias Del Peru*, 27(1), 91–113. <https://doi.org/10.15381/rivep.v27i1.11449>
- Rodríguez Mallon, Alina, Javier González, Luis, Encinosa Guzmán, Pedro Enrique, Estrada García, Mario Pablo, Bello Soto, Yamil, Cabrales, Ania, Cabrera, Gleysin, López Álvarez, José Raúl, Fuentes Castillo, Alier, & Rodríguez Fernández, Rafmary. 2022. El conjugado químico pP0-Bm86 como antígeno de una vacuna de amplio espectro contra garrapatas. *Anales de la Academia de Ciencias de Cuba*, 12(2), e1159. Epub 20 de junio de 2022. Recuperado en 17 de diciembre de 2023, de http://scielo.sld.cu/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S2304-01062022000200005&lng=es&tlng=es.
- Rojas, R., Marini, M. A., Coutinho, M. T. Z. 1999. Wild birds as hosts of *Amblyomma cajennense* (Fabricius, 1787) (Acari: Ixodidae). *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz*, 94(3): 315-322.
- Romero-Castañón, S., Ferguson, B. G., Güiris, D., González, D., López, S., Paredes, A., Weber, M. 2008. Comparative parasitology of wild and domestic ungulates in the Selva Lacandona, Chiapas, Mexico. *Comparative Parasitology*, 75: 115-126.
- Rodríguez M., Martínez R., Nuñez L. 2021. Evaluación de metodologías para recuento de garrapatas en fase de vida parásita. *Rev Inv Vet Perú* 2021; 32(3): e18802 <https://dx.doi.org/10.15381/rivep.v32i3.18802>
- [SAGARPA] Secretaría de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación. Acuerdo por el que se establece la Campaña Nacional para el control de la garrapata *Boophilus* spp. DOF: 10-09-2012.
- Stafford K. 2007. Tick management handbook. USA: The Connecticut Agricultural Experiment Station. Disponible en: <http://es.scribd.com/doc/83993049/4/TickMorphology>.

- Scott P. Commins, Hayley R. James, Libby A. Kelly, Shawna L. Pochan, Lisa J. Workman, Matthew S. Perzanowski, Katherine M. Kocan, John V. Fahy, Lucy W. Nganga, Eva Ronmark, Philip J. Cooper, Thomas A.E. Platts-Mills. 2011. The relevance of tick bites to the production of IgE antibodies to the mammalian oligosaccharide galactose- α -1,3-galactose. *Journal of Allergy and Clinical Immunology*. 127(5); 2011 DOI: <https://doi.org/10.1016/j.jaci.2011.02.019>
- Solís-Hernández, Analilia, Rodríguez-Vivas, Roger Iván, Esteve-Gasent, María Dolores, & Villegas-Pérez, Sandra Luz. 2018. Detección de *Borrelia burgdorferi* sensu lato en perros y sus garrapatas en comunidades rurales de Yucatán, México. *Revista de Biología Tropical*, 66(1), 428-437. <https://dx.doi.org/10.15517/rbt.v66i1.27776>
- Sonenshine Daniel E., & Roe R. Michael. 2013. Biology of Ticks. *Oxford University Press*, (1).
- Sonenshine, D.E., Taylor, D., Phillips, J.S., Hamilton, J.G.C., and Allan, S.A. 1989. Sex pheromones in ixodid ticks: identification and role in species discrimination. In M. Hoshi and O. Yamashita (Eds.), *Advances in Invertebrate Reproduction*, Vol. 5. Amsterdam: Elsevier Science Publishers, 545–551.
- [SENASICA] Servicio Nacional de Sanidad Inocuidad y Calidad Agroalimentaria. 2015. Garrapata Boophilus spp. [accessed 2018 Dec 10]. <http://www.senasica.gob.mx/?id=4373>.
- Tae Chong, S., Heung C. K., In-Yong, L., Thomas, M. K., Jr., Sancho, A. R., Sames W. J., Klein, T. A. 2013. Comparison of Dragging and Sweeping Methods for collecting ticks and determining their seasonal distributions for various habitats, Gyeonggi Province, Republic of Korea. *Journal of Medical Entomology*. 50(3): 611 618.
- Tinoco, L., Quiroz, H., Quintero, M., Rentería, T., Barreras, A., Romano, M., Escárcega, A. 2009. Prevalencia de infestación de garrapatas (*Rhipicephalus Sanguineus*) en perros y su asociación a factores de riesgo en la zona urbana de Mexicali, Baja California, México. VIII Congreso Nacional de Parasitología Veterinaria, 26-28 de octubre de 2009, Mérida, Yucatán, México 98(42).
- Thompson, D.M., Khalil, S.M., Jeffers, L.A., Ananthapadmanaban, L.A.U., Sonenshine, D.E., Mitchell, R.D., Osgood, C.J., Apperson, C., and Roe, R.M. 2005. In vivo role of 20-hydroxyecdysone and juvenile hormone in the regulation of the vitellogenin message and egg development in the American dog tick, *Dermacentor variabilis* (Say). *J. Insect Physiol.* 51: 11050–11116.
- Waladde SM, Young AS, Morzaria SP. 1996. Artificial feeding of ixodid ticks. *Parasitol Today*. 12(7):272-278.
- Wikle SK, Ramachandra RN, Bergman DK, Burkot TR, Piesman J. 1997. Infestation with pathogen-free nymphs of the tick *Ixodes scapularis* induces host resistance to transmission of *Borrelia burgdorferi* by ticks. *Infect Immun*. Jan;65(1):335-8. doi: 10.1128/iai.65.1.335-338.1997. PMID: 8975935; PMCID: PMC174599.
- World Bank. 2010. The World Bank Annual Report 2010 : Year in Review. World Bank Annual Report. Washington, DC. © World Bank.

