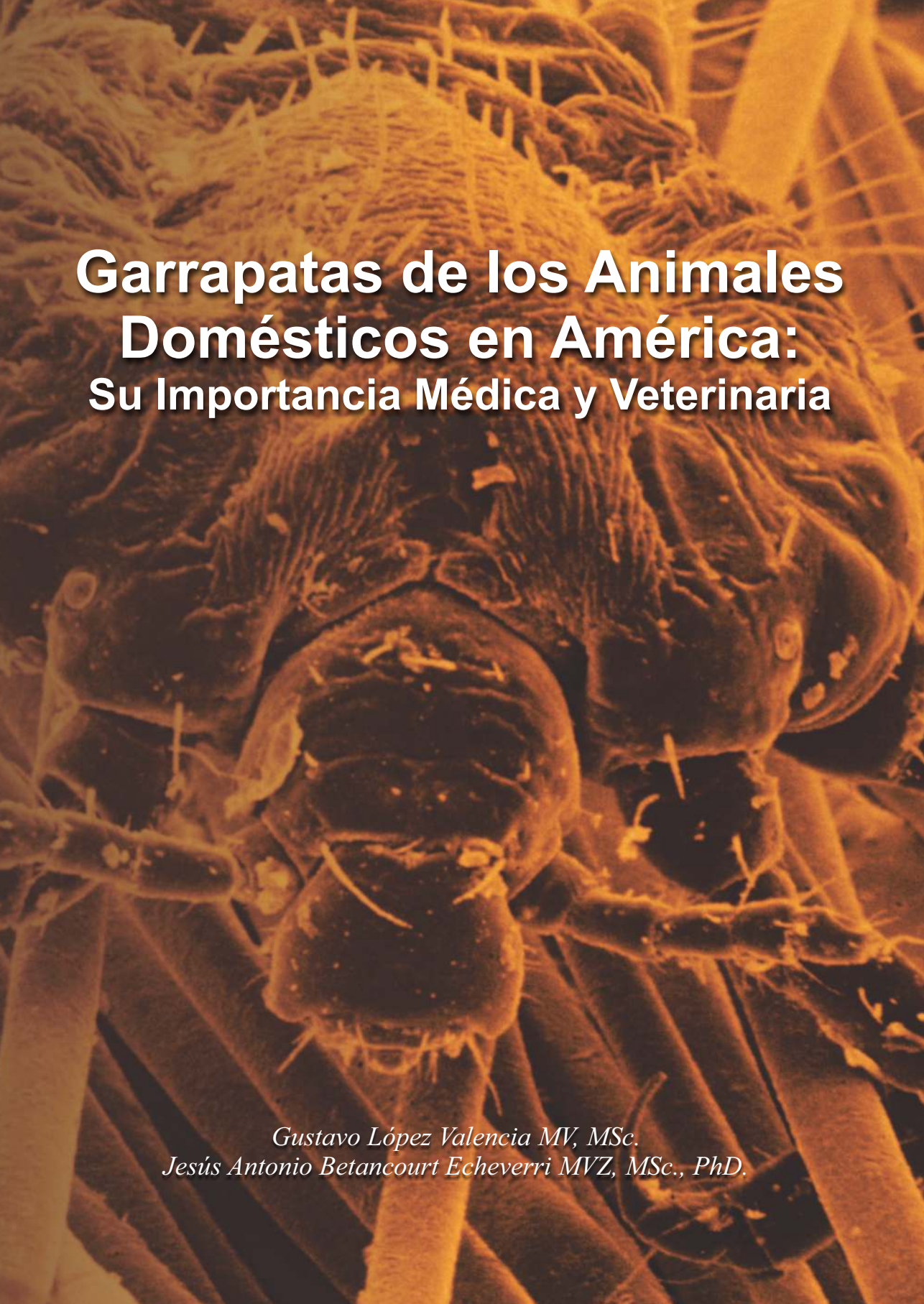




Garrapatas de los Animales Domésticos en América: Su Importancia Médica y Veterinaria

*Gustavo López Valencia MV, MSc.
Jesús Antonio Betancourt Echeverri MVZ, MSc., PhD.*

Garrapatas de los Animales Domésticos en América: Su Importancia Médica y Veterinaria

Gustavo López Valencia MV, MSc.

Jesús Antonio Betancourt Echeverri MVZ, MSc., PhD.

Garrapatas de los Animales Domésticos en América:
Su Importancia Médica y Veterinaria

© Gustavo López Valencia MV, MSc.

© Jesús Antonio Betancourt Echeverri MVZ, MSc., PhD.

Esta edición ha sido realizada bajo los auspicios de la Asociación Colombiana de Médicos Veterinarios y Zootecnistas, Médicos Veterinarios y Zootecnistas - Acovez y Limor de Colombia S.A.S.

Primera Edición 2024

Editores: Asociación Colombiana de Médicos Veterinarios y Zootecnistas, Médicos Veterinarios y Zootecnistas - Acovez y Limor de Colombia S.A.S.

Diseño de la portada: Sandra L. Fontalvo Acosta

Diagramación y Diseño: Sandra L. Fontalvo Acosta

Impresión: Contacto Gráfico S.A.S.

Impreso en Colombia / Printed in Colombia

ISBN: 978-628-96246-0-1

Queda prohibida la reproducción total o parcial de este libro por cualquier medio o procedimiento, ya sea electrónico o mecánico, el tratamiento informático, el alquiler o cualquier otra forma de cesión sin la autorización previa y por escrito de los titulares del copyright.



GUSTAVO LÓPEZ VALENCIA: Agradezco sinceramente a mi esposa Gloria y a mis hijos Juan Felipe, Gustavo Alonso, Mauricio y Sebastián por el apoyo que siempre he tenido para salir adelante y hago mención muy especial a mis hermanos y a mis cinco nietos que siempre me motivan para continuar con las investigaciones en el tema parasitario.

JESÚS ANTONIO BETANCOURT E., dedica esta obra a la memoria de Beatriz López Gallego, a sus hijos Antonio José y Juan Mauricio Betancourt López y a su nieta María Paula Betancourt Mendoza.

AGRADECIMIENTOS:

Los autores del presente libro expresan sus agradecimientos, por su apoyo para la edición del mismo a:

Limor de Colombia S.A.S., a su Presidente Dr. Libardo Mojica Rojas y a su Director Ejecutivo Dr. Giovanni Mojica Reyes.

Asociación Colombiana de Médicos Veterinarios y Zootecnistas - Acovez- ; a su Presidente de Junta Directiva, Dr. Ignacio Amador Gómez; a los demás miembros de la Junta Directiva y a su Directora Ejecutiva la Dra. Yeimi Andrea León Molina.

A Sandra Liliana Fontalvo, por su colaboración en el diseño y diagramación de la obra".

Tabla de contenido

	página
Prólogo	11
Capítulo I. Introducción, Taxonomía, Morfología	13
introducción	13
Clasificación	15
Morfología de la Clase Arachnnida	15
Morfología de las Familias	16
FAMILIA IXODIDAE	16
Morfología de los géneros de la Familia Ixodidae	19
<i>Rhipicephalus</i> (Latreille, 1806)	20
Subgenero <i>Boophilus</i> (Canestrini, 1887)	21
<i>Dermacentor</i> (Koch, 1844)	23
<i>Amblyomma</i> (Koch, 1844)	25
<i>Ixodes</i> (Latreille, 1795)	27
<i>Haemaphysalis</i> (Koch, 1844)	29
FAMILIA ARGASIDAE	31
Características morfológicas de los géneros de la Familia Argasidae	31
<i>Argas</i> (Latreille, 1792)	31
<i>Ornithodoros</i> (Koch, 1844)	32
<i>Otobius</i> (Banks, 1912)	33
<i>Antricola</i> (Cooley and Kohls, 1942)	34
Explicación de términos (glosario) de garrapatas	35
Bibliografía	37
Capítulo II: Distribución y Hospederos	41
GARRAPATAS DURAS (Ixodidae)	42
Género <i>Ixodes</i> (Latreille, 1795)	42
Género <i>Amblyomma</i> (Koch, 1844)	44
Géneros: <i>Dermacentor</i> , <i>Haemaphysalis</i> y <i>Rhipicephalus</i>	46
GARRAPATAS BLANDAS (Argasidae)	47
Género <i>Antricola</i> (Cooley & Kohls, 1907)	47
Géneros <i>Argas</i> (Latreille, 1792) y <i>Otobius</i> (Banks, 1812)	48
Género <i>Ornithodoros</i> (Koch, 1844)	49
Distribución de garrapatas (Ixodidae y Argasidae) con referencia especial a Colombia reportada por varios autores	50
Resumen	59
Bibliografía	60
Capítulo III: Bioecología	63
Familia IXODIDAE	63
Ciclo evolutivo de <i>Rhipicephalus</i> (<i>Boophilus</i>) <i>microplus</i> (Canestrini, 1887) ..	65
Ciclo evolutivo de <i>Amblyomma</i> <i>cajennense</i> (Fabricius, 1787)	69
Ciclo evolutivo de <i>Rhipicephalus</i> <i>sanguineus</i> (Latreille; 1806)	70
Ciclo evolutivo de <i>Dermacentor</i> <i>nitens</i> (Neumann, 1897)	70

FAMILIA ARGASIDAE	71
<i>Argas persicus</i> (Oken, 1818)	71
Bibliografía	72

Capítulo IV: Importancia de las Garrapatas en la Salud

Pública y en la Salud Animal	75
Transmisión de agentes patógenos en animales y humanos	76
GARRAPATAS IXODIDAE	76
Enfermedades causadas por RICKETTSIAS	77
RICKETTSIOSIS	77
Anaplasmosis bovina	77
Anaplasmosis en ovejas y cabras	80
<i>Anaplasma phagocytophilum</i> , <i>Anaplasma platys</i> :	81
COWDRIOSIS	84
Fiebre manchada de las montañas rocosas.	85
Ehrlichiosis monocítica Canina.	86
Ehrlichiosis granulocítica Canina	89
Ehrlichiosis en humanos.	90
BORRELIOSIS	91
Enfermedad de Lyme	91
ENFERMEDADES CAUSADAS POR PROTOZOOS	93
Babesiosis	93
Babesiosis Bovina	94
<i>Babesia bigemina</i> (Smith y Kilborne, 1983)	96
<i>Babesia bovis</i> (Babes, 1888)	96
Transmisión transovárica de <i>Babesia spp.</i> por	
<i>Rhipicephalus (Boophilus) microplus</i>	97
Theileriosis bovina	99
Babesiosis en ovinos y caprinos	100
Piroplasmosis (Babesiosis) y Theileriosis Equina	101
Babesiosis canina.	103
Babesiosis en porcinos.	106
Babesiosis en felinos	106
Babesiosis en humanos	106
Cytauxzoonosis felina	108
 HEPATOZOONOSIS	109
<i>Hepatozoon canis</i> (James, 1905).	109
Garrapatas Argasidae	111
Importancia de las garrapatas Argasidae	111
Fiebre Recurrente Endémica Transmitida por Garrapatas	112
Fiebre Q.	112
Espirotosis Aviar	113
Bibliografía	114

Capítulo V. Control de Garrapatas	125
Introducción	125
CONTROL QUÍMICO	126
Principales moléculas empleadas a través del tiempo.	126
SISTEMAS DE APLICACIÓN DE LOS ACARICIDAS	128
Baños de inmersión	129
Baños de aspersión	129
Placas en las orejas (orejeras)	130
Aplicación Pour On	130

Acaricidas sistémicos	130
Lactonas macrocíclicas (LM)	131
Uso de mezclas de productos para el control de garrapatas	132
Fallas en la aplicación de acaricidas	133
Resistencia de las garrapatas a los compuestos químicos	134
Fase de establecimiento	136
Fase de desarrollo	136
Fase de emergencia	136
CONTROL NO QUÍMICO	140
Empleo de ganado resistente a las garrapatas	140
Animales resistentes a nuca y garrapatas	142
Vacuna antigarrapatas	143
Control biológico con hongos entomopatógenos	144
Pastos con efecto sobre garrapatas	146
Rotación y descanso de potreros	147
Empleo de hospederos desfavorables (Ovinos)	148
Remoción de animales muy susceptibles	148
Extractos de plantas	149
Enemigos naturales, depredadores y parasitoides	151
Nemátodos	151
Aves	151
Hormigas	151
Avispas	152
Control de garrapatas por hibridación o irradiación (Machos estériles)	152
CONTROL INTEGRADO	152
Bibliografía	154





Prólogo

El libro "Garrapatas de los animales domésticos en América: su importancia médica y veterinaria", de Gustavo López Valencia y Jesús Antonio Betancourt Echeverry es una obra completa sobre el tema, que viene a llenar muy bien un gran vacío para los lectores americanos, especialmente de América Latina, el mayor énfasis del libro. Los autores son investigadores con amplia experiencia en el tema, especialmente en lo referente a las garrapatas en su país de origen, Colombia. Dada la ubicación geográfica de Colombia, sus problemas con las garrapatas y las enfermedades transmitidas por ellas son compartidos total o parcialmente por otros países de América Latina. Así, este libro se convierte en una referencia del tema para el continente, donde las compilaciones técnicas de esta naturaleza son escasas o están ausentes.

América Latina es uno de los principales productores de proteína animal del mundo. Si consideramos la proteína animal "verde" (rumiantes criados extensivamente), somos el primer productor mundial. Este hecho, sumado al clima tropical dominante en la mayor parte de América Latina, coloca a las garrapatas y a los patógenos que transmiten con una importancia primordial en los sistemas productivos de todo el continente. Además, las garrapatas en nuestro continente vienen presentando una importancia creciente en el contexto de la salud pública, dada la variedad de patógenos que transmiten no sólo a los animales, sino también a los seres humanos. Así, este libro se alinea perfectamente con el inexorable reconocimiento de las garrapatas como un serio problema de salud veterinaria y médica en América Latina.

El libro está dividido en cinco capítulos, ordenados de forma didáctica y en perfecta consonancia con las líneas de conocimiento de la materia. El capítulo I trata de la clasificación de las garrapatas, con énfasis en las características morfológicas de todos los géneros presentes en América Latina, tanto de la familia Ixodidae (garrapatas duras) como de la familia Argasidae (garrapatas blandas). La información se enriquece con una serie de ilustraciones de ga-

rrapatas representativas de cada género. El capítulo II presenta listas de las especies de garrapatas y sus principales hospedadores, para todos los géneros de garrapatas latinoamericanas. La lista se complementa con la distribución de las especies y la frecuencia semicuantitativa con que han sido reportadas parasitando al hombre. Este capítulo finaliza con un énfasis especial en la fauna de garrapatas de Colombia, especialmente para aquellas especies que más afectan a los animales domésticos y al medio rural, incluyendo el parasitismo sobre humanos en el país.

El Capítulo III trata sobre la bioecología de las garrapatas, tema esencial para la comprensión de las garrapatas como problema, donde se abordan las estrategias de supervivencia de las garrapatas de mayor importancia médico-veterinaria en diferentes zonas geográficas, los ciclos de vida en condiciones naturales o de laboratorio y la dinámica poblacional. Toda esta información se amplía en el Capítulo IV, donde se esboza la gran importancia de las garrapatas con una amplia descripción e ilustración de los patógenos transmitidos por las garrapatas duras y blandas en América Latina, especialmente bacterias y protozoos y la salud tanto animal como humana. Por todo lo anterior, el Capítulo V cierra el libro con broche de oro, aportando una descripción detallada de los métodos de control de garrapatas, haciendo énfasis tanto en el control químico como en el no químico, incluyendo el control biológico, fitoterápico, inmunológico y a través del manejo de animales y granjas.

Sin dudas, lo completo de la información y los temas presentados en forma ordenada y complementaria a lo largo de estos cinco capítulos, haciendo siempre hincapié en las dos familias de garrapatas presentes en Latinoamérica (Ixodidae y Argasidae), hacen de este libro una obra única para la realidad de nuestro continente. Es un libro que servirá no sólo a los académicos de veterinaria, zootecnia, agronomía, biología y medicina, sino también a los profesionales de estas diferentes áreas, que lidian diariamente, directa o indirectamente, con las garrapatas y los problemas presentados por ellas. El énfasis del libro en la fauna latinoamericana de garrapatas, retratado por la amplia experiencia de los autores en el tema, permite una lectura fluida y de gran didáctica. El libro es, ante todo, una gran contribución a una base sólida para apoyar el avance continuo de los sistemas de producción pecuaria y la salud pública en nuestro continente.

Marcelo Bahía Labruna
Médico Veterinario PhD.
Universidade de São Paulo, Brasil



Capítulo I: Introducción, Taxonomía, Morfología

Introducción

Las garrapatas son ectoparásitos que se alimentan de sangre y afectan a todas las especies animales domésticas, silvestres y a humanos. Existen cerca de 999 especies identificadas en el mundo que pertenecen a la Clase Arácnida, Orden Acarina Familias Ixodidae, conocidas como garrapatas duras por poseer un escudo esclerotizado en el dorso; Familia Argasidae: comúnmente llamadas garrapatas blandas por carecer de la estructura esclerotizada en la parte dorsal de cuerpo; Familia Nuttalliellidae con una sola especie restringida al continente africano y que se conoce como *Nuttalliella namaqua*. (Guglielmone *et al.* 2003., López y Parra, 2017). y las Familias Deinocrotonidae, con dos especies y Khimairidae con una especie reportada y de reciente inclusión en la literatura Científica. (Peñalvert *et al.* 2017; Mans, B.J. 2023). Estas dos familias comprenden garrapatas fósiles atrapadas en ámbar desde el período Cretácico que al parecer parasitaban dinosaurios emplumados Terópodos, antecesores de las aves actuales (Peinado, 2019).

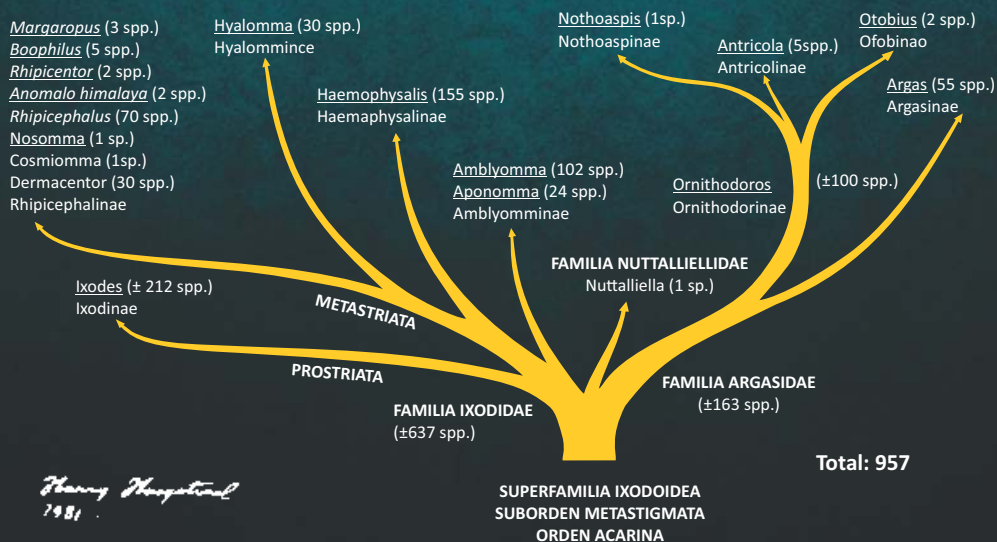


Figura 1. Familias y géneros de garrapatas reportadas hasta el año 1981. (fuente: Mans, 2023)

Desde 1985 de acuerdo con Hoogstral se reportaban 957 especies de garrapatas (Figura 1) y ya para el año 2023 se reportan 1005 especies incluyendo las 6 especies del complejo *Amblyomma cajenense*. (Figura 2). Esta última figura incluye también las familias Deinocrotonidae y Khimairidae, recientemente consideradas.

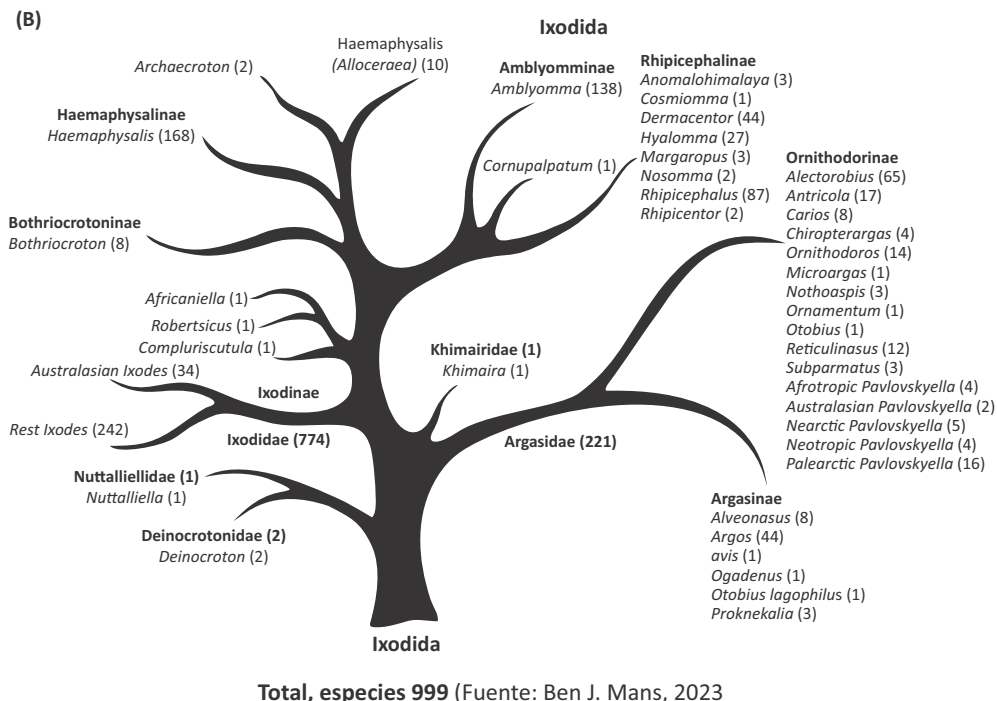


Figura 2. Familias y géneros de garrapatas reportadas hasta 2023, (fuente: Ben. J. Mans 2023), sin incluir las 6 especies del complejo *Amblyomma cajenense*

Las garrapatas de la familia Ixodidae poseen una estructura esclerotizada en el dorso denominada escudo que cubre en las hembras, la mitad anterior del cuerpo y en los machos, la totalidad de la parte dorsal del cuerpo; por esta razón se las conoce como “garrapatas duras”. Esta familia abarca cerca de 729 especies. Las garrapatas de la familia Argasidae, en cambio, no poseen el escudo mencionado y por eso se les da el nombre de garrapatas blandas; de ellas se han reportado cerca de 193 especies. La familia (Nuttalliellidae) parece ser morfológicamente intermedia entre las dos familias previamente citadas (Barros - Battesti, 2006; Guglielmone *et al.* 2003). Las dos familias Deinocrotonidae, con dos especies del género *Deinocroton* y la Familia Khimairidae con la especie *Cornupalpatum burmanica*, están incluidas en el relato de Peñalvert *et al.* (2017) Peinado (2019) y Mans (2023) y fueron encontradas en plumas de Dinosaurios terópodos, fosilizadas en ámbar de Myanmar con una antigüedad de cerca de 100 millones de años. Tal como los autores relatan estos fósiles se forman en el ámbar, material de resina resultante de la savia fosilizada de árboles de coníferas presentes en Birmania y otros países europeos.

Las dos familias Deinocerotonidae y Khimairidae, presentaban unas piezas bucales como de Ixodidae y un cuerpo blando como de Argasidae, dando lugar a que los mismos autores pensaran que de estas formas se pudieron derivar las familias Ixodidae y Argasidae.

Las garrapatas son consideradas como el ectoparásito más importante en el mundo por afectar a todas las especies animales y a los humanos. Su importancia radica en la irritación de la piel, la pérdida de sangre, la transmisión mecánica o biológica de organismos patógenos como bacterias, virus, protozoos, hongos, filarias, espiroquetas y rickettsias, los daños en pieles, además de los altos costos de su control. (Cortés, *et al.* 2010).

En los últimos años las garrapatas han cobrado mayor trascendencia tanto en la salud pública como en la medicina veterinaria puesto que el cambio climático ha favorecido la colonización por parte de algunas especies, en zonas más altas donde antes no se conocían. Esta migración ha propiciado la transmisión de agentes patógenos tanto a animales como a humanos, los cuales se encuentran completamente susceptibles a los microorganismos que las garrapatas pueden transmitir. (Betancourt, 2011).

Las familias Ixodidae y Argasidae están distribuidas por todos los continentes. En las Américas se han reportado cerca de 200 especies, de las cuales en Colombia sólo se conocen cerca de 80, seguramente por no tener los estudios suficientes sobre su distribución, hospederos y transmisión de patógenos. Estos estudios serían de gran utilidad para completar el mapa epidemiológico sobre la presencia y transmisión de patógenos de todas las especies que puedan existir. (Betancourt, 1992,2011;2012; Cortes, *et al.* 2010; López *et al.*, 1986.; López, *et al.* 1989, López, G. 2017; Guglielmone *et al.* 2003).

En el capítulo sobre morfología de las garrapatas sólo, se incluirán las familias **Ixodidae** y **Argasidae** por ser las de importancia en las Américas.

Clasificación

Las garrapatas pertenecen al Phylum Artrópoda, Clase Arachnida, Orden Acarina, Suborden Ixodoidea, Familias Ixodidae, cuyos géneros son *Amblyomma*, *Rhipicephalus*, *Ixodes*, *Dermacentor*, *Haemaphysalis*, *Hyalomma* y la familia Argasidae con los géneros: *Argas*, *Ornithodoros*, *Antricola*, *Otobius*, *Carios*, *Nothoaspis* (Guglielmone, *et.al.* 2003, Soulsby, 1987).

Morfología de la Clase Arachnida

La clase Arachnida se caracteriza por carecer de antenas; el cuerpo está dividido en cefalotórax (prosoma) y abdomen (opistosoma). El orden Acarina es el único de esta clase con especies parásitas. Los miembros de este orden se distinguen del resto de los arácnidos por no tener el cuerpo dividido en regiones diferenciadas. En ellos el prosoma y el opistosoma se hallan fusionados

formando el idiosoma. Las garrapatas pertenecen al subgénero *Metastigmata* debido a que los espiráculos se localizan detrás del cuarto par de patas con una placa estigmática que aparentemente cierra la abertura del espiráculo y, como se ha dicho, comprende las familias *Ixodidae* y *Argasidae*. (Soulsby, 1987).

El estado de larva posee 3 pares de patas, mientras que los estados adulto y ninfal presentan 4 pares de patas. El primer segmento de las patas se denomina coxa y se designan, de adelante hacia atrás del cuerpo, con números romanos (I, II, III y IV) y pueden tener o no espolones de acuerdo con la especie; los segmentos que componen las patas se llaman coxa, trocánter, fémur, tibia, tarso, metatarso y terminan en una estructura con uñas que le sirve como medio de adherencia al hospedero y es denominada pulvilo. En los tarsos del primer par de patas se encuentra el órgano de Haller, estructura sensorial de origen post- embrionaria presente en todos los estados biológicos activos de las garrapatas y que les sirve para localizar los hospederos y detectar las feromonas (Soulsby, 1987).

Morfología de las Familias:

FAMILIA IXODIDAE

Las garrapatas que pertenecen a la familia *Ixodidae* se conocen comúnmente como garrapatas duras por tener un amplio dimorfismo sexual y porque poseen en el dorso una estructura esclerotizada conocida como escudo, el cual en las hembras cubre la parte anterior del dorso, mientras que en los machos cubre el dorso completamente. El escudo puede tener, en algunas especies, puntuaciones y manchas de diferente tamaño y presentar diferentes coloraciones; en este caso se habla de escudo dorsal ornamentado. Las hembras de la familia *Ixodidae* tienen, además, en la parte anterior del escudo, dos surcos longitudinales, llamados surcos cervicales, que se inician en la parte anterior del cuerpo con la base del capítulo, y se dirigen hacia atrás. En la base del capítulo, se alojan las piezas bucales constituidas por los palpos, el hipostoma con denticiones y los quelíceros. (Soulsby, 1987).

En los bordes del tercio anterior del escudo se presentan los ojos, los cuales están presentes en los géneros *Amblyomma*, *Dermacentor*, *Rhipicephalus*, *Hyalomma* y ausentes en *Ixodes* y *Haemaphysalis*. En la cara dorsal de la base del capítulo se observan, en las hembras, dos estructuras simétricas con puntuaciones muy finas, que se conocen como áreas porosas y que, en opinión de algunos autores, se trata de la abertura externa de conductos de glándulas dérmicas y para otros se trata de terminaciones del nervio oculoporoso que se origina en el ganglio dorsal del cerebro.

En la base del capítulo, como antes se mencionó, también se encuentran los quelíceros o mandíbulas que son unas pinzas con las que perforan la piel de los hospederos; igualmente se encuentran los órganos sensoriales conoci-

dos como palpos. Estos poseen cuatro segmentos cada uno, los cuales pueden ser largos o cortos, dependiendo de la longitud del segundo segmento. Si este último es más largo que el tercero, se dice que las garrapatas son de rostro largo (ejemplo *Amblyomma* e *Ixodes*) y si son iguales o más pequeños se dice que son de rostro corto (ejemplo *Dermacentor*). (Barros- Battesti, 2006; Núñez *et al.* 1987)

En medio de los palpos se encuentra el hipostoma, órgano constituido por una serie de dentículos para fijación y conductos para la absorción de la sangre del hospedero. Dependiendo del número de dientes en cada lado del conducto central se dice que la fórmula dentaria es 3/3 o 4/4 para dar dos ejemplos. En dirección casi paralela a los bordes del cuerpo están los surcos marginales que pueden ser completos o incompletos dependiendo de la especie. (Núñez *et al.* 1987)

En el centro de la cara ventral de la familia Ixodidae y hacia el tercio anterior, aproximadamente entre los primeros pares de coxas, se encuentra el poro genital el cual se presenta como una hendidura transversal, de donde nacen los surcos genitales en forma divergente hacia la parte posterior terminando en las proximidades de los festones en los géneros que los poseen. En el tercio posterior y sobre la línea media se encuentra la abertura anal o nefrostoma y, bordeando el ano se encuentra el surco anal que lo puede bordear en la parte anterior como en el género *Ixodes* o en la parte posterior como en el caso de *Amblyomma* y otros géneros de Ixodidae, característica importante en la diferenciación de estos géneros. A cada lado del cuerpo y detrás del cuarto par de patas se encuentran los espiráculos que corresponden a la terminaciones del aparato respiratorio y están delimitados por una membrana quitinosa que puede ser redondeada u oval dependiendo de la especie y se denomina placa espiracular o peritremo. (Barros-Battesti, 2006; Nuñez *et al.* 1987; Osorno Mesa, 1941)

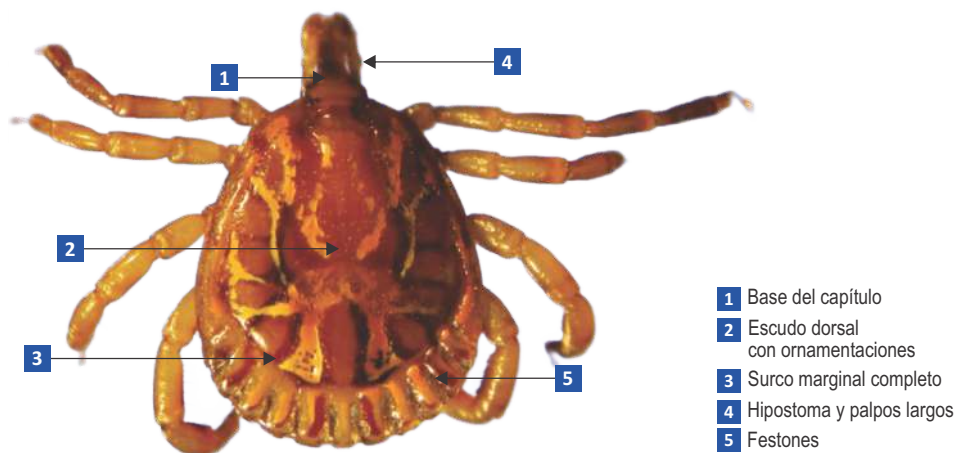


Figura 3. Vista dorsal de un macho de rostro largo de la familia Ixodidae

En esta figura 3 con presentación dorsal de un macho se observan unos palpos largos; el escudo cubre todo el dorso, el surco marginal es completo y en el extremo posterior se observan los festones.

Como antes se mencionó, las patas son cuatro pares en adultos y ninfas y tres pares en las larvas y están constituidas, cada una, por 7 segmentos; el primero de ellos se denomina coxa la cual puede tener o no espolones característica que varía con cada especie. El segundo segmento se denomina trocánter y lo siguen el fémur, la tibia, el tarso, el metatarso y el púlvilo. En los tarsos del primer par de patas se presenta el órgano de Haller, que actúa como órgano sensorial. (Núñez, *et al.* 1987; Osorno Mesa, 1941). En las figuras 3 y 4 se observan la cara dorsal del macho y de la hembra, respectivamente, y en la figura 5, la cara ventral de un macho de Ixodidae.

En la figura 6 que corresponde a una hembra Ixodidae en presentación ventral se observan muy bien las coxas con espolones, los poros genital y anal, los segmentos que forman las patas y el peritremo o placa espiracular.

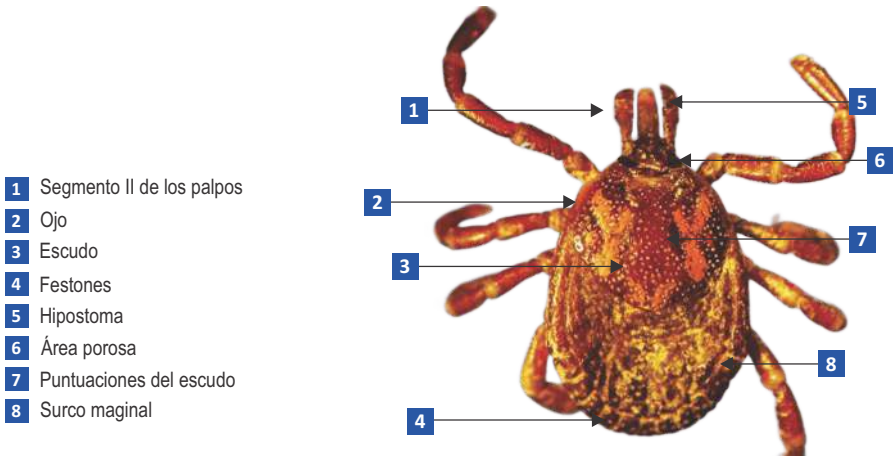


Figura 4. Vista dorsal de una hembra de rostro largo de la familia Ixodidae
En la figura 4 se observa en presentación dorsal una hembra Ixodidae apreciándose el escudo que cubre la mitad anterior del dorso, el segmento II de los palpos y el Hipostoma central. Se observan además diferentes coloraciones en el escudo y múltiples puntuaciones, con un surco marginal completo y presencia de festones.

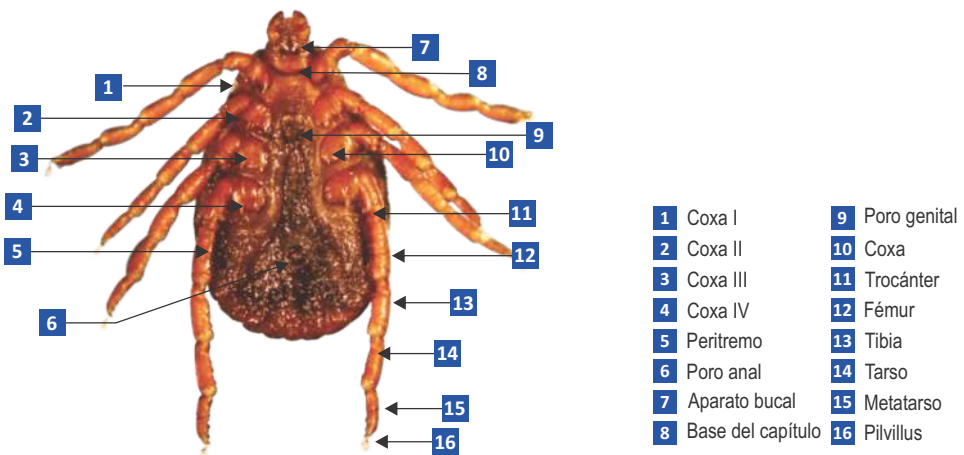


Figura 5. Vista ventral de un macho de rostro corto de la familia Ixodidae
En esta figura 5 se observan el hipostoma, los palpos, los poros genital y anal, al igual que las coxas I a IV con espolones y el nombre de los segmentos que componen las patas.

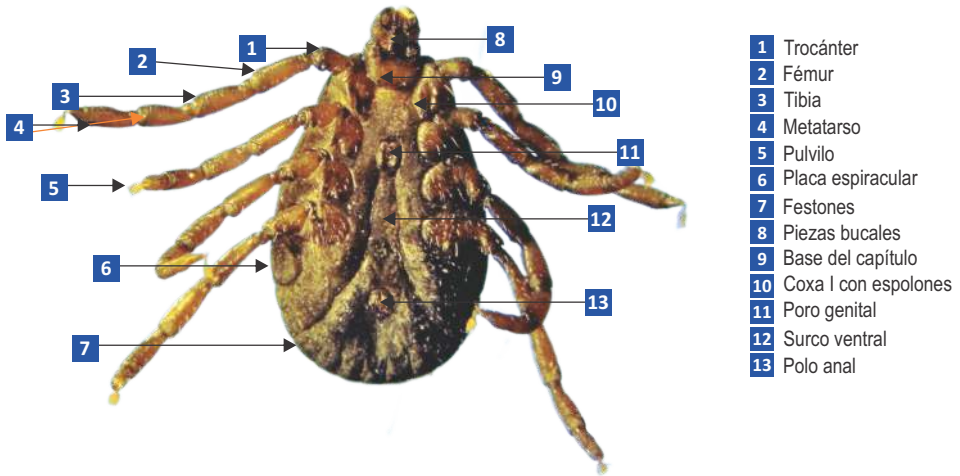


Figura 6. Vista ventral de una hembra de la familia Ixodidae

Morfología de los géneros de la Familia Ixodidae

Los géneros reconocidos actualmente dentro de la familia Ixodidae son:

Rhipicephalus, *Amblyomma*, *Ixodes*, *Dermacentor*, *Haemaphysalis*, *Nossoma*, *Margaropus*, *Anomalohimalaya*, *Hyalomma*, *Rhipicentor*, *Bothriocroton* y *Cosmiomma*. En la región Neotropical que comprende desde el Sur de la Florida, Centro, Suramérica y las islas del Caribe, se encuentran los géneros *Rhipicephalus* (2 especies); la subespecie *Boophilus* (2 especies), *Amblyomma* (57 especies); *Ixodes* (45 especies), *Dermacentor* (9 especies), *Ixodes* (45 especies) y *Haemaphysalis* (3 especies). (Guglielmone *et al.* 2003). En la región neártica (la cual cubre la mayoría de Norteamérica, incluyendo Groenlandia y las montañas de México), se ha reportado recientemente una nueva especie de garrapata *Haemaphysalis longicornis* (Beard *et al.*, 2018). Esta especie de garrapata es muy frecuente en Asia, Australia, Nueva Zelanda y transmite a los bovinos *Theileria orientalis* la cual ya está presente en varios Estados de Norte América (Egizi *et al.* 2019; Oakes *et al.* 2019)

De acuerdo con trabajos recientes de filogenia molecular, el género *Anocentor*, garrapata de un solo hospedero se asimiló al género *Dermacentor*; de tal manera que el nombre correcto es *Dermacentor nitens*. De igual manera, el Género *Boophilus*, la garrapata más importante en nuestro medio, por afectar especialmente la ganadería bovina, fue incluida como subgénero de *Rhipicephalus*; el nombre correcto es *Rhipicephalus (Boophilus) microplus* (Guglielmone, *et al.* 2021).

Por considerarlo de interés se mencionan las garrapatas que no existen en nuestro medio pero muy importantes en otros países: el género *Nosomma* está restringido a la India parasitando animales domésticos, silvestres y humanos; el género *Anomalohimalaya* se encuentra en las montañas de Asia Central parasitando roedores; *Bothriocroton* parasita osos hormigueros en Australia y Nueva Guinea; *Hyalomma* garrapata muy importante en Europa, Asia y Africa afectando animales y humanos y transmite el virus de la Fiebre

hemorrágica de Crimea-Congo; *Cosmiomma* parasita hipopótamos en el Sur de África. *Margaropus* parasita zebras y equinos en las montañas del sur de África y *Rhipicentor* parasita equinos, bovinos, caninos, carnívoros y cabras en el Sur de África. En el presente texto se incluye la información y morfología de los géneros que se presentan en la región neotropical en la cual se incluye a Colombia. En las imágenes se incluirá un ejemplo de estos géneros incluyendo machos y hembras en presentación dorsal y ventral. (Barros- Battesti, 2006; Guglielmone *et al.* 2003)

***Rhipicephalus* (Latreille, 1806):**

Morfológicamente este género de garrapata posee hipostoma y palpos cortos; la base del capítulo es de forma hexagonal y el ángulo externo de la misma se extiende lateralmente un poco más allá del margen del escudo. El escudo dorsal no tiene ornamentaciones; la coxa I presenta dos espinas muy fuertes; las placas espiraculares son alargadas en forma de coma. Los machos presentan ventralmente placas adanales y accesorias. (Soulsby, 1987) (figuras 7,8,9,10).

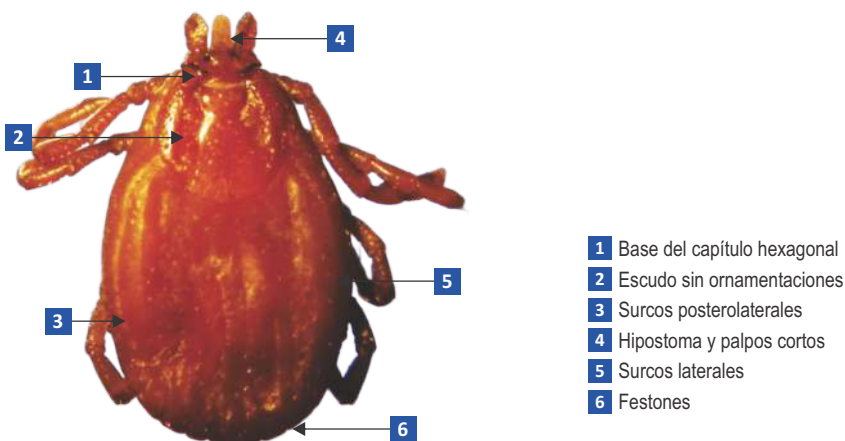


Figura 7. Vista dorsal de una hembra de *Rhipicephalus sanguineus*.

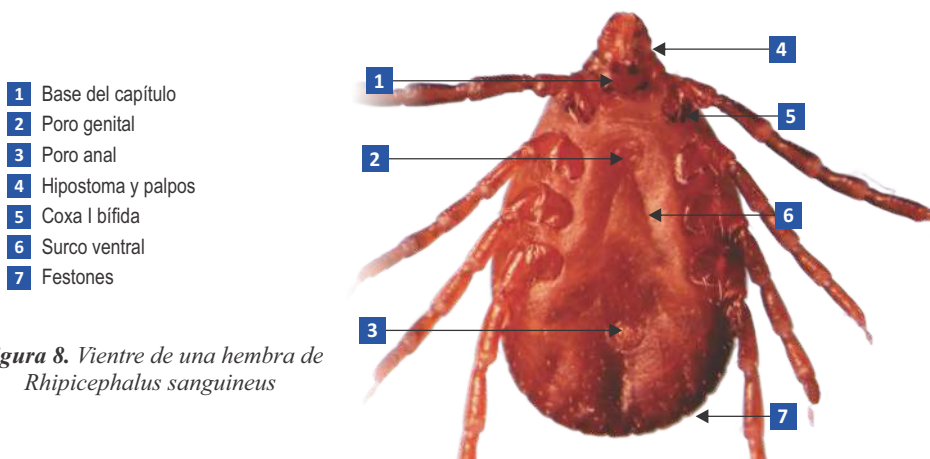
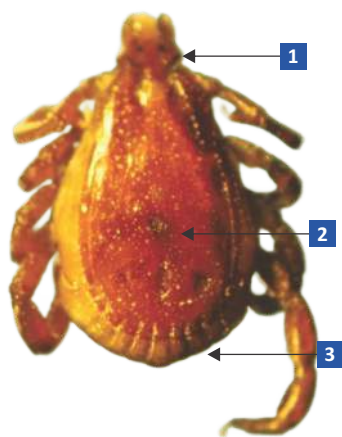
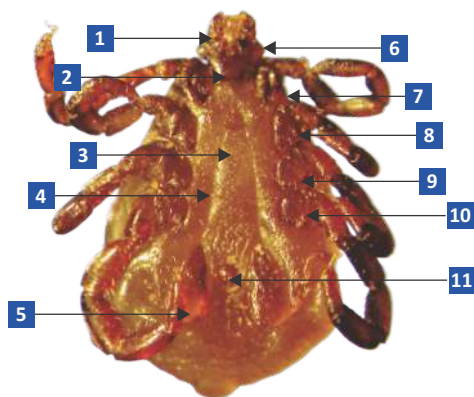


Figura 8. Vientre de una hembra de *Rhipicephalus sanguineus*



- 1 Proyección lateral base del capítulo
- 2 Escudo sin ornamentaciones
- 3 Festones

Figura 9. Dorso de un macho de *Rhipicephalus sanguineus*



- | | |
|---|-----------------|
| 1 Hipostoma y palpos cortos | 7 Coxa I bifida |
| 2 Base del capítulo | 8 Coxa II |
| 3 Poro genital | 9 Coxa III |
| 4 Surco Ventral | 10 Coxa IV |
| 5 Placas adanales | 11 Poro anal |
| 6 Borde lateral de la base del capítulo | |

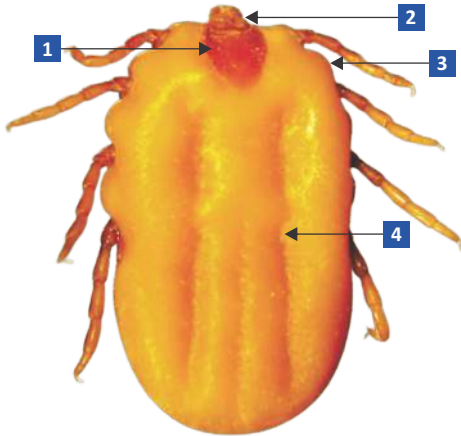
Figura 10. Vientre de un macho de *Rhipicephalus sanguineus*

Subgénero *Boophilus* (Canestrini, 1887)

La especie de garrapata conocida anteriormente como *Boophilus microplus* (Canestrini, 1887) y que por estudios de filogenia molecular pasó a ser un subgénero del género *Rhipicephalus*, para denominarla entonces *Rhipicephalus (Boophilus) microplus*. *R (B) microplus*, ha sido considerada a nivel mundial como la garrapata más importante en la ganadería bovina con unas pérdidas económicas que fueron estimadas a nivel mundial entre US\$13.9 y 18.7 billones representados en pérdidas directas, transmisión de hemoparásitos como *Babesia bigemina*, *Babesia bovis* y *Anaplasma marginale* y costos de control (De Castro, 1997). Existen cinco especies de este subgénero a nivel mundial, de las cuales dos - *R. microplus* y *R. annulatus* - existen en América. En el Neotrópico americano solo se conoce la especie *R (B) microplus* y se encuentra distribuida desde el sur de México hasta el norte de Argentina, con excepción de Chile donde no se presenta, y en las Antillas. (Barker y Murrell, 2002; Benavides, 2001b; Cortes et al. 2010; Guglielmone et al. 2003).

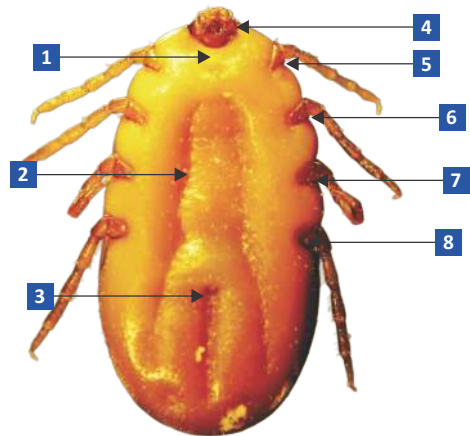
Las dos últimas especies son de rostro corto; los segmentos 2 y 3 de los palpos presentan una pequeña cresta dorsal y lateral; la base del capítulo es casi hexagonal; el hipostoma puede tener una fórmula dentaria 3/3 o 4/4; no presentan ornamentaciones en el escudo el cual, en las hembras, es muy pequeño y en los machos cubre todo el dorso; ventralmente se observan placas adanales y accesorias y los ojos están presentes. La coxa I puede presentar uno o dos espolones y, en los machos se aprecia en la misma coxa un proceso anterior. Las coxas II, III y IV pueden tener uno o dos espolones o carecer de ellos.