<https://openknowledge.worldbank.org/handle/10986/5906> License: CC BY 3.0 IGO.

- World Organisation for animal health. (1 de octubre de 2023). Animal diseases.
<https://www.oie.int/en/animal-salud-en-el-mundo/enfermedades-de-la-lista-de-la-oie-2020/>.
- Woodham, C.B.; González-Origel, A.; López-León, A. & Guereña- Morales, R. 1983. Progress in the eradication of Boophilus ticks in Mexico 1960 -80. World Animal Review, 48, 18-24.
- Zurbano- Azqueta L, Antón-Casas E, Duque-Gómez S, Jiménez-Gómez I, Fernández-Pellón L, López-Gutiérrez J. 2021. Síndrome de alfa-gal. Alergia a carne roja y gelatina. Revista Clínica Española. 222(7);pp 401-405; ISSN 0014-2565. <https://doi.org/10.1016/j.rce.2021.06.006>.

ANEXOS

ANEXO 1. Cronograma de infestación

ANEXO 2. Diagrama de colocación de cápsula.

ANEXO3. Checklist condiciones del animal

ANEXO 1. Cronograma de infestación

		Sem 1	Sem 2	Sem 3	Sem 4	Sem 5	Sem 6	Sem 7	Sem 8	Sem 9	Sem 10	Sem 11	Sem 12	Sem 13	Sem 14	Sem 15	Sem 16	Sem 17	Sem 18	Sem 19	Sem 20	Sem 21
Colocación de cápsula al bovino, infestación con larvas de <i>A. mixtum</i> y su recolección (4-6 días)																						
Baño garrapaticida y retiro del animal de la minfa para ser trasladado a corral de descanso.																						
Lavado de garrapatas y preparación de jeringas para su mantenimiento en lab																						
Muda de larva a ninfa en condiciones de laboratorio (21-30 días)																						
Lavado de garrapatas y preparación de jeringas para la infestación de la siguiente fase																						
Infestación con ninfas de <i>A. mixtum</i> y su recolección (4-6 días)																						
Baño y retiro del animal de la minfa para ser trasladado a corral de descanso.																						
Lavado de garrapatas y preparación de jeringas para su mantenimiento en lab																						
Muda de ninfa a adulto en condiciones de laboratorio (20-28 días)																						
Lavado de garrapatas y preparación de jeringas para la infestación de la siguiente fase																						
Infestación con garrapatas adultas de <i>A. mixtum</i> y su recolección (7-12 días)																						
Baño y retiro del animal de la minfa para ser trasladado a corral de descanso.																						
Oncoposición y eclosión de los huevos en condiciones de laboratorio																						
Retiro de las hembras muertas y preparación de las larvas en jeringas para su mantenimiento en condiciones de laboratorio																						
NOTA: LOS ANIMALES SOLO ESTARÁN EN LA NIFRA SUJETOS A LAS CONDICIONES PREVIAMENTE DESCRITAS EN EL PROTOCOLO DURANTE LAS SEMANAS MARCADAS CON AMARILLO																						
NOTA 2: ESTE CRONOGRAMA SERÁ APLICADO PARA DOS INFESTACIONES, CON ANIMALES DIFERENTES CON EL PROPÓSITO DE REPLICAR EL EXPERIMENTO Y OBTENER MEJORES RESULTADOS ESTADÍSTICOS																						

Activar
Vea Comfi

ANEXO 2. Diagrama de colocación de cápsula

DIAGRAMA DE COLOCACIÓN DE CÁPSULA PARA CADA BOVINO	
ID BOVINO:	
FECHA:	Responsable de la operación:
PESO:	Colocado por:
EDAD:	
SEXO:	
POSICIÓN DE LAS CÁPSULAS	
	

ANEXO 3. Checklist de condiciones del animal.