La placa espiracular es pequeña, redondeada y con múltiples puntuaciones. Todos los tarsos tienen espolones ventrales terminales; en los machos de *R(B) microplus* se presenta un proceso caudal el cual está ausente en *R(B)annulatus*. (Beaty and Keirans,2001; Nuñez, 1987). (figuras 11,12,13,14).



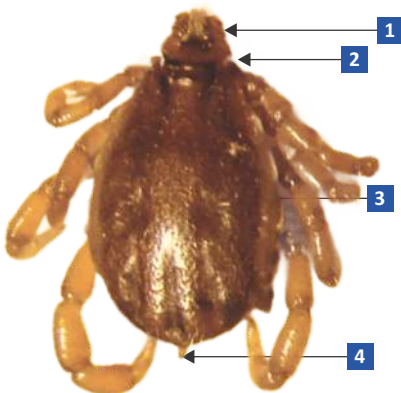
- 1 Escudo
- 2 Base del capitulo y palpos cortos
- 3 Ojo
- 4 Dorso

Figura 11. Dorsal de una hembra de *R(B) microplus*



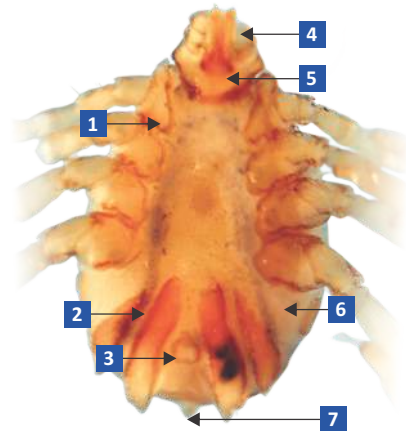
- 1 Poro genital
- 2 Surco ventral
- 3 Poro Anal
- 4 Base del capitulo y
- 5 Coxa I
- 6 Coxa II
- 7 Coxa III
- 8 Coxa IV

Figura 12. Vientre de una hembra de *Rhipicephalus (B) microplus*



- 1 Hipostoma y palos cortos
- 2 Base del capitulo hexagonal
- 3 Escudo sin ornamentaciones
- 4 Proceso caudal

Figura 13. Dorsal de un macho de *Rhipicephalus (B) microplus*



- 1 Coxa I cons dos espolones
- 2 Placas adanales
- 3 Poro anal
- 4 Hipostoma y palpos cortos
- 5 Base del capitulo
- 6 Placas accesorias
- 7 Proceso caudal

Figura 14. Vientre del macho de *Rhipicephalus (B) microplus*.
(Cortesía: E. Benavides)

Dermacentor (Koch, 1844)

Este género está representado en el mundo por cerca de 35 especies; la mayoría de ellas requieren tres hospederos para desarrollar su ciclo y se les denomina por tanto garrapatas de 3 hospederos; entre estos se incluyen grandes y pequeños mamíferos, equinos, bovinos, ciervos, conejos, cuerpoespines, tapires y humanos. En Norte América una especie muy importante *Dermacentor andersoni* (Stiles, 1908) es conocida como la “Garrapata de la madera de las Montañas Rocosas”. Esta especie es de tres hospederos: bovinos, equinos, venados, cabras, conejos y humanos. Su importancia radica en la transmisión de *Rickettsia rickettsii*, agente causal de la “Fiebre Manchada de las Montañas Rocosas”. Esta especie transmite además la parálisis tóxica en humanos, el virus de la fiebre de Colorado y la bacteria *Francisella tularensis*. Está distribuida especialmente en la parte occidental de Estados Unidos y Canadá. (Barros-Batesti, 2006; Cooley, 1937, 1938; Soulsby, 1987).

La hembra de *D. andersoni* puede vivir en el suelo sin alimentarse más de 600 días y puede ovipositar más de 6.000 huevos cuando está completamente ingurgitada. (Stiles, 1908)

En los Estados Unidos de América y algunas regiones de México, existen varias especies del género *Dermacentor* que, además de servir como vectores de *Rickettsia rickettsii* para los humanos, son vectores biológicos de *Anaplasma marginale* para los bovinos. Estas especies son *Dermacentor andersoni*, *Dermacentor variabilis* (la Garrapata americana del perro) y *Dermacentor occidentalis* (la garrapata de la Costa Pacífica). La transmisión de anaplasmosis en América Central y del Sur es realizada mecánicamente por dípteros hematófagos y por la Garrapata Común del Ganado *Rhipicephalus microplus*. (Borges *et al.* 1998, USDA, 1976; Kocan *et al.* 2010; López, 2017).

En Centro y Suramérica, con excepción de Chile, la especie más importante es *Dermacentor nitens* conocida hasta hace pocos días como *Anocentor nitens* (Neumann, 1897), como antes se anotó, y es también llamada la “Garrapata Tropical del Caballo”; su importancia radica en la transmisión de *Babesia caballi* y *Theileria equi* y es una de las tres especies del género *Dermacentor* que solo requieren un solo hospedero para desarrollar su ciclo (Jones *et al.* 1972; Soulsby, 1987).

Algunos autores como Murrel *et al.* (2001) han sugerido dejar vigente el nombre de la especie *Anocentor nitens*; sin embargo otros autores como Estrada-Peña (1990), Borges *et al.* (1998) y Guglielmone *et al.* (2021), al comparar las características morfológicas entre las especies del género *Dermacentor*, concluyeron que *Anocentor nitens* definitivamente sigue llamándose *Dermacentor nitens*.

Las características morfológicas mas importantes del género pueden describirse como de palpos cortos y gruesos con una elevación postero dorsal; los segmentos 1 y 2 de los palpos se encuentran fusionados; la base del capítulo vista dorsalmente es rectangular; la fórmula dentaria es por lo general 3/3; ojos presentes; el escudo es ornamentado con excepción de *Anocentor nitens*

que no tiene ornamentaciones. El segmento 4 de los palpos es subterminal y ventral; las coxas aumentan de tamaño progresivamente siendo las coxas I a III, las más pequeñas y la IV mucho más grande que las demás. El poro genital se localiza entre las coxas II y el poro anal se localiza después de la coxa IV. Las placas espiraculares son alargadas, en forma de coma y con múltiples puntuaciones; en *D. nitens* son redondeadas y sólo presentan 7 orificios como pequeñas copas, simulando un disco de teléfono, siendo esta característica muy importante para diferenciarla de las otras especies de *Dermacentor* (Cooley, 1938; Crosby, 1998; Estrada-Peña, 1990; Soulsby, 1987) (figuras 15,16,17,18).

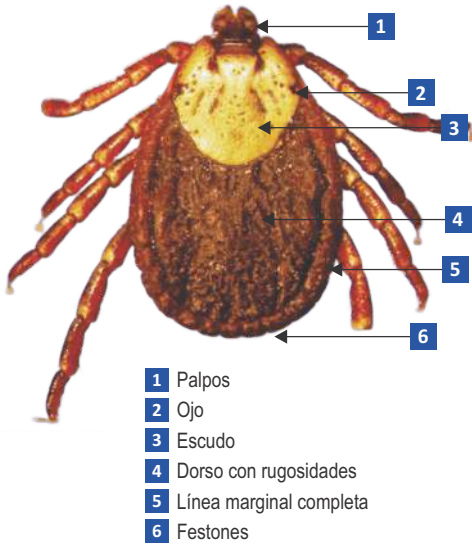


Figura 15. Dorso de una hembra de *Dermacentor andersoni*

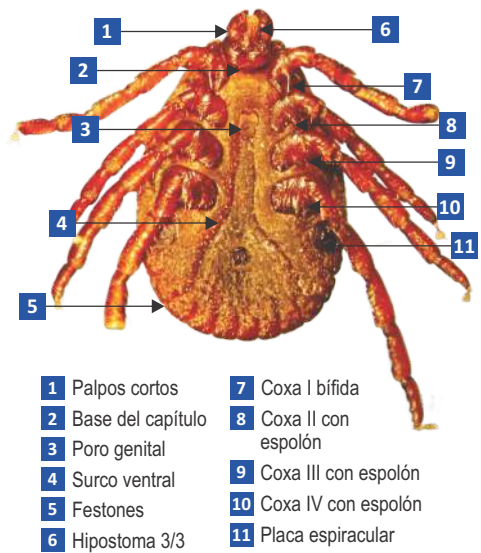


Figura 16. Vientre de una hembra de *Dermacentor andersoni*

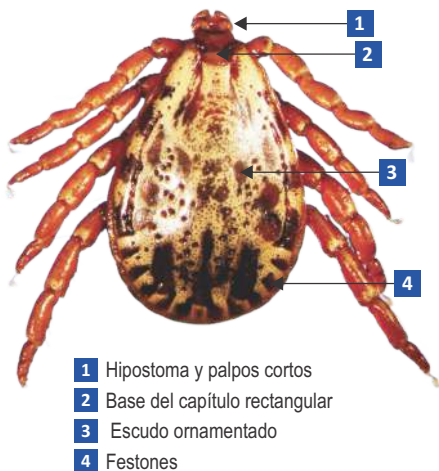


Figura 17. Vista dorsal de un macho de *Dermacentor andersoni*

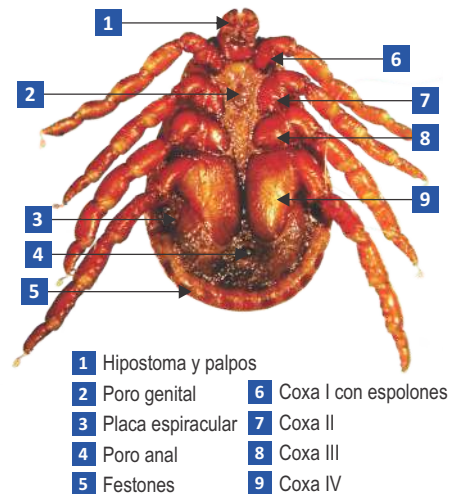


Figura 18. Vientre de un macho de *Dermacentor andersoni*
Nótese el tamaño sobresaliente de la Coxa IV

Amblyomma (Koch, 1844)

Al género *Amblyomma* pertenecen en la actualidad 136 especies identificadas en el mundo de las cuales en Colombia se han reportado 37. Una de las más importantes por su amplia distribución es la conocida anteriormente como *Amblyomma cajennense sensu lato*, la cual puede parasitar especialmente en bovinos, equinos, venados y humanos y transmite a estos últimos la *Rickettsia rickettsii*, agente causal de Fiebre Moteada de las Montañas Rocosas, conocida en Colombia como “Enfermedad de Tobia” o “Fiebre de Tobia” municipio donde se hizo el primer diagnóstico de la enfermedad en este país. Esta especie de garrapata se encuentra distribuida en todos los climas y recientemente, por estudios morfológicos se ha concluido que pertenece a un complejo de 6 especies distribuidas así: *A. cajennense* en la región del Amazonas; *A. mixtum* desde Texas hasta la región occidental del Ecuador; *A. sculptum* en el Norte de Argentina, Bolivia, Paraguay y Brasil; *A. interandinum* en los valles interandinos del Perú; *A. tonelliae* en las áreas secas del norte de Argentina, Bolivia y Paraguay y *A. patinoi* descrita en Colombia en la localidad de Villeta, Cundinamarca, en los Llanos Orientales, Costa Atlántica, Santander y otras regiones. (Estrada-Peña, 2004., Guglielmone *et al.* 1982., Guglielmone, *et al.* 2003., Jones *et al.* 1972; Labruna *et al.*, 2002b; López y Parra, 1985, Cassaletti *et al.* 2013).

Como se anotó antes, todas las especies de *Amblyomma* requieren de tres hospederos para realizar su ciclo; es decir que la larva se alimenta en un animal, la ninfa en otro y finalmente completa el ciclo en un tercero los cuales pueden ser de la misma o diferente especie.

En este género de garrapata la base del capítulo generalmente tiene forma triangular; los palpos son largos siendo el segundo segmento dos veces más largo que el tercero; el escudo en casi todas las especies es ornamentado; ventralmente el surco anal bordea el orificio anal por su parte posterior (surco anal posterior), característica importante para diferenciarla del género de *Ixodes* que también son de rostro largo pero el surco anal bordea el orificio anal por su parte anterior. Las coxas generalmente tienen espolones y algunas especies tienen espolones en los tarsos II a IV. (López, 2017; Núñez *et al.* 1987; Soulsby 1987). (Figuras 19,20,21,22).

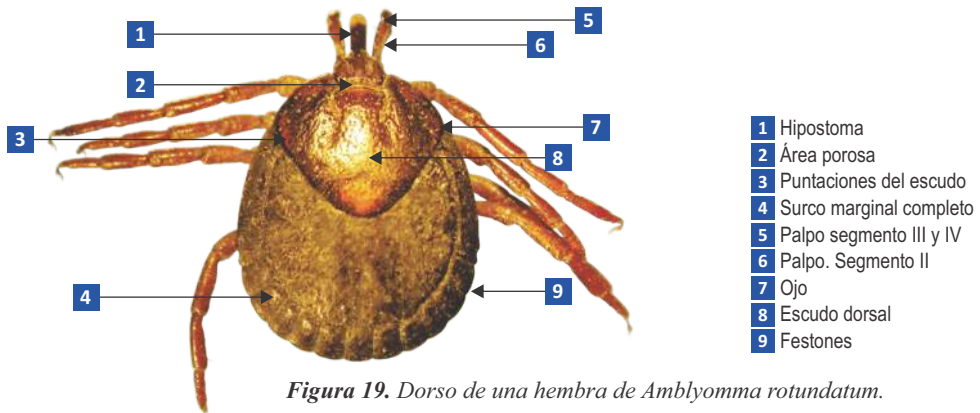


Figura 19. Dorso de una hembra de *Amblyomma rotundatum*.

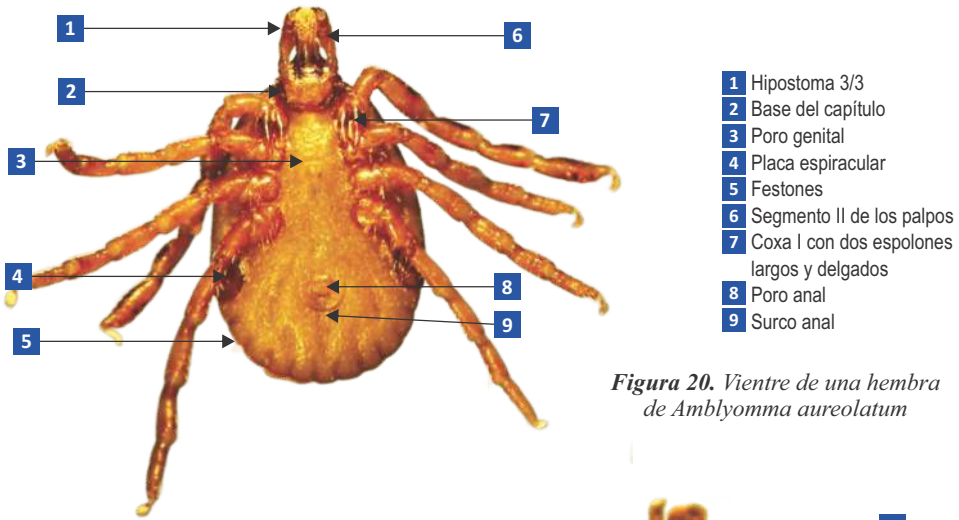


Figura 20. Vientre de una hembra de *Amblyomma aureolatum*

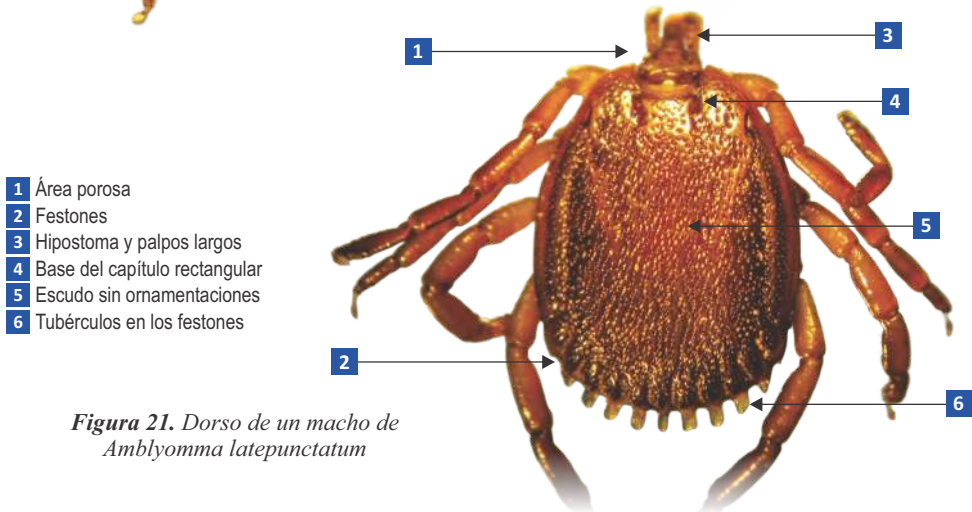


Figura 21. Dorso de un macho de *Amblyomma latepunctatum*

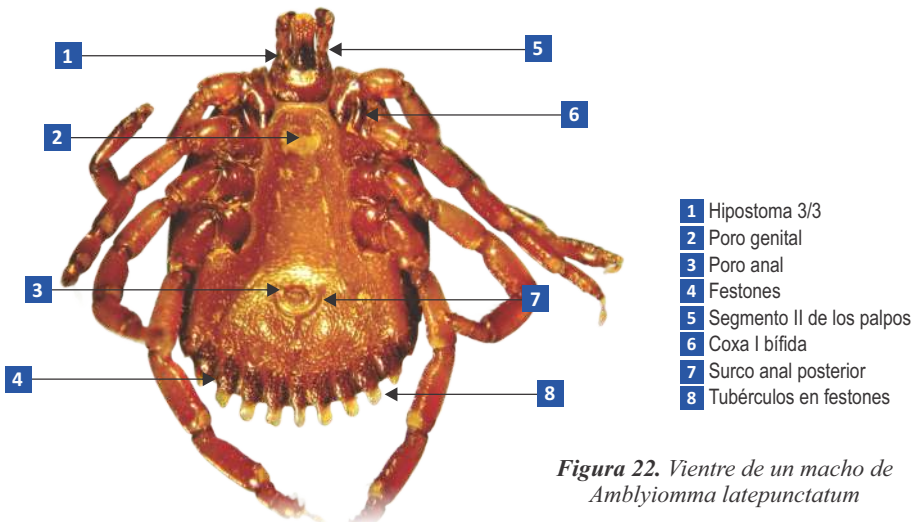


Figura 22. Vientre de un macho de *Amblyomma latepunctatum*

***Ixodes* (Latreille, 1795)**

Todas las especies miembros de este género son de tres hospederos. Se han identificado cerca de 250 especies de las cuales 45 pueden encontrarse en la región Neotropical incluyendo a Colombia y son consideradas de gran importancia para la salud humana y animal. La especie más recientemente identificada en Colombia corresponde a *Ixodes pararicinus* cuya morfología es muy similar a *Ixodes ricinus* y se presume que puede estar involucrada en la transmisión de *Borrelia burgdorferi sensu lato*, bacteria que causa la enfermedad de Lyme y de la cual ya se han diagnosticado casos en Colombia. En Estados Unidos donde la enfermedad es endémica el vector de la bacteria es *Ixodes scapularis* (Guglielmone, *et al.* 2010; Keirans and Clifford, 1978; López, 2017).

El género *Ixodes* es una garrapata de tres hospederos; presenta un hipostoma largo; la base del capítulo es triangular; el escudo no tiene ornamentaciones; no poseen ojos; los espiráculos son redondeados u ovales; el dimorfismo sexual es muy pronunciado. Generalmente la coxa I presenta 1 o 2 espolones y se pueden presentar pequeños espolones en las coxas III-IV; el surco anal bordea el orificio anal en la parte anterior, característica muy importante en la diferenciación con el género *Amblyomma*. Los machos presentan ventralmente placas ventrales y adanales y, en algunos casos, placas epimerales, espirculares y medial. (Keirans and Clifford, 1978; (figuras. 23,24,25,26)

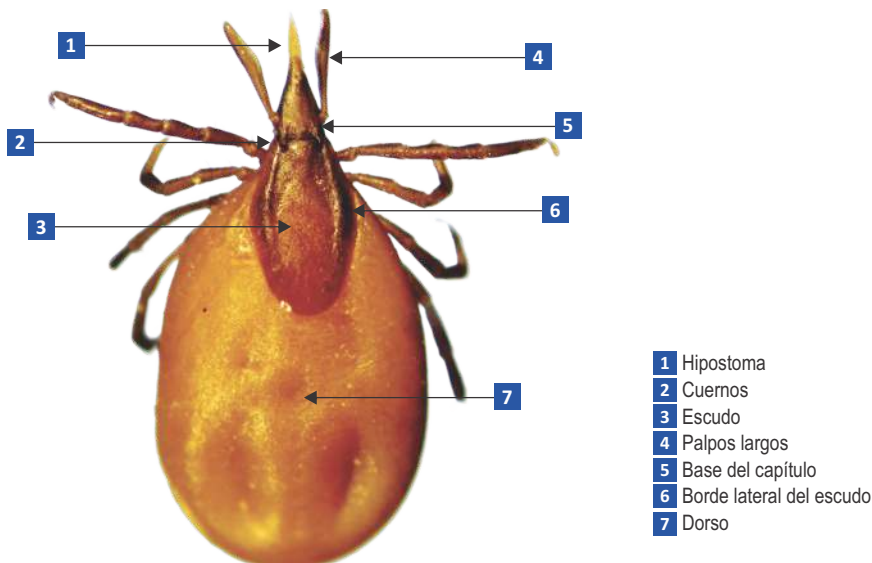


Figura 23. Dorso de una hembra de *Ixodes venezuelensis*

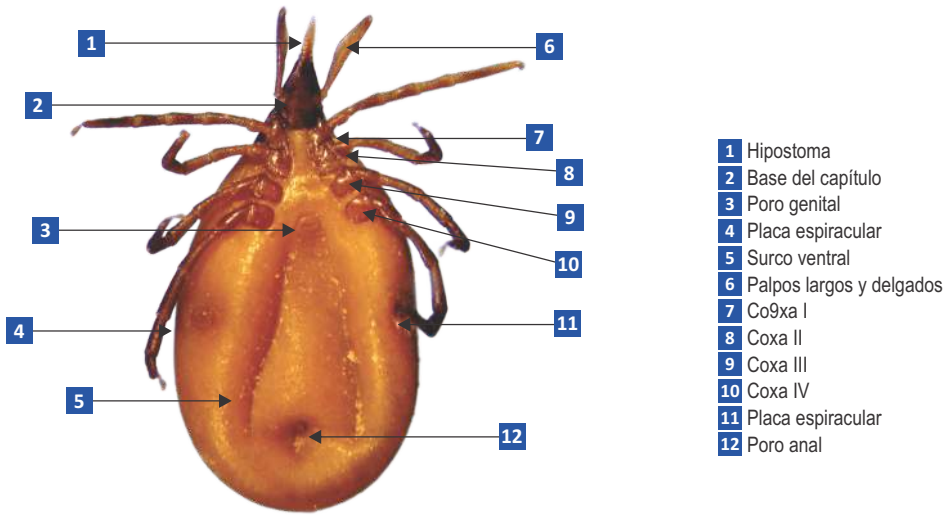


Figura 24. Vientre de una hembra de *Ixodes venezuelensis*.

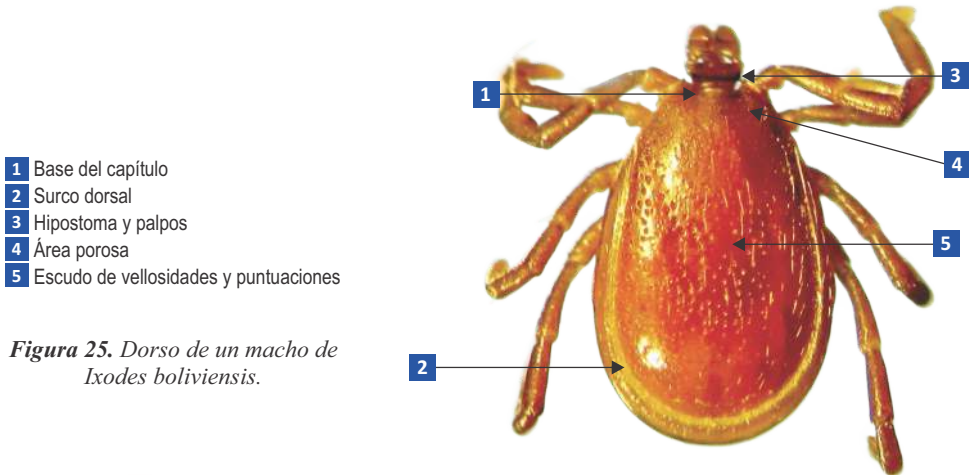


Figura 25. Dorso de un macho de *Ixodes boliviensis*.