CHECKLIST PARA DETECTAR ESTRÉS EN LOS ANIMALES DE EXPERIMENTACIÓN

El siguiente monitoreo tiene como propósito detectar cualquier indicio de estrés o condición que pudiesen afectar el bienestar de los animales utilizados en este proyecto. Los formatos fueron basados en los lineamientos aprobados por la USDA (United States Department of Agriculture).

Este checklist se aplicará diariamente durante el tiempo en que el bovino se encuentre en la ninfa para garantizar las condiciones óptimas de seguridad y bienestar animal.

FECHA:
BOVINO:
EDAD:
SEXO:

EXAMINACIÓN DEL ÁREA DE CONTENCIÓN			
CONDICIONES	SE CUMPLE	NO SE CUMPLE	OBSERVACIONES
Temperatura: La temperatura óptima de la ninfa debe encontrarse alrededor de los 20°C, con un rango entre los 10-25°C para evitar estrés térmico.			
Ventilación: La ninfa debe contener espacios que permitan el flujo de aire durante el verano y la posibilidad de reducir al mínimo las corrientes durante el invierno o condiciones de frío.			
Humedad: El alojamiento debe tener un rango de humedad recomendada de 25 a 75%. Los niveles de 50 a 55% se consideran ideales. La zona de confort de los animales se reduce tanto en altas como en bajas temperaturas bajo condiciones de alta humedad.			
Luz: Se deben permitir horas equivalentes de luz y oscuridad.			
Condiciones de cama: El ancho de las rejillas o los "slats" debe proporcionarles un soporte adecuado y minimizar el riesgo de lesiones, además de permitir un drenaje adecuado de las excretas.			
Alimento y agua: El animal debe recibir agua ilimitada y comida diariamente.			
Examinado por: _____			

EXAMINACIÓN FÍSICA Y CONDUCTUAL DEL ANIMAL

Sistema	Estado			Comentarios Si no hay ningún comentario, marcar la casilla
Sistema nervioso central	<input type="checkbox"/> Normal	<input type="checkbox"/> Anormal	<input type="checkbox"/> No evaluado	Ninguno <input type="checkbox"/>
Integumento (piel, pelo)	<input type="checkbox"/> Normal	<input type="checkbox"/> Anormal	<input type="checkbox"/> No evaluado	Ninguno <input type="checkbox"/>
Musculoesquelético	<input type="checkbox"/> Normal	<input type="checkbox"/> Anormal	<input type="checkbox"/> No evaluado	Ninguno <input type="checkbox"/>
Cardiovascular	<input type="checkbox"/> Normal	<input type="checkbox"/> Anormal	<input type="checkbox"/> No evaluado	Ninguno <input type="checkbox"/>
Sentidos (ojos, nariz, orejas, boca)	<input type="checkbox"/> Normal	<input type="checkbox"/> Anormal	<input type="checkbox"/> No evaluado	Ninguno <input type="checkbox"/>
Postura y movimiento	<input type="checkbox"/> Normal	<input type="checkbox"/> Anormal	<input type="checkbox"/> No evaluado	Ninguno <input type="checkbox"/>

Escala de jadeo	<input type="checkbox"/> Normal	<input type="checkbox"/> Anormal	<input type="checkbox"/> No evaluado	Ninguno <input type="checkbox"/>
Apariencia general (Postura y movimiento)	<input type="checkbox"/> Normal	<input type="checkbox"/> Anormal	<input type="checkbox"/> No evaluado	Ninguno <input type="checkbox"/>
Membranas mucosas	<input type="checkbox"/> Normal	<input type="checkbox"/> Anormal	<input type="checkbox"/> No evaluado	Ninguno <input type="checkbox"/>
Gastrointestinal	<input type="checkbox"/> Normal	<input type="checkbox"/> Anormal	<input type="checkbox"/> No evaluado	Ninguno <input type="checkbox"/>
Genitourinario	<input type="checkbox"/> Normal	<input type="checkbox"/> Anormal	<input type="checkbox"/> No evaluado	Ninguno <input type="checkbox"/>
Otro sistema: _____	<input type="checkbox"/> Normal	<input type="checkbox"/> Anormal	<input type="checkbox"/> No evaluado	Ninguno <input type="checkbox"/>

Examinado por: _____

EVALUACIÓN NEUROLÓGICA

Carácteristica	HORA DE INICIO:		Comentario	HORA DE TÉRMINO:
	Estado			
Postura corporal/ postura de la cabeza	Normal <input type="checkbox"/>	Anormal <input type="checkbox"/>		Ninguno <input type="checkbox"/>
Comportamiento /respuesta estímulo	Normal <input type="checkbox"/>	Anormal <input type="checkbox"/>		Ninguno <input type="checkbox"/>
Coordinación	Normal <input type="checkbox"/>	Anormal <input type="checkbox"/>		Ninguno <input type="checkbox"/>
Respuesta a amenaza	Normal <input type="checkbox"/>	Anormal <input type="checkbox"/>	NA <input type="checkbox"/>	Ninguno <input type="checkbox"/>