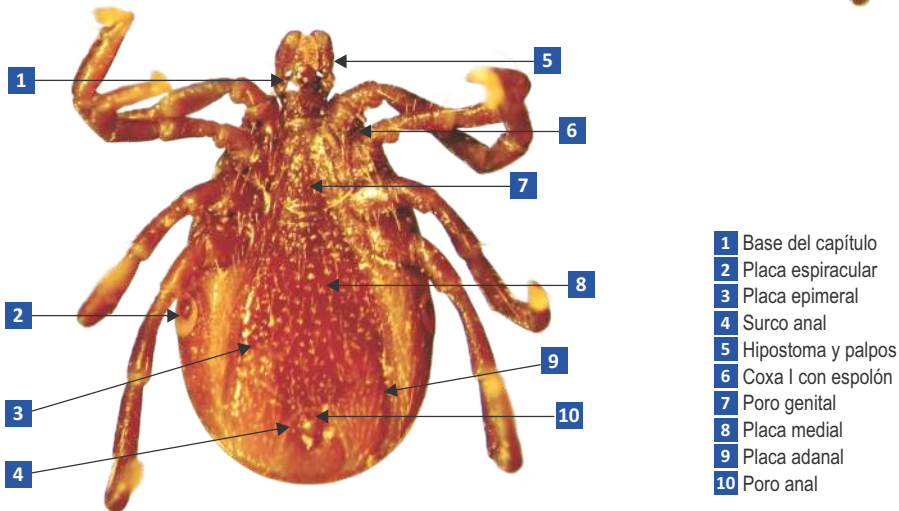


Figura 26. Vientre de un macho de *Ixodes boliviensis*.

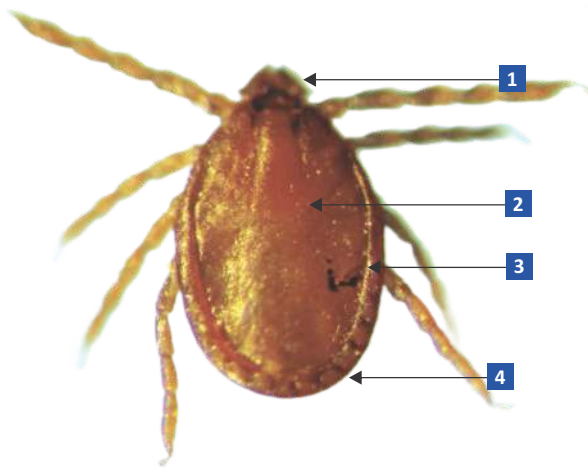
Haemaphysalis (koch, 1844)

Las especies del género *Haemaphysalis* son garrapatas relativamente pequeñas que requieren tres animales para desarrollar su ciclo. Se han reportado cerca de 166 especies en el mundo de las cuales sólo dos especies se presentan en la región neotropical; en Colombia se han descrito *H. leporispalustris* en *Caluromix derbianus* (Zariguella lanuda) en 1963 y en conejos silvestres y *H. juxtacochi* en *Mazama americana* (venados) en 1957. (Evans, 1978; Guglielmone *et al.* 2003).

En América, hasta antes del año 2017, se habían reportado las especies *Haemaphysalis juxtacochi* en venados, *H. leporispalustris* en conejos y *H. chordeilis* en aves. Sin embargo, en 2017, *Haemaphysalis longicornis* (Garrapata de los Cuernos largos) fue descrita por primera vez en Estados Unidos y desde entonces se ha diseminado a 12 estados (Rainey *et al.* 2018). Esta garrapata es nativa de Japón, China, Corea del Sur y del Norte, Nueva Caledonia, Fiji y otras islas del pacífico occidental pero se extendió luego a Australia y Nueva Zelanda. (Beard *et al.*, 2018; Rodríguez-Vivas *et al.*, 2019).

Tufts *et al.* (2021), realizaron un estudio en 97 animales silvestres en Estados Unidos y encontraron cinco especies de garrapatas (*Amblyomma americanum*, *Dermacentor variabilis*, *Haemaphysalis longicornis*, *Ixodes scapularis* e *Ixodes cookei*). *H. longicornis* estuvo en las proporciones más altas en comparación con las otras especies en mapaches (55.4%), zarigüeyas (28.9%) y venados de cola blanca (11.5%). Esta especie de garrapata parasita aves, animales de compañía (perros, gatos) bovinos, ovinos caprinos y equinos, al igual que animales silvestres. Esta última especie de garrapata se puede reproducir por partenogénesis, lo cual facilita su establecimiento y diseminación. (Heath 2013; Rodríguez-Vivas *et al.* 2019). La importancia de *H. longicornis*, una garrapata de tres hospederos, radica en que es vector de *Theileria orientalis* genotipo Ikeda, causante de theileriosis bovina y transmisor de *Anaplasma spp*, *Borrelia burgdorferi*, *Babesia spp.*, *Rickettsia japonica* (Fiebre Moteada Japonesa), *Rickettsia spp.* y el virus de SFTS (Severe Fever with Thrombocytopenia Syndrome) en humanos. (CDC, 2018)

Las especies de este género son garrapatas de rostro corto; no son ornamentadas; no poseen ojos; el dimorfismo sexual no es muy pronunciado. El segundo segmento de los palpos se extiende lateralmente más allá de la base del capítulo, característica muy importante en la diferenciación con los otros géneros de Ixodidae. El trocánter del primer par de patas presenta un proceso dorsal. La superficie ventral del macho carece de placas quitinosas; los espiráculos o peritremos generalmente son ovoideos. (Soulsby, 1987) (Figuras 27, 28, 29, 30).



- 1 Palpos en forma de kepis
- 2 Escudo dorsal
- 3 Surco dorsal completo
- 4 Festones

Figura 27. Dorsal de una hembra de *Haemaphysalis leporispalustris*.

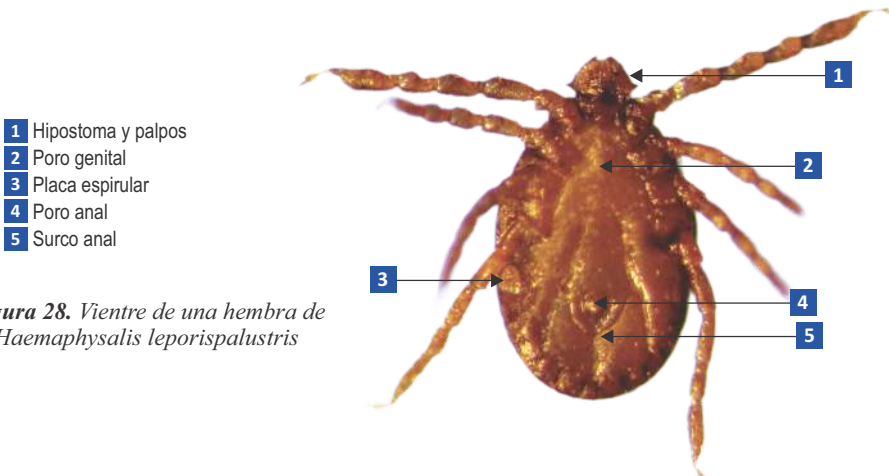
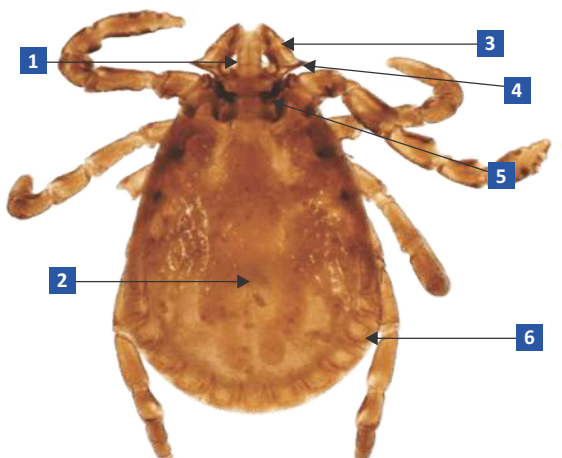


Figura 28. Vientre de una hembra de *Haemaphysalis leporispalustris*



- 1 Hipostoma
- 2 Dorso
- 3 Palpos
- 4 Extensión lateral segmento II
- 5 Base del capitulo
- 6 Festones

Figura 29. Dorsal de un macho de *Haemaphysalis sp.*
(Fuente Wikipedia.org)

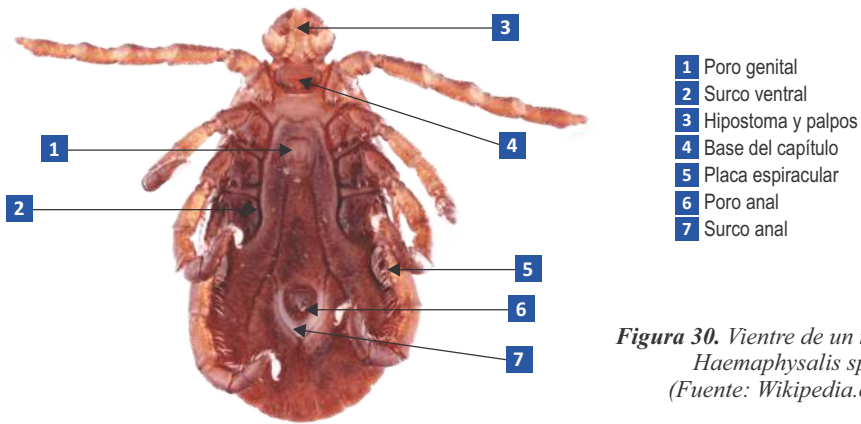


Figura 30. Vientre de un macho de *Haemaphysalis* sp.
(Fuente: Wikipedia.org)

FAMILIA ARGASIDAE

La familia Argasidae se conoce comúnmente como “Garrapatas Blandas” por carecer del escudo dorsal y tener las piezas bucales en la parte anterior de la superficie ventral y por tanto, en los adultos y ninfas, no son visibles dorsalmente. Se han reportado cerca de 177 especies (Guglielmone *et al.* 2003). Las larvas presentan unas piezas bucales salientes que pueden observarse dorsalmente, mientras que en las ninfas y adultos son ventrales. No existe un claro dimorfismo sexual y solo se diferencian machos y hembras por la forma del poro genital, el cual en los machos tiene forma de media luna, mientras que en las hembras sólo aparece como una línea transversal. Los espiráculos casi siempre están localizados por delante de la IV coxa. Esta familia comprende cuatro géneros importantes que son: *Argas* con cerca de 60 especies, *Ornithodoros* con cerca de 100 especies reportadas en el mundo, *Antricola* con 14 especies reportadas y *Otobius*, del cual solo se han reportado dos especies hasta la fecha. Otros géneros son: *Nothoaspis*, con solo una especie reportada en murciélagos y *Carios* con 88 especies, muchas de ellas en murciélagos, de las cuales dos se reportan en la Región Neotropical. (Guglielmone, *et al.* 2003; Klompen y Oliver, 1993; Labruna, 2008; López, 2017; López y Parra 2017).

Características morfológicas de los géneros de la Familia Argasidae.

Argas. (Latreille, 1792)

El cuerpo es aplanado, con una sutura o línea sutural presente entre las superficies dorsal y ventral. El capítulo puede estar cerca o lejos del borde anterior. El integumento es correoso (como cuero) arrugado de muchas maneras, a menudo entremezclado con pequeños botones redondeados, cada uno con un pequeño hoyo de donde nace un pelo. En la superficie dorsal y ventral se observan discos colocados más o menos en líneas radiales. No tienen ojos y la diferencia entre el macho y la hembra radica sólo en la abertura genital. (Cooley and Kohls, 1944a; (López y Parra, 2017: Soulsby, 1987). (Figuras 31,32).

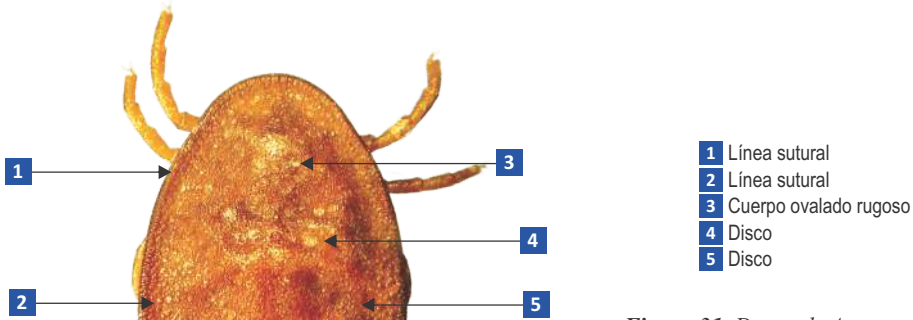


Figura 31. Dorso de *Argas sanchezi* (Duges, 1887)

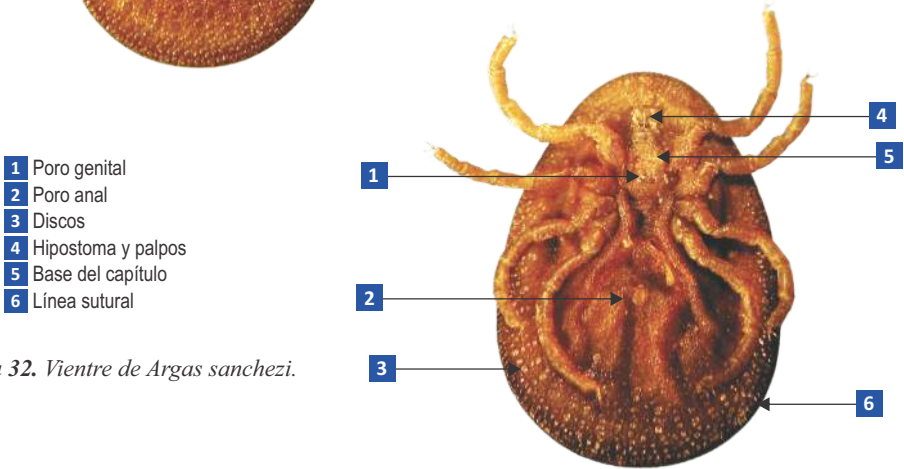


Figura 32. Vientre de *Argas sanchezi*.

Ornithodoros (Koch, 1844)

El cuerpo de las especies es muy rugoso; el integumento estructural cubre tanto el dorso como el vientre. Carecen de línea sutural; la base del capítulo es subterminal y el hipostoma es bien desarrollado, pero no es visible dorsalmente. La estructura dorsal está compuesta por discos y mamillas dando una apariencia rugosa a todo el cuerpo. (Cooley and Kohls, 1944a) (figuras 33,34).

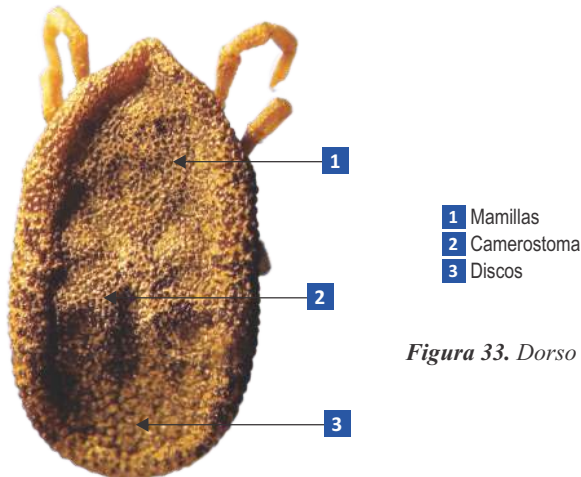


Figura 33. Dorso de *Ornithodoros rudis*

- 1 Poro genital
- 2 Hipostoma y palpos
- 3 Base del capitulo
- 4 Poro anal
- 5 Mamillas

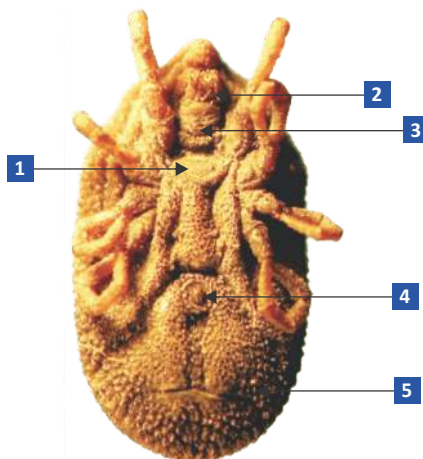


Figura 34. Vientre de *Ornithodoros rudis*.

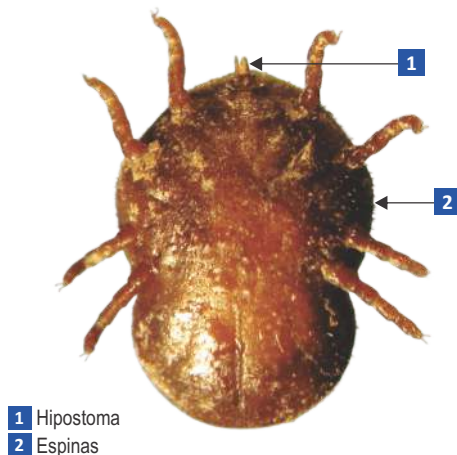
Otobius (Banks, 1912)

Los adultos de *Otobius* son diferentes a las ninfas y los sexos son semejantes. En los adultos el integumento es granuloso; en las ninfas es estriado y con espinas alrededor del cuerpo; no presentan línea sutural entre dorso y vientre. El capítulo está distante del margen anterior en los adultos; en las ninfas está cerca al margen anterior. Carecen de ojos y de joroba. El hipostoma es bien desarrollado en las ninfas y en los adultos es vestigial, por lo cual se cree que solo las ninfas parasitan. Sólo existen dos especies *O. megnini* (Dugés, 1883) (figuras 35,36) y *O. lagophilus* (Cooley and Kohls, 1940). Las fases parasitarias de estas dos especies son las larvas y las ninfas. La especie *O. megnini* se encuentra distribuida en la región neotropical y la especie *O. lagophilus* fue reportada en México, pero de acuerdo con Guglielmone *et al.* 2003 no existe información suficiente para incluir su presencia en la Región Neotropical. (Barros- Battesti, 2006; Guglielmone *et al.* 2003; López, 2017; López y Parra, 2017) (figuras 35,36).



- 1 Hipostoma
- 2 Cuerpo con espinas
- 3 Parte anterior del dorso más ancha que la posterior

Figura 35. Dorso de una ninfa de *Otobius megnini*



- 1 Hipostoma
- 2 Espinas

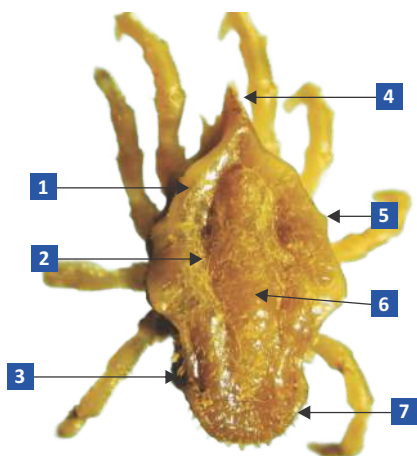
Figura 36. Vientre de una ninfa de *Otobius megnini*

Antricola (Cooley and Kohls, 1942)

Se han identificado 16 especies del género *Antricola* y todas las especies en su estado adulto no tienen piezas bucales funcionales y por tanto no son hematófagas en ese estado, pero si requieren los machos para generar huevos. Sólo las larvas y ninfas requieren sangre para su desarrollo. Todas las especies de este género presentan un grado de dimorfismo sexual lo cual no es usual para la familia Argasidae (De La Cruz and Socarras, 1992; Estrada-Peña, 2004b., Guglielmone *et al.* 2003; Guglielmone *et al.* 2010; Labruna *et al.* 2008). En Colombia sólo se ha identificado la especie *A. mexicanus* - Hoffman, 1958- parasitando murciélagos. (López y Parra, 2017). Las especies pertenecientes a este género son organismos de tamaño medio (hembras 4-7mm y macho 3-4mm), con cuerpo en forma piriforme en la mayoría de las especies. Presentan tubérculos y surcos dorso marginales bien definidos; presentan un surco post anal bien definido asociado al tubérculo. Presentan pulvilos bien desarrollados permitiéndoles trepar fácilmente por las paredes de las cuevas. (Barros-Battesti *et al.*, 2006). (figuras 37,38).

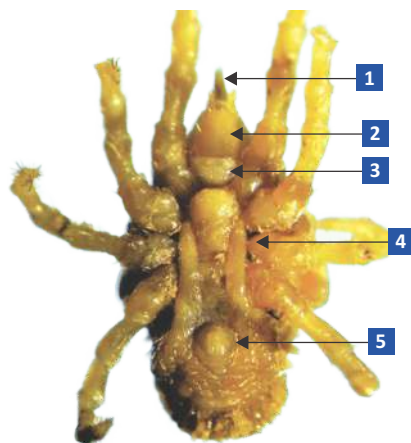
En la actualidad existe discrepancia entre los investigadores para asimilar el género *Antricola* al género *Carios*; aunque Klompen & Oliver (1993), concluyeron que "las Argasidae asociadas con murciélagos (incluyendo todas las *Antricola* y varias especies de *Ornithodoros*) son parte de un solo linaje monofilético de garrapatas", Labruna y Venzal (2009) opinaron que "la adopción del género *Carios* es todavía un asunto controversial, sin consenso entre los taxonomistas, incluyendo los autores de este trabajo". Aún en la actualidad, el tema sigue en discusión.

Antricola delacruzii
(Fuente: Estrada-Peña)



- | | |
|----------------------------------|----------------------------------|
| 1 Surcos marginales convergentes | 5 Protuberancia como "hombreira" |
| 2 Surcos dorsales | 6 Dorso granulado |
| 3 Placa espiracular | 7 Tubérculo con vellosidades |
| 4 Hipostoma y palpos | |

Figura 37. Dorso de una hembra de *Antricola delacruzii*



- | | |
|----------------------|--------------------|
| 1 Hipostoma y palpos | 4 Surcos ventrales |
| 2 Camerostoma | 5 Poro anal |
| 3 Poro genital | |

Figura 38. Vientre de una hembra de *Antricola delacruzii*

Glosario

EXPLICACIÓN DE TÉRMINOS (GLOSARIO) DE GARRAPATAS (López 2017)

- **ÁREAS POROSAS:** par de áreas con pequeñas puntuaciones, localizadas en el dorso de la base del capítulo en todas las hembras y ausentes en machos, larvas y ninfas.
- **ARTICULACIÓN:** parte de unión de cada segmento de las patas o de los palpos.
- **ARTÍCULO:** segmento articulado de las patas o palpos
- **BASE DEL CAPÍTULO:** porción basal del capítulo el cual es móvil; se articula con el cuerpo y es aquí donde se fijan las piezas bucales.
- **CAMEROSTOMA:** cavidad o depresión en la que se encuentra la base del capítulo de las garrapatas blandas
- **CAPÍTULO:** porción anterior del cuerpo que incluye las partes de la boca.
- **COXA:** primer segmento de cada pata; se observan ventralmente y se designan de adelante hacia atrás, con números romanos (I, II, III y IV).
- **CUERNOS:** pequeñas proyecciones que extienden en la parte posterior y lateral de la base del capítulo
- **ESCUDO:** estructura esclerotizada que cubre todo el dorso de los machos y el extremo anterior del cuerpo en hembras, ninfas y larvas.
- **ESPOLONES COXALES:** proyecciones grandes o pequeñas, largas o cortas localizadas sobre el margen posterior de las coxas. En ocasiones se presenta solamente como una pequeña proyección de la coxa.
- **ESPOLONES DE TROCÁNTER:** pequeñas proyecciones localizadas en el tercio distal del trocánter
- **ESPOLONES VENTRALES DEL METATARSO:** espolones presentes en esa porción de las patas en algunas especies.
- **FESTONES:** áreas más o menos rectangulares separados por surcos y localizadas en la parte posterior del cuerpo de hembras y machos.
- **HIPOSTOMA:** parte de la boca provista de dientes unida a la base del capítulo. Su dentición se expresa como fórmula dentaria dependiendo del número de hileras de dientes que se presenten. Ejemplo: dentición 3/3.

- **PATAS:** estructuras articuladas en número de cuatro pares en los adultos y que se designan con números romanos desde la anterior a la posterior.
- **PALPOS:** apéndices articulados sobre la base del capítulo y dirigidos hacia adelante y paralelos al hipostoma. Los palpos tienen cuatro segmentos que se designan con números arábigos. El primero es muy pequeño y puede estar ausente en algunas especies; el segundo puede ser más largo que el tercero y en este caso se denomina garrapata de rostro largo; puede ser igual o menor que el tercero, en cuyo caso se denomina garrapata de rostro corto. El cuarto segmento se encuentra invaginado dentro del tercero y no es visible dorsalmente.
- **PLACAS ADANALES:** par de placas visibles ventralmente, ubicadas una a cada lado del ano en machos de los géneros *Rhipicephalus*, *Ixodes* y *Hyalomma*.
- **PLACA ESPIRACULAR o PERITREMOS:** Par de placas localizadas posteriormente a las coxas IV y que corresponden a la apertura externa del sistema respiratorio.
- **PORO GENITAL:** apertura externa de los órganos genitales localizado anterior ventralmente y posterior al capítulo. Está ausente en larvas y ninfas.
- **PROCESO ANTERIOR:** pequeña saliente sobre la coxa I del subgénero *Boophilus* y visible dorsal y ventralmente.
- **PROCESO O APÉNDICE CAUDAL:** pequeño proceso en forma de cola muy corta que se presenta en la porción terminal del cuerpo de los machos de *Rhipicephalus (Boophilus) microplus* y ausente en *Rhipicephalus (B) annulatus*.
- **PULVILOS:** estructuras en forma de almohadillas localizadas en el extremo distal de los tarsos y terminando en uñas de los ixodideos y en larvas de Argasidae.
- **PUNTUACIONES:** serie de puntos de diferente profundidad presentes en el escudo y en ocasiones en la base del capítulo.
- **SURCO ANAL:** surco que bordea el ano en la parte posterior en los géneros de la familia Ixodidae, con excepción de *Ixodes*, en el cual es anterior.
- **SURCO CERVICAL:** par de hendiduras o depresiones lineales localizadas en la parte anterior del escudo dorsal y que se extienden hasta el margen posterior.
- **SURCO GENITAL:** surco largo que se inicia cerca del poro genital y se extiende hacia atrás hasta el margen posterior.
- **SURCOS LATERALES:** dos líneas o surcos presentes en las partes laterales del escudo en los machos.
- **SURCOS MARGINALES:** líneas laterales presentes en las hembras y posteriores al escudo.

Bibliografía

- BARKER, S.C., MURRELL, A. (2002). Phylogeny, evolution and historical zoogeographic of ticks: a review of recent progress. *Esp.Appl. Acarol.* 28: 55- 68.
- BARROS- BATTESTI, D. M.; ARZUA, M.; BECHARA, G.H. (2006). Garrapatos de Importância Médico- Veterinária da Região Neotropical: Um guia ilustrado para identificação de espécies. São Paulo, Vo/ICTTD-3 Butantan, 223 p. Ilust.
- BEARD C, BEN OCCI J, BONILLA DL, EGIZI AM, FONSECA DM, MERTINS JW and others. (2018). Multistate infestation with the exotic disease-vector *Haemaphysalis longicornis* - United States, August 2017 – September 2018. *Morbidity Wkly Rep.* 67: 1310-1313.
- BEATY, L. & KEIRANS, J.E. (2001). Analysis of the systematic relationships among ticks of the genera *Rhipicephalus* and *Boophilus* (Acari: Ixodidae) based on mitochondrial 12s ribosomal DNA gene sequences and morphological characters. *J parasitol* 129: 32- 48.
- BENAVIDES O, E. (2001b). Control de las pérdidas ocasionadas por los parásitos del ganado. *Carta Fedegan* 69:52-63.
- BETANCOURT, A. (1992). Situación actual de las garrapatas en Colombia. 17pp.Conferencia en I Foro Nacional sobre la situación de las Garrapatas y Moscas en la Ganadería. Santafé de Bogotá, Julio 29 de 1992.
- BETANCOURT, A. (2011). Vectores y Cambio Climático. En: III congreso Latino americano de Enfermedades Rickettsiales. *Rev. Biomédica.* 31 (sup 1): 48- 54.
- BETANCOURT, A. (2012). La garrapata puede colonizar altiplanos lecheros. *Carta Fedegan*, 129 (marzo-abril): 56-58.
- BORGES, L.M.F., LABRUNA, M.B., LINDARDI, P.M., BARBOSA RIBEIRO, M. (1998). Recognition of the tick genus *Anocentor* Schulze, 1937 (Acari: Ixodidae) by numerical taxonomy. *J. Med. Entomol.*, 35: 891- 894.
- CASSALETT B E R, PARRAA J L & ONOFRE R H G. (2013) Diagnóstico, manejo y control integrado de ectoparásitos en bovinos doble propósito del Piedemonte Llanero. *CORPOICA, Boletim Técnico* No. 54, 55p.
- CDC (2018). Morbidity and mortality weekly report (MMWR). November 30,67(47): 1310-1313.
- COOLEY, R.A. (1937). *Dermacentor* from Central América. *J. Parasitol.*, 23: 259- 264.

- COOLEY, R.A. (1938). The genera *Dermacentor* and *Otocentor* (Ixodidae) in the United States with studies in variation. Nat. Inst. Health Bull., (171), 89pp.
- COOLEY, R.A and KOHLS, G.M. (1944a). The Argasidae of North America, Central America and Cuba. Am. Midland Nat. Monogr., (1), 152pp.
- CORTÉS, J.; BETANCOURT, A.; ARGUELLES, J.Y PULIDO, L.A. (2010). Cambios en la distribución y abundancia de garrapatas y su relación con el calentamiento global. Rev Med Vet Z. 57, 65-75.
- CROSBIE, P.R., BOYCE, W.M., RODWEL, T.C. (1998). DNA sequence variation in *Dermacentor hunteri* and estimated phylogenies of *Dermacentor* spp. (Acari: Ixodidae) in the new world. J. Med. Entomol. 35: 277-288.
- DE CASTRO, J.J. (1997). Sustainable tick and tickborne disease control in livestock improvement in developing countries. Veterinary Parasitology, 71: 77-87.
- EGIZI A M, ROBBINS R G, BEATI L, NAVA S, EVANS C R, OCCI J L & FONSECA DM. 2019. A pictorial key to differentiate the recently detected *Haemaphysalis longicornis* Neumann, 1901 (Acari, Ixodidae) from native congeners in North America. Zookeys 818: 117-128. Recovered from: <https://doi.org/10.3897/zookeys.818.30448>
- ESTRADA- PEÑA, A.; ESTRADA- PEÑA, R. (1990). La validez del género *Anocentor* Schulze (Acari: Ixodidae) Rev. Ibér. Parasitol- 50:115- 116.
- ESTRADA-PEÑA, A., GUGLIELMONE, A. A., MANGOLD, A. J. (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 and Parasitology, 98:283–292.
- ESTRADA-PEÑA, A.; VENZAL, J.M.; BARROS. BATTESTI, D.M.; ORNOFRIO, D.M. (2004b). Three new species of *Antricola* (Acari: Argasidae) from Brazil, with a key to the known species in the genus. Journal of Parasitology. 90(3):490- 8.
- EVANS, D.E. (1978). *Boophilus microplus* Ecological Studies and a Tick Fauna Synopsis Related to the Developing Cattle Industry in the Latin American and Caribbean Region. PhD Thesis. Cnaa/NE London Polytechnic United Kingdom, 283 p.
- GUGLIELMONE, A.A. MANGOL, A.D., HADANI, A. (1982). *Amblyomma tigrinum* Koch, 1844 en la Argentina. Su diagnóstico erróneo como *Amblyomma maculatum* y su distribución geográfica. Gac. Vet.44: 57- 63.
- GUGLIELMONE, AA; ESTRADA- PEÑA, A., KEIRANS, J.E., ROBBINS, R.G. (2003). Ticks (Acari: Ixodida) of the Neotropical zoogeographic region. Publication by the International Consortium on Ticks and Tick- borne diseases (ICTTD- 2) Neth 173p.
- GUGLIELMONE, A. A., R. G. ROBBINS, D. A. APANASKEVICH, T. N. PETNEY, A. ESTRADA-PEÑA, I. G. HORAK, R. SHAO Y S. C. BARKER. (2010). The Argasidae, Ixodidae and Nuttalliellidae (Acari: Ixodida) of the world: a list of valid species names. Zoo taxa 2528:1-28

- GUGLIELMONE, A.A., NAVA, S., ROBBINS, R.G. (2021). Animal and Human Parasitism and Lists of Hosts of Neotropical Ixodidae. In: Neotropical Hard Ticks (Acari: Ixodida: Ixodidae). Springer, Cham. https://doi.org/10.1007/978-3-030-72353-8_5
- HEATH ACG (2013). Implications for New Zealand of potentially invasive ticks sympatric with *Haemaphysalis longicornis* Neumann, 1901 (Acari: Ixodidae). Systematic & Applied Acarology 18: 1-26.
- HOOGSTRAAL, H. (1985) Argasid and Nuttalliellid ticks as parasites and Vectors. Adv. Parasitol. 24, 135–238
- JONES JE, CLIFFORD CM, KEIRANS JE & KHOLS GM. (1972). The ticks of Venezuela (Acarina: Ixodoidea) with a key to the species of *Amblyomma* in the Western Hemisphere. Brigman Young University Sciences Bulletin. Biological Series 17(4): 1-40.
- KEIRANS, J.E. AND CLIFFORD, C.M. (1978). The genus *Ixodes* in the United States: A scanning electron microscope study and key to adults. Journal of Medical Entomology. 1978; (suppl. 2): 149.
- KLOMPEN, J.S.H. & OLIVER, J.H. 1993. Systematic relationships in the soft ticks (Acari: Ixodida: Argasidae). Systematic Entomology, 18, 313-331. DOI: 10.1111/j.1365-3113.1993.tb00669.x.
- KOCAN, K M, DE LA FUENTE J, BLOUIN EF, COETZEE JF and EWING SA. (2010). The natural history of *Anaplasma marginale*. Veterinary Parasitology, 167: 95-107.
- LABRUNA, B.M. & VENZAL, J.M. (2009). *Carios fonsecai* (Acari: Argasidae), a bat tick from the central-western region of Brazil. Acta Parasitológica, vol. 54 no. 4, 2009, pp. 355-363. <https://doi.org/10.2478/s11686-009-0051-1>
- LABRUNA, MB., TERRACINI, FA.; CAMARGO, LM.; BRANDAO. (2008). New reports of *Antricola Guglielmone* and *Antricola delacruzi* in Brazil, and a description of a new Argasid species (Acari). The Journal of Parasitology. 94(4): 788-792.
- LÓPEZ VG y PARRA GD. (1985). *Amblyomma neumanni*. (Ribaga, 1902). Primera comprobación en Colombia y claves para las especies de *Amblyomma* Rev. Inst. Colomb. Agropec., 20: 152- 162.
- LÓPEZ V.G., JIMÉNEZ C., C. & VÁSQUEZ R. W. (1986). Distribución de garrapatas en 46 municipios de Antioquia y efectividad de los ixodídeos comerciales sobre *Boophilus microplus*. Documento interno de trabajo. Secretaría de Agricultura de Antioquia, Instituto Colombiano Agropecuario U3P.
- LÓPEZ, V. G, JIMÉNEZ C. C., VÁSQUEZ R., W Y PELÁEZ J., P. (1989). Distribución de garrapatas en 61 municipios de Antioquia y efectividad de los ixodídeos comerciales sobre *Boophilus microplus*, resultados fase III. Documento interno de trabajo. Secretaría de Agricultura de Antioquia - Instituto Colombiano Agropecuario U3P.
- LÓPEZ V. G. (2017). Garrapatas (Acari: Ixodidae y Argasidae) de importancia médica y veterinaria procedentes de Norte Centro y Suramérica. Ed. Universidad de Antioquia. Ed. CES. 2017 110pp.

- LÓPEZ V. G. & PARRA H. G.J. (2017). Parásitos externos de importancia en Medicina Veterinaria. Medellín, Universidad CES 216p.
- MANS, B.J. (2023). Paradigms in the tick evolution. Trends in Parasitology. Vol 39: 6 Jun. 475_486
- MURREL, A., CAMPBELL, N.J.H., BARKER, S.C. (2001). A total evidence phylogeny of ticks provides insights into the evolution of life cycles and biogeography. Mol. Phylog. Evol., 21: 244-258.
- NUÑEZ, J.L. MUÑOZ COBEÑAS, M.E., MOLTELO, H.L. (1987). *Boophilus microplus*. La garrapata común del ganado. Ed. hemisferio sur. (Primera reimpression). 185pp.
- OAKES VJ, YABSLEY MJ, SCHWARTZ D, LeROITH T, BISSET T, BROADBENT C and others. (2019). *Theileria orientalis* Ikeda genotype in cattle, Virginia, USA. Emerging Infectious Diseases, 25: 1653-1659.
- OSORNO- MESA, E. (1941). Las garrapatas de la República de Colombia. Anuario Acad. Nac. Med., 1938- 1940: 398-434.
- PEINADO L M. (2019). Garrapatas: Cien millones de años chupando sangre. Contexto Ganadero, agosto 9, 2pp.
- PEÑALVER EA, DELCLOS X, PÉREZ D, SCOTT RA, NASCIMBENE PC & PÉREZ DE LA FUENTE R. (2017) Ticks parasitized feathered dinosaurs as revealed by Cretaceous Amber assemblages. Nat. Commun. 8, 1024.
- RAINEY T, OCCI J L, ROBBINS R.G & EGIZI A. (2018). Discovery of *Haemaphysalis longicornis* (Ixodida: Ixodidae) parasitizing a sheep in New Jersey, United States. Journal of Medical Entomology 55: 757-759.
- RODRIGUEZ-VIVAS R, PEREZ de LEON AA & OJEDA-CHI MM. (2019). La garrapata de cuernos largos (*Haemaphysalis longicornis*): especie exótica invasora que amenaza la salud pública y animal en México. Bioagrociencias, 12: 9-18.
- SOULSBY E.J.L. (1987). Parasitología y enfermedades parasitarias en los animales domésticos 7a ed. México. Interamericana, 823 p.
- TUFTS D, GOODMAN LB, BENEDICT MC, DAVIS AD, VANACKER MC & DIUK-WASSER M. (2021). Association of the invasive *Haemaphysalis longicornis* tick with vertebrate hosts, other native tick vectors, and tick-borne pathogens in New York City, USA. International Journal for Parasitology, 51(2-3): 149-157.
- USDA, (1976). Ticks of veterinary importance. Agriculture Handbook No. 485. U.S. Government Printing Office, Washington D.C. 122



Capítulo II: Distribución y Hospederos

En términos generales, las garrapatas (duras y blandas), existen en todas las regiones del mundo. Si bien, algunas especies están reportadas solamente en unas pocas regiones geográficas, otras tienen una amplia distribución, estando presentes en dos o más zonas zoogeográficas o en casi todas ellas. La distribución de las diferentes especies de garrapatas está limitada no sólo por aspectos de hábitat (temperatura, humedad y otros), sino por la disponibilidad de hospederos preferidos para obtener su alimentación y asegurar su reproducción y, por ende, su supervivencia como especie en la naturaleza.

El presente capítulo hará referencia a la distribución de las diferentes especies de garrapata (Ixodidae y Argasidae), solamente en las Américas (Regiones Neoártica y Neotropical) que han sido reportadas afectando a los animales domésticos, silvestres y a humanos, así su presencia en estos últimos sea mencionada en un solo reporte o incluyendo un solo ejemplar

La mayoría de los datos aquí consignados, han sido obtenidos de revisiones muy completas y extensas publicadas por diversos autores (Guglielmone *et al.*, 2010, 2020; Benavides-Montaño *et al.*, 2018, Benavides-Montaño en trámite de publicación; López, 2017; Barros-Battesti *et al.*, 2006) y en trabajos menos extensos o difundidos públicamente. Entre estos últimos, se incluyen aquellos trabajos de grado en Universidades de los cuales se tuvo conocimiento, pero posiblemente se quedaron sin incluir algunos de difícil acceso o ubicación por parte de los autores.

En cuanto al tipo de hospedero, se presentan aquellas especies reportadas en animales domésticos, mencionando principalmente la familia a la cual pertenecen. Ejemplo; Bovidae, Canidae, Equidae, Leporidae. Esto implica que la familia puede incluir algunos animales silvestres, además de los domésticos.

Cabe anotar que, en el caso de las garrapatas blandas (Argasidae), no se consideran como parásitos permanentes, dado que viven en grietas, nidos, cuevas, excremento o viviendas y salen en la noche a visitar su hospedero para alimentarse y retornar luego a sus escondites.

Finalmente, como lo indican Guglielmone & Robins (2018), el reporte de casos en humanos ha aumentado considerablemente a raíz de la presencia de nuevas enfermedades como es el caso de la enfermedad de Lyme que está tomando dimensiones preocupantes. Para designar la frecuencia con la cual se reporta una especie de garrapata en humanos, el presente trabajo empleará las categorías establecidas por estos mismos autores (Guglielmone & Robins, 2018), las cuales se han interpretado en la siguiente forma:

Muy raro: Solo dos o tres reportes conocidos de esa especie de garrapata en humanos.
Raro: 4-10 reportes conocidos de esa especie de garrapata en humanos.
Esporádica: 11-100 reportes conocidos de esa especie de garrapata en humanos.
Frecuente: 101-1000 reportes conocidos de esa especie de garrapata en humanos.
Muy Frecuente: > 1000 reportes conocidos de esa especie de garrapata en humanos.

GARRAPATAS DURAS (Ixodidae)

Género Ixodes (Latreille, 1795)

Del total de especies del género Ixodes reportadas en las Américas, 32 aparecen asociadas a animales domésticos (además de silvestres) y/o a humanos. La tabla 1 presenta la información correspondiente.

Tabla 1. Especies de garrapatas del género Ixodes reportadas en animales domésticos y en humanos en el continente americano.

Especie	Hábitat (Región Zoogeográfica)	Parasitismo en Humanos	Hospederos Animales
<i>Ixodes affinis</i> Neumann, 1899	Neoártica, Neotropical	-	Canidae, Felidae, Equidae
<i>Ixodes auritulus</i> Neumann, 1904	Neoártica, Neotropical (Venezuela, Costa Rica, Guatemala, Perú, Argentina, Brasil)	-	Canidae, Aves
<i>Ixodes baergi</i> Cooley & Kohls, 1942a	Neoártica	Raro	Aves
<i>Ixodes banksi</i> Bishop, 1911	Neoártica	Raro	Carnívora
<i>Ixodes bocatorensis</i> Apaneskevich & Bermúdez, 2017	Neotropical	Raro	Cuniculidae

Especie	Hábitat (Región Zoogeográfica)	Parasitismo en Humanos	Hospederos Animales
<i>Ixodes boliviensis</i> Neumann, 1904	Neotropical	Raro	Canidae
<i>Ixodes brunneus</i> Koch, 1944a	Neoártica, Neotropical	Raro	Aves
<i>Ixodes cookei</i> Packard, 1869	Neoártica, Neotropical	Frecuente	Aves
<i>Ixodes dentatus</i> Marxs, 1899	Neoártica	Esporádico	Lagomorfos, bovinos, carnívoros
<i>Ixodes dicei</i> Keirans & Ajohda, 2003	Neotropical	-	Lagomorfos
<i>Ixodes fuscipes</i> Koch, 1844a	Neotropical	-	Bovinos, caninos, equinos
<i>Ixodes gregsoni</i> Landquist, Wu & Redner, 1999	Neoártica	-	Carnívoros
<i>Ixodes kingi</i> Bishop, 1911	Neoártica	Raro	Leporidae, carnívoros
<i>Ixodes lasallei</i> Méndez, Arocha & Ortiz, 1958	Neotropical (Venezuela, Panamá)	-	Cuniculidae, Felidae
<i>Ixodes longiscutatus</i> Boero, 1944	Neotropical	-	Bovidae, Equidae, Caviidae
<i>Ixodes loricatus</i> Neumann, 1899	Neotropical (Este de Sur América)	-	Cuniculidae, Caviidae
<i>Ixodes luciae</i> Senevet, 1940	Neotropical	-	Canidae, Cuniculidae
<i>Ixodes marxi</i> Banks, 1908	Neoártica	Esporádico	Lagomorfos, Canidae, Bovidae
<i>Ixodes montoyanus</i> Cooley, 1944a	Neotropical	-	Caviidae
<i>Ixodes muris</i> Bishopp & Smith, 1937	Neoártica	Frecuente	Rodentia, otros mamíferos
<i>Ixodes ochotonae</i> Gregson, 1941	Neoártica	-	Lagomorfos
<i>Ixodes pacificus</i> Cooley & Kohls, 1943	Neoártica	-	Mamíferos, Aves
<i>Ixodes pararicinus</i> Keirans & Clifford, 1985	Neotropical	Muy raro. Reportada en humano en Colombia	Bovidae, Equidae, Canidae, Humano
<i>Ixodes pomerantzi</i> Kohls, 1956a	Neotropical	-	Leporidae
<i>Ixodes rubidus</i> Neumann, 1901	Neoártica, Neotropical	-	Canidae
<i>Ixodes rugosus</i> . Bishopp, 1911	Neoártica	-	Canidae, Felidae
<i>Ixodes scapularis</i> Say, 1821	Neoártica, Neotropical	Frecuente	Mamíferos, Aves
<i>Ixodes sculptus</i> Neumann, 1904	Neoártica	Raro	Lagomorfos, Bovidae
<i>Ixodes spinipalpis</i> Hadwen & Nuttall, 1916	Neoártica, Neotropical	Esporádico	Leporidae, Canidae
<i>Ixodes affinis</i> Neumann, 1899	Neoártica, Neotropical	-	Canidae, Felidae, Equidae
<i>Ixodes auritulus</i> Neumann, 1904	Neoártica, Neotropical (Venezuela, Costa Rica, Guatemala, Perú, Argentina, Brasil)	-	Canidae, Aves

Género *Amblyomma*

Entre las muchas especies de este género reportadas en las Américas, los autores encontraron 44 de ellas que tenían alguna asociación con animales domésticos o con humanos. Este alto número de especies puede estar relacionado con la necesidad, y al mismo tiempo la posibilidad de las garrapatas de este género, de completar su ciclo evolutivo en tres hospederos. Esto hace que, aunque el parasitismo por el estado adulto parece estar restringido a determinadas especies animales, el parasitismo por larvas y ninfas puede darse en una mayor diversidad de hospederos. La Tabla 2. presenta en detalle la información relacionada con este género.

Tabla 2. Especies de garrapatas del género *Amblyomma* reportadas en animales domésticos y en humanos, en el continente americano

Especie	Hábitat (Región Zoogeográfica)	Parasitismo en Humanos	Hospederos Animales
<i>Amblyomma americanum</i> Linnaeus, 1758	Neoártica, incluyendo México y Guatemala	Muy Frecuente	Mamíferos, Aves
<i>Amblyomma aureolatum</i> Pallas, 1772	Neotropical	Esporádico	Canidae
<i>Amblyomma auricularium</i> Conil, 1878	Neoártica, Neotropical	Raro	Canidae, Bovidae, Felidae, Equidae
<i>Amblyomma brasiliense</i> Aragao, 1908a	Neotropical	-	Mamíferos
<i>Amblyomma cajennense</i> Fabricius, 1789	Neotropical	Frecuente	Bovinos, Equinos, Caninos
<i>Amblyomma calcaratum</i> Neumann, 1899	Neotropical (Venezuela)	Raro	Mamíferos
<i>Amblyomma coelebs</i> Neumann, 1899	Neoártica, Neotropical	Frecuente	Mamíferos, Aves
<i>Amblyomma dissimile</i> Koch, 1844a	Neoártica, Neotropical	Esporádico	Bovidae, Reptiles, Anuros
<i>Amblyomma dubitatum</i> Neumann, 1899	Neotropical	Esporádico	Mamíferos, Rodentia
<i>Amblyomma fuscum</i> Neumann, 1907d	Neotropical	Muy Raro	Canidae, Anuros
<i>Amblyomma goeldii</i> Neumann, 1899	Neotropical	-	Canidae
<i>Amblyomma hadanii</i> Nava, Mastropaolo, Mangold, Venzal & Guglielmone, 2014a	Neotropical	Esporádico	Bovidae, Equidae, Canidae
<i>Amblyomma humerale</i> Koch, 1844a	Neotropical	Raro	Mamíferos, Reptiles
<i>Amblyomma incisum</i> Neumann, 1906	Neoártica, Neotropical	Esporádico	Canidae, Felidae
<i>Amblyomma inornatum</i> Banks, 1909	Neoártica	-	-
<i>Amblyomma latepunctatum</i> Tonelli Rondelli, 1939	Neotropical	-	Canidae, Felidae, Equidae, Aves
<i>Amblyomma longirostre</i> Koch, 1844a	Neotropical (Venezuela y otros países)	Raro	Canidae, Equidae, Felidae, Aves

Especie	Hábitat (Región Zoogeográfica)	Parasitismo en Humanos	Hospederos Animales
<i>Amblyomma maculatum</i> Koch, 1844a	Neotropical (Sur de Estados Unidos, Golfo de México, Colombia, Ecuador, Venezuela)	Frecuente	Mamíferos, Aves
<i>Amblyomma mixtum</i> Koch, 1844a	Neoártica, Neotropical	Frecuente	Mamíferos, Anuros, Aves
<i>Amblyomma naponense</i> Packard, 1869	Neotropical	Esporádico	Canidae, Cuniculidae, Aves
<i>Amblyomma neumanni</i> Ribaga, 1902	Neotropical (Colombia y otros países)	Frecuente	Bovidae, Equidae, Suidae
<i>Amblyomma nodosum</i> Neumann, 1899	Neotropical (Colombia, Venezuela, Costa Rica, Nicaragua, Panamá, Guatemala, Brasil)	-	Canidae, Aves
<i>Amblyomma oblongoguttatum</i> Koch, 1844a	Neoártica, Neotropical	Esporádico	Canidae, Felidae, Suidae
<i>Amblyomma ovale</i> Koch, 1844a	Neoártica, Neotropical	Frecuente	Canidae, Felidae, Aves
<i>Amblyomma pacaе</i> Aragao, 1911	Neotropical (Panamá, Venezuela, Brasil, Surinam, Colombia, Paraguay)	Raro	Cuniculidae, Caviidae
<i>Amblyomma parkeri</i> Fonseca & Aragao, 1952a	Neotropical	Raro	Primates
<i>Amblyomma parvitarsum</i> Neumann, 1901	Neotropical	-	Equidae, Camelidae
<i>Amblyomma parvum</i> Aragao, 1908a	Neotropical	Frecuente	Bovidae, Canidae, Suidae
<i>Amblyomma patinoi</i> Labruna, Nava & Beati, 2014	Neotropical (Colombia, Venezuela)	Frecuente	Bovidae, Equidae
<i>Amblyomma pictum</i> Neumann, 1906	Neotropical	-	Canidae
<i>Amblyomma pseudoconcolor</i> Aragao, 1908c	Neotropical	Muy Raro	Bovidae, Canidae
<i>Amblyomma pseudoparvum</i> Guglielmone, Mangold & Keirans, 1990	Neotropical	Muy Raro	Caviidae, Otros mamíferos
<i>Amblyomma rotundatum</i> Koch, 1844a	Neoártica, Neotropical	Muy Raro	Mamíferos, Sanuros, Iguanidae
<i>Amblyomma sculpturatum</i> Neumann, 1906	Neotropical (Venezuela, Surinam, Guyana, Bolivia, Brasil)	Esporádico	Canidae, Cuniculidae, Felidae
<i>Amblyomma sculptum</i> Berlese, 1888	Neotropical	Frecuente	Bovidae, Canidae, Equidae, Aves
<i>Amblyomma tapirellum</i> Dunn, 1933	Neotropical	Esporádico	Cuniculidae, Otros mamíferos

Especie	Hábitat (Región Zoogeográfica)	Parasitismo en Humanos	Hospederos Animales
<i>Amblyomma tenellum</i> Koch, 1844a	Neoártica, Neotropical	Esporádico	Bovidae, Equidae, Canidae
<i>Amblyomma tigrinum</i> Koch, 1844a	Neotropical (Guyana Francesa, Brasil, Perú, Argentina, Paraguay, Bolivia, Uruguay)	Esporádico	Canidae, Felidae, Equidae, Caviidae, Aves
<i>Amblyomma tonelliae</i> Nava, Beati & Labruna, 2014	Neotropical	Esporádico	Bovidae, Equidae, otros mamíferos
<i>Amblyomma triste</i> Koch, 1844a	Neoártica, Neotropical	Esporádico	Bovidae, Equidae, Felidae, Caviidae
<i>Amblyomma tuberculatum</i> Marxs, 1894	Neoártica	Frecuente	Mamíferos, Aves
<i>Amblyomma variegatum</i> Fabricius, 1798	Neotropical (Indias Occidentales, Guadalupe, Antigua, Saint Kitts, Saint Croix, Puerto Rico, Islas Vírgenes)	Frecuente	Bovidae, otros mamíferos, Viperidae, Aves
<i>Amblyomma varium</i> Koch, 1844a	Neotropical (Colombia, Panamá, Brasil, Nicaragua, Chile, Argentina, Costa Rica, Uruguay)	Raro	Carnívora, Caviidae

Géneros: *Dermacentor*, *Haemaphysalis* y *Rhipicephalus*:

Para efectos del presente documento, 18 especies de garrapatas duras (Ixodidae) afectan animales domésticos y/o humanos. Once de las especies pertenecen al género *Dermacentor*; mientras que cuatro y tres especies son de los géneros *Haemaphysalis* y *Rhipicephalus*, respectivamente. La Tabla 3 detalla la información anterior.

Tabla 3. Especies de garrapatas duras (Ixodidae) de los géneros *Dermacentor*, *Haemaphysalis* y *Rhipicephalus* en animales domésticos y en humanos en el continente americano.

Especie	Hábitat (Región Zoogeográfica)	Parasitismo en Humanos	Hospederos Animales
<i>Dermacentor albipictus</i> Packard, 1869	Neoártica, Neotropical (Canadá, Estados Unidos, México)	Frecuente	Bovidae, Equidae, otros mamíferos
<i>Dermacentor andersoni</i> Stiles, 1908	Neoártica (Canadá, Nebraska, Dakota, Arizona, Alberta, Norte de México)	Muy frecuente	Varios mamíferos, Galliformes
<i>Dermacentor dissimilis</i> Cooley, 1947	Neotropical, Neoártica (1 reporte)	-	Equidae, Canidae
<i>Dermacentor halli</i> McIntosh, 1931	Neoártica, Neotropical	Esporádico	Bovidae, Canidae, Equidae

Especie	Hábitat (Región Zoogeográfica)	Parasitismo en Humanos	Hospederos Animales
<i>Dermacentor hunteri</i> Bishopp, 1912	Neoártica	Esporádica	Bovidae, Leporidae
<i>Dermacentor kamshadalero</i>	Neoártica, Paleártica	-	Bovidae
<i>Dermacentor latus</i> Cooley, 1937	Neotropical	Muy raro	Canidae
<i>Dermacentor nitens</i> Neumann, 1897	Neoártica, Neotropical. (Sur de Florida, Texas, México, Centro América, Indias Occidentales, Norte de Sur América, Colombia, Bolivia, Brasil)	Esporádico	Equidae, Bovidae
<i>Dermacentor occidentalis</i> Marx, 1892	Neoártica (Estados Unidos, Oregón California, México)	Frecuente	Bovidae, Equidae, Leporidae, otros mamíferos
<i>Dermacentor parumapertus</i> Neumann, 1901	Neoártica	Raro	Bovidae, Canidae, Leporidae
<i>Dermacentor variabilis</i> Say, 1821	Neoártica; unos pocos reportes Neotropical	Muy frecuente	Equidae, otros mamíferos, Aves
<i>Haemaphysalis chordeilis</i> Packard, 1869	Neoártica	Raro	Bovidae, Equidae, Aves
<i>Haemaphysalis juxtakochi</i> Cooley, 1946	Neotropical (Venezuela, México, Panamá, Brasil, Colombia, Uruguay, Argentina, Trinidad); unos pocos reportes Neoártica)	Esporádico	Bovidae, Equidae, Suidae, Canidae, Leporidae, otros mamíferos
<i>Haemaphysalis leporispalustris</i> Packard, 1869	Neoártica, Neotropical (Canadá, Estados Unidos, México, Centro y Sur América)	Esporádico	Leporidae, Cuniculidae, otros mamíferos, Aves
<i>Haemaphysalis longicornis</i> Neumann, 1901	Neoártica, Australasia, Oriental, Paleártica	Frecuente	Bovidae, Equidae, otros mamíferos, Aves
<i>Rhipicephalus annulatus</i> Say, 1821	Neoártica, Paleártica, Afrotropical	Esporádico	Bovidae y otros mamíferos
<i>Rhipicephalus microplus</i> Canestrini, 1888	Neoártica, Neotropical, Afrotropical, Australasia, Oriental, Paleártica	Esporádico	Bovidae y otros mamíferos
<i>Rhipicephalus sanguineus</i> Latreille, 1806	Neoártica, Neotropical, Paleártica, Australasia	Sin confirmar	Canidae

GARRAPATAS BLANDAS (Argasidae)

Género Antrícola

Existen en el continente americano 17 especies del género Antricola, pero todas ellas han sido reportadas en quirópteros o en las cuevas donde ellos habitan. Por esta razón no se incluyen en el presente documento.

Géneros *Argas* y *Otobius*

De las especies de *Argas* reportadas en el continente americano, doce están asociadas con aves y se han incluido en esta obra, asumiendo que algunas de ellas parasitan, además de aves silvestres, aves domésticas. Sólo una especie del género *Otobius*, existe en las Américas, aunque la especie está reportada en otras regiones zoogeográficas del mundo. La Tabla 4, presenta la información correspondiente a las especies mencionadas de las cuales no se dispone de información en cuanto a su relación con humanos.

Tabla 4 Especies de garrapatas blandas (*Argasidae*) de los géneros *Argas* y *Otobius* reportadas en animales domésticos o en humanos en el continente americano.

Especie	Hábitat (Región Zoogeográfica)	Parasitismo en Humanos	Hospederos Animales
<i>Argas cucumerinus</i> Neumann, 1901	Neotropical (Perú)	-	Aves
<i>Argas dalei</i> Clifford, Keirans, Hoogstraal & Corwin, 1976	Neotropical (Perú)	-	Aves
<i>Argas dulus</i> Keirans, Clifford & Capriles, 1971	Neotropical (República Dominicana)	-	Aves
<i>Argas keirans</i> Estrada-Peña, Venzal & González-Acuña, 2003	Neotropical (Chile)	-	Aves
<i>Argas magnus</i> Neumann, 1896	Neotropical (Colombia, Ecuador, Perú)	-	Aves
<i>Argas miniatus</i> Koch 1844	Neotropical, Neoártica Colombia, Guyana, Panamá Trinidad-Tobago, Cuba, Jamaica, Puerto Rico, Brasil Venezuela Estados Unidos	-	Aves
<i>Argas monachus</i> Keirans, Radovski & Clifford, 1973	Neotropical (Bolivia, Paraguay, Uruguay, Brasil, Argentina)	-	Aves (Cotorras)
<i>Argas moreli</i> Keirans, Hoogstraal & Clifford, 1979	Neotropical (Perú)	-	Aves
<i>Argas neghmei</i> Kohls & Hoogstraal, 1961	Neotropical (Chile, Perú, Argentina)	-	Aves
<i>Argas persicus</i> Oken, 1818	Neoártica, Neotropical (Estados Unidos, Cuba, Paraguay, Argentina)	-	Aves
<i>Argas radiatus</i> Railliet, 1893	Neotropical, Neoártica (Estados Unidos, México, Cuba)	-	Aves
<i>Argas sanchezi</i> Dugés, 1887	Neoártica (Estados Unidos, Norte de México)	-	Aves
<i>Otobius megnini</i> Dugés, 1883	Neoártica, Neotropical, Afrotropical, Oriental (Estados Unidos, Colombia, Venezuela, Guatemala, Brasil, Bolivia, Chile, Perú, Argentina)	-	Equidae

Género *Ornithodoros*:

Entre las especies de este género reportadas en las Américas, solo 14 podrían reunir los criterios para esta obra. Cuatro de ellas tienen como hospedero “Aves”, lo cual implica que pueden ser silvestres o domésticas. Igualmente, para seis de las especies se menciona “varios hospederos” mamíferos” entre los cuales se asume que pueden encontrarse algunos animales domésticos. La Tabla 5 presenta la información relacionada.

Tabla 5. Especies de garrapatas blandas (*Argasidae*) del género *Ornithodoros*, reportadas posiblemente en animales domésticos, en humanos y en viviendas rurales en el continente americano.

Especie	Hábitat (Región Zoogeográfica)	Parasitismo en Humanos	Hospederos Animales
<i>Ornithodoros amblyus</i> Chamberlain, 1920	Neotropical (Perú, Chile)	-	Aves
<i>Ornithodoros brasiliensis</i> Aragao, 1923	Neotropical (Brasil)	Reportado	Cerdos, Roedores, otros, viviendas rurales
<i>Ornithodoros capensis</i> Neumann, 1901	Neotropical, Neoártica, Afrotropical, Paleártica, Oriental	-	Aves, Quirópteros
<i>Ornithodoros coriaceus</i> Koch, 1844	Neoártica (Costa Pacífica de California, Sur de México)	-	Mamíferos Artiodactyla
<i>Ornithodoros denmarki</i> Kohls, Sonenshine & Clifford, 1965	Neotropical, Neoártica (Jamaica, Trinidad-Tobago, Cuba)	-	Aves
<i>Ornithodoros furcosus</i> Neumann, 1908	Neotropical (Colombia, Ecuador, Perú)	-	Varios hospederos
<i>Ornithodoros nicollei</i> Mooser, 1932	Neotropical (Sur de México), Neoártica	-	Varios hospederos
<i>Ornithodoros puertoricensis</i> Fox, 1947	Neotropical (Sur de México, Puerto Rico, Nicaragua, Panamá, Surinam, Trinidad-Tobago, ST Kitts, Guadalupe, Jamaica, Haití, República Dominicana, Colombia, Venezuela)	-	Varios hospederos
<i>Ornithodoros rudis</i> . Karsh, 1880	Neotropical (Colombia, Panamá, Ecuador, Paraguay, Perú, Venezuela)	Reportado	Varios hospederos, en viviendas rurales
<i>Ornithodoros spheniscus</i> Hoogstraal, Wassef, Hays & Keirans, 1985	Neotropical (Perú)	-	Aves
<i>Ornithodoros talaje</i> Guerin-Meneville, 1849	Neotropical, Neoártica, Afrotropical	Reportado	Varios hospederos
<i>Ornithodoros tuttlei</i> Jones & Clifford, 1972	Neotropical (Venezuela)	-	Mamíferos Artiodactyla, Rodentia
<i>Ornithodoros yunker</i> Keirans, Clifford & Hoogstraal, 1984	Neotropical (Ecuador)	-	Aves
<i>Ornithodoros venezuelensis</i> Brumpt, 1923	Neotropical (Venezuela, Colombia, Regiones montañosas de Sur América)	Reportado	Varios hospederos, Viviendas rurales

**Distribución de garrapatas (Ixodidae y Argasidae)
con referencia especial a Colombia reportada por varios autores**

El trabajo que se reconoce como pionero y se considera el más completo hasta entonces sobre garrapatas en Colombia, es el desarrollado por Osorno-Mesa (1939), quien documentó la presencia de varias especies de garrapata (duras y blandas) en diferentes regiones del país, tanto en animales silvestres como domésticos. Las especies que afectan a estos últimos y las que podrían tener alguna asociación con humanos (o sus viviendas), se presentan en la Tabla 6.

Tabla 6. Especies de garrapatas reportadas en animales domésticos y/o en viviendas rurales según el trabajo de Osorno (1939).

Especie	Localidad o región	Hospedero animal	Presencia en Humanos o viviendas
<i>Argas magnus</i> Neumann, 1896	Bogotá, Sogamoso, Samacá, Tunja	-	-
<i>Argas miniatus</i> * Koch, 1844	Barranquilla, Santa Marta	Aves comerciales	Gallineros
<i>Argas persicus</i> Oken, 1818	“tierras templadas de Colombia”	-	Humanos
<i>Ornithodoros rudis</i> Karsch, 1880	Antioquia, Atlántico, Boyacá, Caldas, Quindío, Cauca, Caquetá, Chocó, Huila, Meta, Nariño, Santander, Norte de Santander, Tolima, Valle	-	Viviendas
<i>Ornithodoros talaje</i> Guerin-Meneville, 1849	Barranquilla, Dorada, Biotá, Don Matías, Llano Grande.	-	Viviendas
<i>Amblyomma cajennense</i> Fabricius, 1787	Villeta, San Vicente de Chucurí (Santander), Restrepo (Meta), Magdalena, Nariño, Boyacá, Valle	Equino, Porcino, Felino, Bovino, Canino	Humano
<i>Amblyomma maculatum</i> Koch, 1844	Tobia (Cundinamarca) Nariño	Equino, Canino	-
<i>Rhipicephalus microplus</i> Canestrini, 1887	Cartagena, Bucaramanga, Barranquilla, Amazonas, Restrepo (Meta) a lo largo del Río Magdalena	Bovino	-
<i>Dermacentor nitens</i> Neumann, 1897	Villeta (Cundinamarca), Villavicencio San Martín y Restrepo (Meta), Muzo (Boyacá), Medellín (Antioquia), Barranquilla (Atlántico) Caldas, Nariño	Equino	Humano
<i>Haemaphysalis leporispalustris</i> Packard, 1869	Muzo (Boyacá), Girardot (Cundinamarca)	Leporidae	Humano
<i>Rhipicephalus sanguineus</i> Latreille, 1806	Bogotá, Barranquilla, Magangué, La Dorada	Canidae	-

* Citada como reportada por Dunn, 1929

**Actualmente *Rhipicephalus (Boophilus) microplus* está ampliamente distribuida en casi todo el territorio colombiano

Betancourt (1973), examinó 5.710 garrapatas de bovinos de 47 municipios pertenecientes a 12 departamentos de Colombia. La especie *Rhipicephalus (Boophilus) microplus*, en adelante *R. microplus*, predominó (95.3%), seguida de *Amblyomma cajennense* (posiblemente *Amblyomma patinoi* de la clasificación actual) con un 2.7% de los ejemplares y *Anocentor nitens* (1.96%). *R. microplus* estuvo presente en los departamentos de Guajira, Cesar, Magdalena, Córdoba, Bolívar, Atlántico, Sucre, Antioquia, Caldas, Tolima, Huila y Meta. *A. cajennense* se halló en los departamentos de Guajira, Magdalena, Córdoba, Bolívar, Atlántico, Sucre y Meta y *A. nitens* se encontró en los departamentos de Sucre, Antioquia, Tolima y Meta.

Evans (1978), realizó extensas observaciones sobre garrapatas en animales domésticos y silvestres en diferentes regiones del país. Las especies halladas en animales domésticos y en casas o instalaciones se relacionan en la Tabla 7.

Tabla 7. Especies de garrapatas colectadas en animales domésticos, en casas o instalaciones según el trabajo de Evans (1978).

Especie	Localidad o Región	Hospedero, casa o instalación
<i>Rhipicephalus microplus</i> Canestrini, 1887	"Todos los climas y regiones"	Bovinos, Equinos
<i>Amblyomma cajennense</i> Fabricius, 1787	Viotá (Cundinamarca), La Dorada (Caldas), Maceo (Antioquia) Espinal (Tolima)	Bovinos, Equinos
<i>Anocentor nitens</i> Neumann, 1897	Todos los climas y regiones	Equinos
<i>Amblyomma maculatum</i> Koch, 1844	Nariño, Espinal, Zaragoza, Sierra Nevada, San Sebastián, Llanos Orientales	Equinos, Bovinos, Caninos
<i>Rhipicephalus sanguineus</i> Latreille, 1806	Todos los climas y regiones	Caninos
<i>Amblyomma ovale</i> Koch, 1844	Zaragoza, Valdivia (Antioquia), Valle del Cauca	Equinos, Bovinos, Aves
<i>Amblyomma americanum</i> Linnaeus, 1758	Cabuyal	Casas
<i>Amblyomma auricularium</i> Conil, 1878	Río Raposo, Carimagua, Arauca	Caninos
<i>Amblyomma pacaе</i> Aragao, 1911	Carimagua (Arauca)	Bovino
<i>Amblyomma tigrinum</i> Koch, 1844	Caquetá	Bovinos, Aves
<i>Amblyomma triste</i> Koch, 1844	Carimagua (Arauca)	Caninos
<i>Argas miniatus</i> Koch, 1844	Santa Marta	Aves
<i>Argas magnus</i> Neumann, 1896	Bogotá, Boyacá	Aves
<i>Argas reflexus</i> Fabricius, 1794	Bogotá, Samacá (Boyacá)	Gallineros
<i>Argas persicus</i> Oken, 1818	"Tierras templadas de Colombia"	Gallinas, Palomas
<i>Ornithodoros rudis</i> Karsch, 1880	Medina, Tobia (Cundinamarca), Espinal (Tolima) Río Raposo	Casas
<i>Ornithodoros puertoricensis</i> Fox, 1947	Espinal (Tolima), Convención (Norte de Santander), Guamalito (Magdalena)	Casas

La “Garrapata Común del Ganado” *R. microplus* es la especie predominante en los bovinos en todo el territorio colombiano. Piedrahita y Restrepo (1974), estudiaron las garrapatas de bovinos en el Valle de Aburrá (Antioquia) y encontraron que 99.7% eran *R. microplus*, 0.16% eran *D. nitens* y 0.12% correspondían a *Rhipicephalus sanguineus*. Luque (1977), confirmó que *R. microplus* es la garrapata más difundida y de mayor importancia económica en Colombia, pero anotó la existencia de otras especies como *A. cajennense*, *Amblyomma imitator* e *Ixodes ricinus*. Esta última especie fue erróneamente clasificada siendo identificada posteriormente como *Ixodes pararicinus*. López, (2017)

Callejas *et al.* (1979), examinaron 888 especímenes de garrapatas de 100 bovinos en el Oriente Cercano de Antioquia (Don Diego, La Ceja, La Fe-Retiro, Las Palomas), y reportaron que todas ellas pertenecían a la especie *R. microplus*. En una investigación sobre infertilidad de bovinos realizada en 113 fincas de diferentes regiones del país, *R. microplus* estuvo presente en 35.39% de las fincas, mientras que *A. cajennense* se halló en 7.07% de las explotaciones. (Griffiths *et.al.* 1980). Hernández *et.al.* (1980), colectaron 15.809 garrapatas de bovinos en el departamento del Tolima y encontraron que *R. microplus* constituía el 96.46% de ellas, seguido de *D. nitens* (3.2%) y *A. cajennense* (0.36%).

López (1980), se refirió a la Bioecología y distribución de garrapatas en Colombia y afirmó que “80% de la población bovina colombiana se encuentra en zona de influencia de *R. microplus*”. En sus observaciones no hallaron garrapatas en conejos, aves ni cerdos, pero si encontraron *R. microplus* en casi todos los bovinos y *Dermacentor nitens* en 99.8% de los equinos y en solo 0.12% de los bovinos. *A. cajennense* fue encontrada en equinos y *Amblyomma ovale* en un canino.

Betancourt (1980), reportó la presencia de *Ornithodoros talaje* colectada en viviendas humanas en el municipio de San Carlos (Córdoba). López y Parra (1985), reportaron por primera vez en Colombia la especie *Amblyomma neumanni* (Ribaga, 1902) en equinos en la zona de El Nus, San Roque, (Antioquia). En el mismo reporte se mencionó la presencia de *R. microplus*, *A. nitens* y *Amblyomma coelebs* en bovinos.

López *et al.* (1985, 1986, 1989), realizaron un trabajo de investigación en tres fases, sobre distribución y aspectos de control de garrapatas en 132 municipios del departamento de Antioquia. En la primera fase se examinaron 17.544 garrapatas de 274 fincas en 25 municipios. Las muestras de bovinos se identificaron como *R. microplus* (99.75% y *D. nitens* 0.12%). Esta última especie fue la más frecuente en equinos, alcanzando el 99.88% de los especímenes examinados. *R. sanguineus* se observó solamente en caninos, mientras que *A. cajennense* y *Amblyomma ovale* se observaron en equinos y caninos, respectivamente.

En la segunda fase se examinaron 9.858 garrapatas de 274 fincas en 46 municipios. Los especímenes (8.335) obtenidos en bovinos, se identificaron co-

mo *R. microplus* (98.84%), *A. cajennense* (0.31%), *D. nitens* (0.8%) y *R. sanguineus* (0.03%). En equinos predominó la especie *D. nitens* (89.06%), aunque también se encontraron *R. microplus* (8.37%) y *A. cajennense* (2.58%). En caninos, la especie más frecuente fue *R. sanguineus* (97.64%), aunque también se colectaron sendos especímenes de *Amblyomma ovale* (1.17%) y *Amblyomma dissimile* (1.17%).

En la tercera fase se colectaron 15.681 garrapatas en 305 fincas de 61 municipios. Se identificaron 12313 especímenes de bovino, de los cuales 99.12% eran *R. microplus* y 0.87% eran *D. nitens*. En equinos, 96.95% de los especímenes correspondieron a la especie *D. nitens*; 2.98% eran *R. microplus* y solo 0.06% eran *A. cajennense*. En caninos *R. sanguineus* constituyó el 95.12% de la muestra; *A. ovale* representó el 4.22% y *D. nitens* el 0.64%. Los pocos ejemplares colectados en porcinos (2) y en caprinos (5), eran de la especie *A. cajennense*. (En las figuras 39,40,41 se ilustra la presencia de las tres especies de garrapatas con mayor distribución en el departamento de Antioquia).



Figura 39. *R. microplus* en bovinos

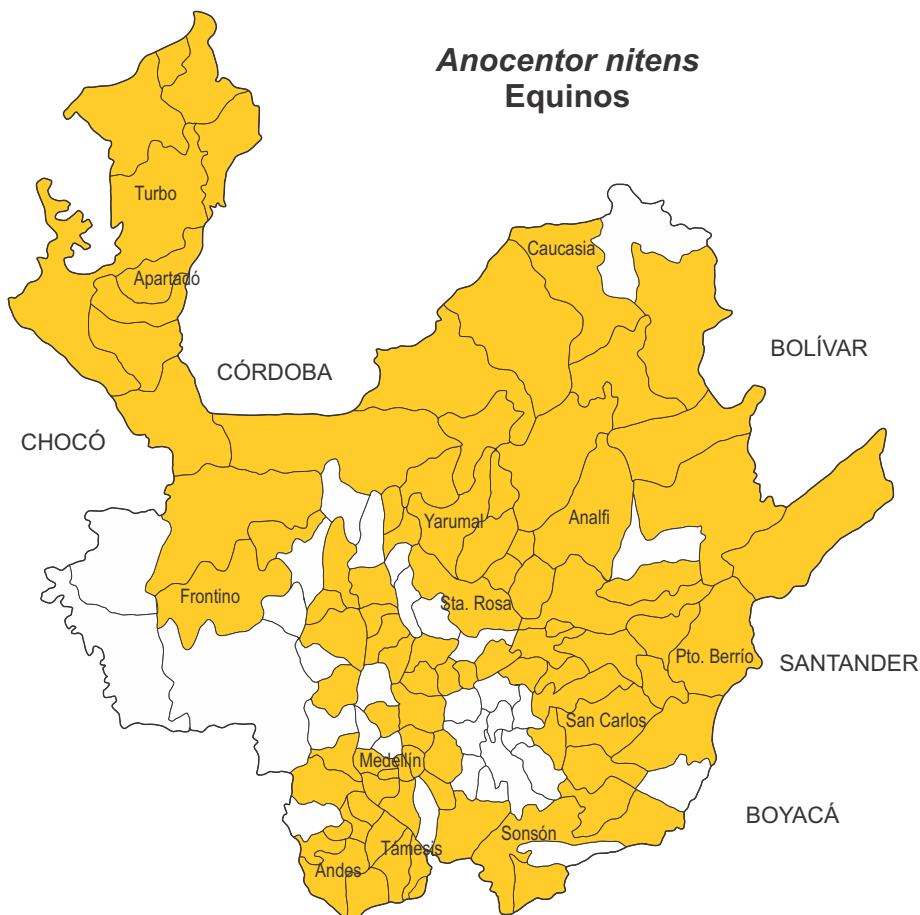


Figura 40. *D. nitens* en equinos

En un trabajo realizado en Córdoba en el período agosto 1986-junio 1987, se examinaron 11.911 garrapatas de bovinos las cuales fueron clasificadas así: *R. microplus* 89.40%, *A. cajennense* 5.44%, *D. nitens* 5.13% y *R. sanguineus* 0.03%. En el mismo estudio se examinaron 634 garrapatas de equinos, de las cuales 81.71% eran *D. nitens*; 3.13% eran *R. microplus* y 1.56% *A. cajennense*. Uno de los dos especímenes colectados en canino se identificó como *R. sanguineus* y el otro como *R. microplus*. (Duehnen, 1987; Duehnen & Otte, 1990).

Arias *et al.* (1991), colectaron 1.916 garrapatas de bovinos y 84 de equinos en 74 fincas del municipio de Tumaco en la Costa Pacífica del Suroccidente colombiano. Casi todos (99.94%) de los ejemplares colectados en bovinos eran de la especie *R. microplus* y solo una garrapata se identificó como *D. nitens*. En equinos, el 100% de la muestra correspondió a *D. nitens*.

En un nuevo trabajo realizado en el departamento de Córdoba, Betancourt *et al.* (1992), examinaron 2.261 garrapatas de bovinos y encontraron que *R. microplus* predominó (95.93%), seguido de *A. cajennense* (3.93%) y *D. nitens* (0.13%).

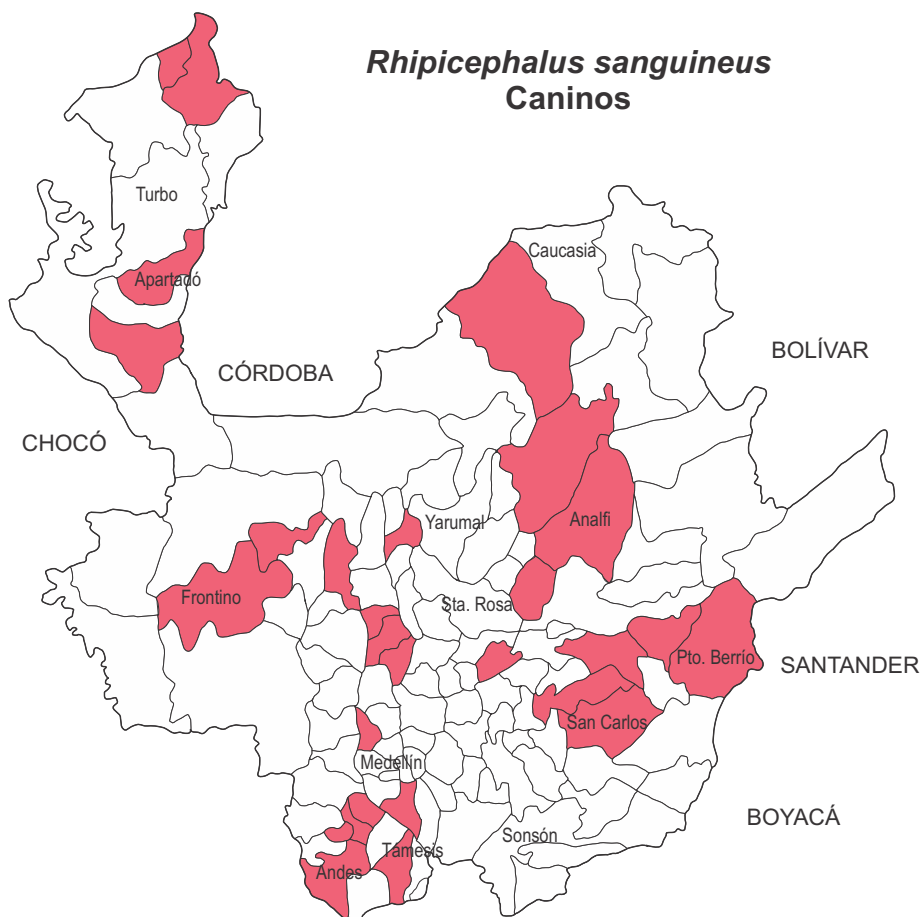


Figura 41. *R. sanguineus* en caninos

Rodríguez (1997), identificó como *Otobius megnini* especímenes de garrapatas blandas remitidas por el Mayor Doctor Gabriel García. En el mismo documento se mencionan reportes previos del parásito por el mismo autor en 1998, en equinas provenientes de Chile.

Por su importancia como parásito exótico, se consigna aquí el hallazgo de las garrapatas *Hyalomma anatolicum* Koch, 1844 y *Rhipicephalus bursa Canestrini* & Fanzago, 1878, encontradas por los autores (Betancourt y López) en toros de lidia importados de España a las plazas de toros de Cali y Medellín para la temporada taurina de 1998. Una nota de autor anónimo publicada en El País de Cali (1998), se refiere al episodio. Por fortuna, estas dos especies no se establecieron en Colombia.

Rodríguez *et al.* (2003), examinaron 12.307 garrapatas de bovinos en 69 fincas de 12 municipios del departamento del Cauca y hallaron que todas ellas eran de la especie *R. microplus*.

Hacia el año 2006, la garrapata *A. cajennense* (hoy *Amblyomma patinoi*), fue introducida en una región denominada “Kilómetro 41” entre los municipios caldenses de Manizales y Neira. La especie se estableció en los bovinos

de varias fincas de la región, causando perjuicios no solo a la producción animal sino a la salud pública. Un trabajo realizado en esa región (Sánchez-Alzate *et al.* 2011) analizó 10.009 garrapatas de bovinos, 1.580 obtenidas de equinos y 9.855 formas de vida libre. Todas ellas fueron identificadas como *Amblyomma cajennense*.

La garrapata *R. microplus* ha mostrado habilidad para adaptarse a diferentes climas, aparentemente como respuesta al cambio climático. Cortés *et al.* (2010), colectaron y examinaron 851 garrapatas obtenidas de bovinos en fincas del Altiplano Cundiboyacense, localizadas en alturas desde 1.966 hasta 2.903 msnm. *R. microplus* fue hallado en 34 fincas de esa región. La posibilidad de colonización de los altiplanos lecheros de Colombia fue luego confirmada por Pulido *et al.* (2011) y Betancourt (2012).

Acero *et al.* (2011) examinaron garrapatas de caninos del Noroccidente de Bogotá e identificaron en 799 de ellas, resaltándose las siguientes especies: *R. sanguineus*, 287 garrapatas; *R. microplus*, 11 especímenes y *Amblyomma maculatum*, 1 individuo. Estos resultados confirman la presencia de *R. microplus* en perros y a alturas de 2.640 msnm. Cassalett *et al.* (2013), estudiaron las garrapatas de bovinos en 20 fincas del Piedemonte Llanero. *R. microplus* predominó en todas las fincas de los departamentos de Meta y Casanare y *A. cajennense* estuvo presente en la totalidad de los predios de Casanare y en 80% de los predios del Meta.

Benavides *et al.* (2017), describieron la morfología de *Ixodes pararicinus* y reportaron su hallazgo en los municipios de Abriaquí y Carmen de Atrato (Chocó). Uno de los autores (Betancourt), encontró la misma especie en bovinos del municipio de San José del Palmar en el mismo departamento.

Benavides *et al.* (2018), examinaron 1.897 garrapatas de animales domésticos y silvestres en 11 localidades del Valle del Cauca y encontraron 11 especies pertenecientes a los géneros *Rhipicephalus*, *Dermacentor*, *Amblyomma* e *Ixodes*. El 53% de los individuos colectados correspondió a *R. microplus* parasitando bovinos, seguido de *Dermacentor nitens* (33%) asociada a equinos. *R. sanguineus* fue hallado en caninos. *A. cajennense* se encontró en equinos y bovinos; *Amblyomma sp.* en bovinos y *Amblyomma maculatum*, sobre equinos.

Rodríguez (2019), identificó 57.021 especímenes de garrapatas de bovinos en el departamento de Arauca y encontró las siguientes especies: *R. microplus* 96.5%; *A. cajennense* 2.4%; *A. mixtum* 0.2%; *A. dissimile* 0.002% y *R. sanguineus* 0.002%. El trabajo reportó en forma preliminar la presencia de *Rickettsia amblyomatis* en *A. mixtum*.

Acevedo-Gutiérrez *et al.* (2020), realizaron una revisión sobre garrapatas Ixodidae de Colombia y encontraron 46 especies de los géneros *Amblyomma*, *Ixodes*, *Dermacentor*, *Haemaphysalis* y *Rhipicephalus*. La tabla 8 presenta la información correspondiente a especies reportadas en animales domésticos o en humanos.

Tabla 8 Especies de garrapatas duras (Ixodidae) reportadas en animales domésticos o en humanos en Colombia, según trabajo de Acevedo-Gutiérrez et al. (2020)

Especie	Departamento	Hospederos
<i>Amblyomma auricularium</i> Conil, 1878	Meta, Sucre, Valle del Cauca	Canidae
<i>Amblyomma cajennense</i> Fabricius, 1787	Arauca, Atlántico, Bolívar, Caldas, Casanare, Cauca, Cesar, Córdoba, Cundinamarca, Huila, Magdalena, Meta, Santander, Sucre, Tolima, Valle del Cauca	Equidae, Bovidae, Canidae, Felidae, Ovidae, Suidae, Pavos
<i>Amblyomma calcaratum</i> Neumann, 1899	Boyacá, Chocó, Meta	Canidae
<i>Amblyomma coelebs</i> Neumann, 1899	Antioquia, Meta	Bovidae
<i>Amblyomma dissimile</i> Koch, 1844	Antioquia, Atlántico, Caldas, Córdoba, Casanare, Huila, Quindío, Magdalena, Meta, Sucre, Tolima, Valle del Cauca	Canidae, Bovidae, Humanos
<i>Amblyomma maculatum</i> Koch, 1844	Caldas, Casanare, Cundinamarca, Magdalena, Meta, Nariño, Tolima, Valle del Cauca	Bovidae, Equidae, Canidae
<i>Amblyomma mixtum</i> Koch, 1844	Arauca, Caldas, Casanare, Meta	Bovidae, Equidae
<i>Amblyomma ovale</i> Koch, 1844	Antioquia, Chocó, Córdoba, Cundinamarca, Guaviare, Meta, Nariño, Sucre, Tolima, Valle del Cauca	Canidae, Bovidae, Equidae, Aves
<i>Amblyomma neumanni</i> Ribaga, 1902	Antioquia	Equidae
<i>Amblyomma oblongoguttatum</i> Koch, 1844	Chocó, Meta, Santander	Humano
<i>Amblyomma patinoi</i> Labruna, Nava, Beati, 2014	Cauca, Cundinamarca	Equidae
<i>Amblyomma parvum</i> Aragao, 1908	Meta	Canidae
<i>Amblyomma tigrinum</i> Koch, 1844	Meta	Bovidae
<i>Amblyomma triste</i> Koch, 1844	Meta	Bovidae
<i>Amblyomma varium</i> Koch, 1844	Atlántico, Chocó, Quindío, Tolima	Canidae
<i>Dermacentor nitens</i> Neumann, 1897	Amazonas, Antioquia, Arauca, Bolívar, Cauca, Casanare, Cauca, Córdoba, Cundinamarca, Huila, Meta, Nariño, Risaralda, Santander, Sucre, Tolima, Valle del Cauca	Equidae, Bovidae, Canidae, Felidae, Ovidae, Suidae, Humanos
<i>Haemaphysalis leporispalustris</i> Packard, 1869	Antioquia, Bolívar, Boyacá, Cundinamarca, Cundinamarca, Córdoba, Valle del Cauca	Cuniculidae, Humanos
<i>Ixodes affinis</i> Neumann, 1899	Antioquia, Chocó	Equidae, Canidae
<i>Ixodes boliviensis</i> Neumann, 1904	Boyacá	Canidae

Especie	Departamento	Hospederos
<i>Ixodes pararicinus</i> Keirans & Clifford, 1985	Antioquia, Cundinamarca, Chocó	Bovidae, Equidae, Humanos
<i>Rhipicephalus microplus</i> Canestrini, 1888	Atlántico, Bolívar, Cesar, Córdoba, Guajira, Magdalena, Sucre, Cauca, Valle del Cauca, Nariño, Antioquia, Boyacá, Caldas, Cundinamarca, Huila, Norte de Santander, Quindío, Risaralda, Santander, Tolima, Meta, Arauca, Casanare, Amazonas, Caquetá, Putumayo, Guaviare	Bovidae, Equidae, Capridae, Ovidae, Suidae, Canidae
<i>Rhipicephalus sanguineus</i> Latreille, 1806	Amazonas, Antioquia, Atlántico, Arauca, Bolívar, Caldas, Casanare, Córdoba, Cundinamarca, Meta, Nariño, Quindío, Risaralda, Sucre, Tolima, Valle del Cauca.	Canidae, Bovidae, Equidae, Cuniculidae, Ovidae

La más reciente revisión sobre garrapatas duras (Ixodidae) en Colombia, ha sido realizada por Benavides *et al.* (en trámite de publicación). La consulta de diferentes bases de datos indicó que en el país hay 50 especies de garrapatas duras, de las cuales 29 son del género *Amblyomma*; dos pertenecen al género *Haemaphysalis*; dos son *Rhipicephalus*; una es *Dermacentor*; una es *Anocentor* y 15 son *Ixodes*. De este último género, solo una especie, *Ixodes pararicinus*, se halló parasitando bovinos, equinos, ovinos, caprinos, caninos y aún humanos. La Tabla 9 presenta la información correspondiente a animales domésticos y a humanos.

Tabla 9. Especies de garrapatas duras (Ixodidae) reportadas en animales domésticos y en humanos en Colombia, según revisión de Benavides *et al.* (en trámite de publicación).

Especie	Localidad o Región	Hospedero, casa o instalación
<i>Amblyomma auricularium</i> Conil, 1878	San Marcos (Sucre),	Caninos
<i>Amblyomma mixtum</i> Koch, 1844	Arauca, Meta, Casanare, Caldas, Regiones Caribe y Pacífico	Bovinos, Equinos, Vegetación
<i>Amblyomma cajennense</i> Fabricius, 1787	"Climas bajos y cálidos", Región Caribe, Orinoquia, Caldas, Santander	Equino, Bovino, Humanos
<i>Amblyomma patinoi</i> Labruna, Nava & Beati, 2014	Villeta (Cundinamarca), originalmente	Bovinos, Equinos, Vegetación
<i>Amblyomma maculatum</i> Koch, 1844	Llanos Orientales	Bovino, Equino, Canino, Aves, Roedores
<i>Amblyomma neumanni</i> Ribaga, 1902	San Roque, Antioquia	Equino
<i>Amblyomma ovale</i> Koch, 1844	San Roque, Antioquia; Ibagué	Canino
<i>Amblyomma parvum</i> Aragao, 1908	Llanos Orientales, Parque Tayrona (Magdalena)	Animales domésticos; humanos
<i>Amblyomma tigrinum</i> Koch, 1844	-	Bovinos, otros mamíferos, Aves
<i>Amblyomma triste</i> Koch, 1844	Carimagua (Llanos Orientales)	Caninos, Humano

Especie	Localidad o Región	Hospedero, casa o instalación
<i>Amblyomma varium</i> Koch, 1844	Ibagué (Tolima)	Canino
<i>Haemaphysalis juxtakochi</i> Cooley, 1946	-	Bovinos, Caninos, Lagomorfos, Llamas, Aves
<i>Haemaphysalis leporispalustris</i> s Packard, 1869	Muzo (Boyacá), Girardot (Cundinamarca)	Conejos, Humanos
<i>Rhipicephalus microplus</i> Canestrini, 1887	Endémica. Muchos departamentos	Bovinos, Equinos, Caninos
<i>Rhipicephalus sanguineus</i> Latreille, 1806	Endémica. Muchos departamentos	Caninos, Humanos
<i>Dermacentor nitens</i> Neumann, 1897	Endémica. Muchos departamentos	Equinos, Bovinos, Humano
<i>Dermacentor imitans</i> Warburton, 1933	Chocó	Zaínos, Humanos
<i>Ixodes pararicinus</i> Keirans & Clifford, 1985	San Juan de Atrato, San José del Palmar (Chocó)	Bovinos, Equinos, Caninos, Ovinos, Caprinos

Resumen

La especie *Rhipicephalus microplus* es la garrapata que predomina en los bovinos de Colombia, seguida de *Amblyomma cajennense sensu lato* (hoy posiblemente *Amblyomma patinoi*) y *Dermacentor nitens*. Si bien, otras especies como *Ixodes pararicinus* han sido también reportadas en bovinos, su distribución parece, hasta ahora, limitada al departamento del Chocó. La especie *Amblyomma cajennense sensu lato* hoy posiblemente *Amblyomma patinoi*, tiene una distribución amplia en localidades bajas y cálidas como la Costa Atlántica, los Llanos Orientales, Caldas, Santander y otras. *Dermacentor nitens* es la especie predominante en equinos y está presente en muchas regiones del país. En cuanto a la especie *Rhipicephalus sanguineus*, es casi exclusiva de caninos y se encuentra también ampliamente diseminada en muchas regiones y climas. El calentamiento global, el cual en los últimos 20 años se ha estimado en 0.6 °C, muy posiblemente está influyendo en la migración de garrapatas hacia zonas más altas y frías (Cortés *et al.*, 2010, Pulido *et al.*, 2011).

Bibliografía

- ACERO, EJ, CALIXTO OJ, PRIETO AC. (2011). Garrapatas (Acari: Ixodidae) prevalentes en caninos no migrantes del noroccidente de Bogotá, Colombia. NOVA. Publicación Científica en Ciencias Biomédicas, 9(16): 158-165.
- ACEVEDO-GUTIÉRREZ LY, PATERNINA LE, PÉREZ-PÉREZ JC, LONDOÑO AF, LÓPEZ G & RODAS JD. (2020). Garrapatas duras (Acari: Ixodidae) de Colombia. Una revisión a su conocimiento en el país. Acta Biológica Colombiana, 25(1): Enero-abril
- ANÓNIMO. (1998). En entredicho el control sanitario de reses de lidia. El País, septiembre 1998.
- ARIAS JJ, BETANCOURT E A, VALENCIA HCE & SARDI H. (1991). Identificación de garrapatas de bovinos en el municipio de Tumaco (Colombia). Revista ICA, 26: 145-151.
- BARROS-BATTESTI DM, ARZUEAM & BECHARAGH. (2006). Garrapatos de importancia medico veterinaria do Região Neotropical: Um guia ilustrado para identificacao de especies. Sao Paulo, Vox/ICCTD-3, Butantan, 223p.
- BENAVIDES OE, LÓPEZ VG, HERRERA BNE & RAMÍREZ GMF. (2017). Morphologic characteristics and occurrence of *Ixodes pararicinus* (Acari: Ixodidae) in the western mountain range. Colombia. Rev. Colomb. Ciec. Pec. 30: 296.
- BENAVIDES-MONTAÑO JA, JARAMILLO-CRUZ C & MESA-COBO N. (2018). Garrapatas Ixodidae (Acari) en el Valle del Cauca, Colombia. Boletín Científico Museo Historia Natural Universidad de Caldas, 22: 149.
- BENAVIDES MJA, BETANCOURT EJA, LÓPEZ VG & MESA CN. (En trámite de publicación). A review of hard ticks (Acari: Ixodida: Ixodidae) in Colombia: The risk of tick-borne diseases. Submitted for publication to The Persian Journal of Acarology.
- BETANCOURT A. (1973). Incidencia y distribución de garrapatas de bovinos en algunas áreas de Colombia. En: Ruiz R. Memorias VII Congreso Panamericano de Medicina Veterinaria y Zootecnia, Bogotá, p.52.
- BETANCOURT, EA. (1980). *Ornithodoros talaje* en Córdoba, Colombia. ACOVEZ-Córdoba Boletín 002: p.2.
- BETANCOURT EA, GARCÍA DO, ROQUEME ML & NAVARRETE SM. (1992). Distribución y niveles de infestación por garrapatas de bovinos en Córdoba, Noroeste de Sucre y Noreste de Antioquia. Revista ICA, 27: 63-76.

- BETANCOURT JA. (2012). La garrapata puede colonizar altiplanos lecheros. Carta Fedegan, 129 (marzo-abril): 56-58.
- CALLEJAS MC, QUINTERO LF & RESTREPO R. (1979). Garrapatas de bovinos en el Oriente Cercano de Antioquia. Trabajo de Grado. Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, Universidad de Antioquia, 22 p.
- CASSALETT BER, PARRAAJL & ONOFRE RHG. (2013). Diagnóstico, manejo y control integrado de parásitos en bovinos doble propósito del Piedemonte Llanero. Boletín Técnico No. 54, Corpoica, Villavicencio, Meta, 55p.
- CORTÉS VJA, BETANCOURT EJA, ARGUELLES CJA & PULIDO HLA. (2010). Distribución de garrapatas *Rhipicephalus (Boophilus) microplus* en bovinos y fincas del Altiplano Cundiboyacense (Colombia) Rev. Corpoica Ciencia y Tecnología Agropecuaria, 11(1): 73-84.
- DUEHNEN W. (1987). Untersuchungen zum befall landwirtschaftlicher nutziere mit zecken (Ixodoidea: Ixodidae) un zur zeckenbekämpfung en Departamento Córdoba, Kolumbien. Inaugural Dissertation. Doctor Medicine Veterinarian durch die tierarztliche Hoschschule Hannover. 105 p.
- DUEHNEN W & OTTE E. (1990). Infestación con garrapatas y su control en Córdoba, Colombia. GTZ-ICA, Informe Técnico No. 7, 67 p.
- EVANS DE. (1978). *Boophilus microplus* ecological studies and a tick fauna synopsis related to the developing cattle industry in the Latin American and Caribbean region. PhD Thesis. Cnaa/NE London Polytechnic United Kingdom, 283 p.
- GRIFFITHS LA, GALLEGO MI & VILLAMIL LC. (1982). Factores de infertilidad y pérdidas económicas en ganado de leche en Colombia. ICA-ANALAC Bogotá, p. 69.
- GUGLIELMONE AA, ROBBINS RG, APANASKEVICH D, PETNEY TN, ESTRADA-PEÑA A, HORAK IG, SHAO R & BARKER SC. (2010). The Argasidae, Ixodidae and Nuttalielidae (Acari. Ixodida) of the world: a list of valid species names. Zoo taxa 2528: 1-28; Experimental and Applied Acarology, 28: 27-54.
- GUGLIELMONE AA & ROBBINS RG. (2018). Hard ticks (Acari: Ixodida: Ixodidae) parasitizing humans. A global overview. Springer, Cham, 314 p.
- GUGLIELMONE AA, PETNEY TN & ROBBINS RG. (2020). Ixodidae (Acari: Ixodoidea): descriptions and redescriptions of all known species from 1758 to December 31, 2019. Zoo taxa 4871(1):001-322.
- HERNÁNDEZ L, VALERO G & MATEUS VG. (1980). Incidencia de garrapatas en bovinos en el departamento del Tolima (Colombia). En: Rave G. Trabajos de Ciencias Veterinarias presentados al XII Congreso Nacional de Medicina Veterinaria y Zootecnia, p.22-23.
- LÓPEZ VG. (1980). Bioecología y distribución de garrapatas. En: Quiroz J & Cardona H (Eds.). Control de Garrapatas. Instituto Colombiano Agropecuario, Regional 4. Compendio No. 39: 31-43.

- LÓPEZ VG & PARRA GD. (1985). *Amblyomma neumanni*, Ribaga, 1902. Primera comprobación en Colombia y claves para especies de *Amblyomma*. Revista ICA, 20: 152-162.
- LÓPEZ VG, ZÚÑIGAAI, VILLAR CC & OSORIO GD. (1985). Distribución de garrapatas en 25 municipios del departamento de Antioquia. Revista ICA 20 (enero-marzo): 40-44.
- LÓPEZ VG, JIMÉNEZ C & VÁSQUEZ W. (1986). Distribución de garrapatas en 46 municipios de Antioquia y efectividad de los ixodicidas comerciales sobre *Boophilus microplus*. Secretaría de Agricultura de Antioquia e Instituto Colombiano Agropecuario ICA, 39 P.
- LÓPEZ VG, JIMÉNEZ C, VÁSQUEZ W & PELÁEZ P. (1989). Distribución de garrapatas en 61 municipios de Antioquia y efectividad de los ixodicidas comerciales sobre *Boophilus microplus*. Resultados fase III. Secretaría de Agricultura de Antioquia e Instituto Colombiano Agropecuario ICA, 43 p.
- LÓPEZ GV. (2017). Garrapatas (Acari: Ixodidae y Argasidae) de importancia médica y veterinaria, procedentes de Norte, Centro y Suramérica. Editoriales Universidad de Antioquia y CES. Medellín, 111 p.
- LUQUE G. (1977). Conocimientos actuales sobre la distribución de las especies de garrapata en América Latina. En: Thompson KC (Ed.). Trabajos presentados en el Seminario sobre Ectoparásitos. CIAT Serie Cs-13, Cali, Colombia, pp 41-45.
- OSORNO M.E. (1939). Las garrapatas de la República de Colombia. Anuario Academia Nacional de Medicina, 1938-1840: 398-429.
- PIEDRAHITA ID & RESTREPO JG. (1974). Garrapatas del ganado bovino del Valle de Aburrá. Tesis MVZ, Universidad de Antioquia, Universidad de Antioquia, Medellín, Colombia.
- PULIDO LA, BETANCOURT JA, OSORIO P, BARRETO N & ARGUELLES J. (2011). Distribución potencial actual y futura de dos especies de plagas en zonas ganaderas del Altiplano Cundiboyacense. XXXVIII Congreso de la Sociedad Colombiana de Entomología –SOCOLEN-. Manizales, Julio 27-29.
- RODRÍGUEZ PJM. (1997). Identificación de *Otobius megnini*. Carta enviada por Dr. Víctor Cotrino al Dr. Mayor Gabriel García. Abril 1997.
- RODRÍGUEZ EE & BETANCOURT JA. (2003). Estudios sobre identificación y control de garrapatas de bovinos en el departamento del Cauca. Novedades Técnicas. Corpoica, 3(4): 38-43.
- RODRÍGUEZ DA. (2019). Identificación y caracterización de garrapatas presentes en bovinos en las dos subregiones del departamento de Arauca. Implicaciones como vector. Tesis MS en Salud Animal. Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia. Universidad Nacional de Colombia.



Capítulo III: Bioecología

Familia IXODIDAE

En los actuales momentos las garrapatas son consideradas como el ectoparásito más importante que afecta la ganadería bovina del mundo. Adicionalmente, han venido cobrando importancia en la salud pública. Por un lado, el cambio climático ha favorecido la migración y el establecimiento de especies de estos artrópodos en zonas más altas donde su presencia era escasa o eventual, y, de otra parte, su papel en la transmisión de patógenos se hace cada vez más preocupante a nivel mundial. (Betancourt, 2017). No obstante, son pocos los estudios referidos a la importancia de las diferentes especies y la mayoría de las publicaciones hacen referencia a la garrapata común del ganado *R. microplus* por ser la de mayor impacto económico debido a las pérdidas que ocasiona en la ganadería bovina. (López, 2017).

Como lo anotan Guglielmone *et al.* (2003) las diferentes especies presentes en el continente americano pertenecen a las familias Ixodidae y Argasidae y por tanto, en este capítulo se hará referencia a estas dos familias.

Las garrapatas de la familia Ixodidae se clasifican en tres categorías dependiendo del número de animales que requieran para desarrollarse. Se les denomina entonces **garrapatas de un hospedero** cuando todos los estados evolutivos (larvas, ninfas y adultos) se realizan en un solo animal como por ejemplo *Dermacentor nitens* (Soulsby, 1987); **garrapatas de dos hospederos** cuando realizan su estado de larva y ninfa en un mismo animal y se desprenden para convertirse en el suelo en adultos machos o hembras y buscan un animal para terminar su alimentación; por ejemplo, *Rhipicephalus bursa* de Europa y Asia. No existen hasta el presente en las Américas garrapatas de dos hospederos. **Garrapatas de tres hospederos** son aquellas que requieren un animal para el desarrollo de las larvas, otro para las ninfas y uno más para el adulto. A este grupo pertenecen todas las especies de *Amblyomma*, *Ixodes*, *Haemaphysalis*, y la mayoría de los *Dermacentor* y *Rhipicephalus* (Soulsby, 1987).

Todas las especies de garrapatas realizan un ciclo de vida en dos fases: una parasitaria y otra de vida libre. La fase parasitaria se inicia con la llegada de las larvas al hospedero y terminan en su estado adulto dependiendo de su requerimiento de uno, dos, o tres hospederos como se anotó con anterioridad. La fase no parasítica se inicia con el desprendimiento de la teleogina (garrapata completamente ingurgitada de sangre); en el suelo busca lugares donde se protege de los enemigos naturales como aves, hormigas, hongos, para poder hacer su oviposición y la incubación de los huevos, dando lugar a la salida de larvas. (Soulsby, 1987; López y Parra- Henao, 2017).

Existen cuatro etapas o estadios en el ciclo biológico de las garrapatas: huevos, larvas, ninfas y adultos. El ciclo se inicia con la oviposición, proceso que hace la hembra pocos días después de haberse desprendido del hospedero completamente repleta de sangre. El número de huevos depende de la especie y puede oscilar aproximadamente entre tres mil, como en el caso de *R(B) microplus* hasta veinte mil o cuarenta mil como el caso de algunas especies de *Amblyomma*. El proceso de oviposición se inicia de tres a cuatro días después del desprendimiento con una duración cercana a los 20 días. El proceso de incubación de los huevos puede oscilar entre 25 días y varios meses, dependiendo de las condiciones climáticas, y de él se originan las larvas, las cuales, después de 3 a 4 días de adaptación, suben a las hojas de los pastos a la espera del hospedero (López y Parra- Henao, 2017).

Cuando las larvas no encuentran el hospedero adecuado se aglomeran en las hojas de los pastos y permanecen activas durante largos períodos. En climas medios en el departamento de Antioquia se han obtenido supervivencias hasta de dos años para *R. (Boophilus) microplus*. En otros reportes se indica que especies de *Amblyomma* pueden permanecer viables por más de 10 años. Evans (1978).

La localización de las larvas sobre el hospedero depende de la especie; algunas se distribuyen por todo el cuerpo y otras buscan una ubicación específica sobre ellos. Generalmente la larva se alimenta durante siete días antes de pasar al segundo estado conocido como ninfa; ésta, después de un período de alimentación de siete días, se transforma en adultos machos o hembras. Las hembras se alimentan durante otros siete días para desprenderse y buscar donde iniciar el ciclo con la oviposición; los machos viven sobre los animales mucho más tiempo aproximadamente 60 días en el caso de *R(Boophilus) microplus*. Evans (1978).

De las diferentes especies existentes, *Rhipicephalus (Boophilus) microplus* está más ampliamente distribuida en Colombia y constituye el más serio problema en la ganadería bovina y, en opinión de numerosos autores, afecta el 80% de la población bovina del país; sin embargo, las otras especies son consideradas plagas potenciales, debido a su diversidad, por el hecho de no tener hospederos muy específicos, generando una situación más compleja con respecto a su control (López y col. 1986; López *et al.* 1989; Betancourt, 1973; Betancourt, *et al.* 1992).

En Colombia, *R. (B) microplus* tiene una distribución muy amplia, encontrándose desde el nivel del mar hasta los 2.903 metros de altitud y a temperaturas que oscilan entre los 15 y 30 °C (López y col. 1986). Un estudio realizado por Cortes *et al.* (2010) pone de manifiesto que el calentamiento global ha venido influenciando la presencia y distribución de esta especie de garrapata en lugares que antes se consideraban desfavorables y es así como reportan la especie en el altiplano Cundiboyacense a 2903 m.s.n.m., siendo este el primer reporte de la garrapata *R. (B) microplus* a esta altitud.

En opinión de Núñez *et. al*, (1987) toda acción de lucha defensiva u ofensiva contra una plaga, es decir de control o erradicación, debe basarse en el conocimiento profundo de su ciclo biológico, de las cifras modales correspondientes, no solo a cada estadio, sino de las variaciones extremas que tienen los mismos. Por esta razón, en los diferentes países se debe estudiar el ciclo biológico tanto de vida libre como parasitario de las especies que mayor interés representan tanto en salud pública como en salud animal. En esta ocasión, se hará referencia al ciclo evolutivo de algunas especies de mayor importancia en los domésticos.

Ciclo Evolutivo de *Rhipicephalus (Boophilus) microplus* (Canestrini, 1887)

En nuestro medio se han hecho varios estudios sobre el ciclo evolutivo de la garrapata *R. microplus* por ser la de mayor importancia en la ganadería bovina pero no se tienen estudios sobre el ciclo evolutivo de otras especies existentes. El ciclo se inicia con la oviposición, proceso que realiza la hembra ingurgitada, tres a cuatro días siguientes al desprendimiento del hospedero, para dar luego salida a las larvas (Figuras 42,43,44).

En los últimos años se ha avanzado mucho en el estudio de la formación, origen y desarrollo de las garrapatas, en particular de las garrapatas Ixodidae o garrapatas duras y realmente existe un consenso sobre la filogenia de las garrapatas duras muy diferente a los estudios desarrollados en los años anteriores; varios cambios en la nomenclatura de las garrapatas se han hecho o están en proceso de realizarse: La subfamilia Hyalomminae ha desaparecido mientras que la Bothriocrotominae ha sido creada (Klompen, Dobson &



Figura 42. Teleogina.



Figura 43. Oviposición



Figura 44. Larvas en los pastos

Barker, 2002). En el caso del género *Rhipicephalus* tiene un ancestro común con el género *Boophilus* y por tanto este último se seguirá considerando como un subgénero de *Rhipicephalus* (Murrell y Barker (2003).

Con relación a los trabajos relacionados con la Bioecología de la garrapata *R. microplus* en Colombia, en una recopilación hecha por Betancourt (1990), indica que desde el año 1976 se tiene información al respecto. Thompson (1976), estudió la fase no parasítica en el Centro Nacional de Investigaciones (CNI) Turipaná (Costa Atlántica) y describe un período de preoviposición (PO) de 3 días, uno de oviposición (OP) de 5 a 10 días y uno de incubación (I) de 21 días. Mateus (1981), en el Centro de Investigación Carimagua (Llanos orientales) encontró periodos de PO, OP e I, de 2 a 7 días, 7 a 12 días y 14 a 36 días, respectivamente y una supervivencia larvaria (SL) de 52 a 174 días.

En un estudio realizado por López (1980), no encontró diferencias significativas en el ciclo no parasítico de *R(B) microplus* en tres altitudes (800, 1.000 y 1.200 msnm) realizado en el CI Nus. Tabla 10. En el mismo estudio de López (1980) se determinó la dinámica de la garrapata *R(B) microplus* sobre los bovinos, encontrando poblaciones más altas en los períodos secos y la mayor infestación fue observada a la altitud de 1.000 metros. (fig. 45). Por los hallazgos reportados, se considera conveniente que antes de iniciar estrategias de control se determinen los parámetros de vida parasitaria y no parasitaria de las garrapatas objeto de control en diferentes regiones y razas de ganado. López, (1980). La tabla 10 presenta la duración de las diferentes etapas de la fase no parasitaria en laboratorio y a diferentes alturas sobre el nivel del mar.

Tabla 10. Ciclo de los estados no parasíticos de la garrapata *R. microplus* a diferentes altitudes en el Centro Regional de Investigación El Nus.

Tiempo promedio y rango (días) para cada altitud					
Actividad estudiada por grupo [1]	Laboratorio 28°C y 70% HR	800 m	1.000 m	1.200 m	Otros países
Preoviposición	3 (2 – 4)	7 (4 – 11)	6 (3 – 10)	6 (4 – 10)	2 – 39
Oviposición	6	-	-	[2]	15 – 44
Incubación	24(18 - 29)	37 (30- 43)	40 (29 – 48)	44 (39 – 47)	14 - 202
Longevidad de larvas	60 (50 – 70)	51 (29 – 76)	102 (91 – 118)	94 (80 – 154)	65 – 184
Ciclo total no parasítico	87 (70 – 103)	95 (63 – 130)	148 (123 – 176)	144 (123 – 211)	96 – 469
Máximo generaciones por año [3]	7	5,9	6,1	5,2	

[1] Grupo de 10 garrapatas / altitud / 7 replicaciones

[2] No se determinó

[3] Basado en: 52 semanas (período mínimo preoviposición + mínima incubación + preadaptación larvaria + período parasitario).

Conteos de *Rhipicephalus (B) microplus* adultos en bovinos del CI. "El Nus" a diferentes altitudes 1980

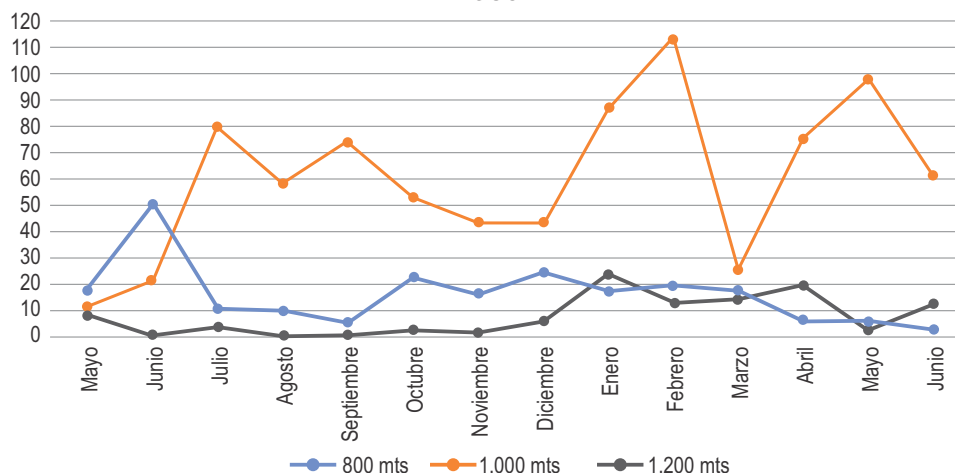


Figura 45. Conteos de garrapatas a diferentes altitudes en El El Nus San José del Nus, Antioquia

En la misma recopilación Betancourt (1990) encontró que, en época seca, el período de vida libre fue más corto. No hubo diferencia en longitud de etapas de PO, OP e I en los pastos *Brachiaria decumbens*, *Melinis minutiflora*, *Andropogon gayanus*, *Hyparrhenia ruffa* y sabana nativa. López (1983) en el Centro Regional de Investigación (CRI) el Nus (Antioquia), observó 3 a 7 días PO, OP 8 a 22 días, I 23 a 43 días; periodo-adulto-larva (PAL) 34 a 72 días y SL de 13 a 186 días siendo los promedios de 12.5, 28.4, 45.3 y 71 días respectivamente. Betancourt (1984) en Turipaná encontró un PAL de 28 a 35 días con promedio de 31.5 días y una Supervivencia Larvaria (SL) de 29 - 98 días. Benavides (1983) estudió la fase no parasítica, en tubos de malla y en materas con los pastos *Andropogon gayanus*, *Brachiaria decumbens*, *Melinis minutiflora* y sabana nativa de Carimagua. En tubos de malla de cobre encontró un PAL de 28 a 35 días sin encontrar diferencias entre las gramíneas estudiadas.

En ensayos realizados por López (1980) en el Centro Regional de Investigaciones El Nus, en San José del Nus, Antioquia, con tres gramíneas: *Hyparrhenia rufa* (pasto puntero) *Brachiaria decumbens* (braquiaria) y *Melinis minutiflora* (pasto gordura), no se encontraron diferencias en el período de preoviposición, y de incubación de los huevos. La actividad larvaria fue muy similar en los pastos *Hyparrhenia rufa* y *Brachiaria decumbens*; en el caso de *Melinis minutiflora* las larvas generalmente no suben a la hoja del pasto sino que permanecen activas en el tallo o estolón o en plantas adyacentes y cuando logran llegar a la parte verde de la planta sólo tienen una actividad de 20 días en contraste con los 93 y 94 de *Brachiaria* e *Hyparrhenia* respectivamente. Esta condición resulta muy promisorio para el control en zonas muy parasitadas y que puedan ofrecer posibilidades de control estableciendo esta variedad de pasto. La tabla 11 presenta la información anterior.

Tabla 11. Ciclo de *Rhipicephalus (B) microplus* en tres variedades de pastos en El Nus. 1980

Tiempo promedio de duración para cada fase del ciclo (días)				
Fases del Ciclo	<i>Hyparrhenia rufa.</i>	<i>Brachiaria decumbens</i>	<i>Melinis minutiflora</i>	Laboratorio
Preoviposición	5	5	5	3
Incubación	33	35	35	24
Longevidad de larvas	93	84	20*	76
N° de ensayos	2	2	2	2

*Permanecieron activas hasta 80 días en partes secas (Raíces del pasto).

Cortés (2011), realizó estudios extensos de campo y laboratorio sobre la fase no parasítica de *R. microplus* en diferentes municipios y a varias altitudes en la Sabana de Bogotá, Colombia. Sus observaciones demostraron, con algunas excepciones, períodos de preoviposición y tiempo requerido para eclosión de los huevos, más cortos en el laboratorio que en localidades por debajo de los 2.600 msnm. En Bogotá (2.600 msnm) y Sibaté (a 2.600 y 2.800msnm), aunque no en Ubaté (2.600 msnm), los huevos no eclosionaron y, en general, los Índices de Eficiencia de la Conversión (IEC), fueron bajos. La Tabla 12 presenta en detalle los resultados obtenidos por Cortés (2011) en los diferentes municipios y a diversas altitudes en algunos de ellos.

Tabla 12. Duración promedio de la fase no parasítica de *Rhipicephalus (Boophilus) microplus* en diferentes localidades de la Sabana de Bogotá. Cortés, 2011.

Municipio	a.s.n.m. (m)	Período	Preoviposición (días)	Eclosión (días)	Supervivencia Larvaria (días)	IEC
Fómeque	2000	Jul 2009 - Ene 2010	14	87	59	0.46
Fómeque	2000	Dic 2009 - Jun 2010	11	99	43	0.28
Fómeque	2200	Jul 2009 - Ene 2010	16	74	70	0.44
Fómeque	2200	Dic 2009 -Jun 2010	11	83	55	0.19
Une	2400	Abril - Ago 2009	7	41	72	0.49
Ubaté	2600	Ene - Jul 2009	18	19	119	0.21
Ubaté	2600	Abril - Ago 2009	6	39	75	0.18
Bogotá	2600	Jun - Nov 2010	13	-	-	0.43
Bogotá	2600	Nov 2010 - Feb 2011	16	-	-	0.18
Sibaté	2800	May - Nov 2010	21	-	-	0.15
Sibaté	2800	Nov 2010 - Ene 2011	26	-	-	0.04
Sibaté	3000	May - Nov 2010	27	-	-	0.08
Sibaté	3000	Nov 2010 - Ene 2011	32	-	-	0.02

Municipio	a.s.n.m. (m)	Período	Preoviposición (días)	Eclosión (días)	Supervivencia Larvaria (días)	IEC
Laboratorio (Montecitos)*	2581	Abr - Nov 2009	4	24	101	0.41
Laboratorio (Palma Viro) *	2581	Dic 2009 - Abr 2010	5	21	87	0.39
Laboratorio (Porto Alegre)*	2581	Nov 2011 - Feb 2011	5	-	-	0.23

*Cepa

Ciclo evolutivo de *Amblyomma cajennense* (Fabricius, 1787) *sensu lato*

En cuanto al ciclo evolutivo de *Amblyomma cajennense*, no existen estudios documentados en Colombia. Sánchez *et al.* (2011); Labruna, *et al.* (2009) citan datos sobre el ciclo de vida de esta especie en Brasil, reportados por Flechtman (1985), así:

Preoviposición	15 días
Oviposición	25 días (5.000-10.000 huevos)
Incubación	30 días
Larvas se alimentan en hospedero	3-6 días
Permanencia en suelo para muda a ninfa	18-36 días
Ninfas se alimentan en hospedero	5-7 días
Permanencia de ninfas en suelo para muda a adulto	23-25 días
Tiempo para estar aptas para reproducción	7 días

Benavides y Romero (2000) estudiaron la dinámica poblacional de *A. cajennense* en bovinos de fincas de los municipios de Anapoima y Vianí (Cundinamarca, Colombia) y encontraron que “los picos poblacionales tendían a ocurrir en el segundo semestre del año, algunos meses después de épocas de alta precipitación pluvial. En ambos municipios se detectó un importante aumento en el promedio geométrico entre Julio y septiembre de 1999 (un año particularmente húmedo”.

(Sánchez *et al.* 2011), observaron la dinámica de población de *A. cajennense* en bovinos de leche en la zona del kilómetro 41 mencionada antes y encontraron que, aunque todo el año se recuperaron garrapatas adultas en los bovinos, se registraron picos de población de machos en noviembre de 2006 y Julio de 2007. Los picos de garrapatas hembra fueron observados en octubre de 2006 y enero de 2007.

Con respecto a las demás especies de garrapatas de la familia Ixodidae no se tiene información sobre estudios bioecológicos en el país.

Ciclo evolutivo de *Rhipicephalus sanguineus*. (Latreille, 1806)

Como antes se anotó, la garrapata *Rhipicephalus sanguineus* requiere tres hospederos para realizar su ciclo biológico y se encuentra distribuida a nivel mundial afectando de preferencia los caninos y por eso se le llama “garrapata marrón del perro”; en cuanto a su ciclo biológico, en un estudio realizado por Benavides, *et al.* (2013), las fase ingurgitadas de larva, ninfas y adultos se mantuvieron bajo tres rangos de temperatura utilizando cámaras de incubación con termostato: media (17-26°C), alta (24-31°C) y temperatura ambiente domiciliar (10- 22°C). Los tiempos de alimentación de las fases parasitarias fueron de cinco días para las larvas, los de ninfas 8-10 días y la de adultos once días. La fase no parasitaria se completó en las tres temperaturas, siendo la duración más corta en la temperatura alta.

Los tiempos de muda reportados por los autores, de larva ingurgitada a ninfa fueron para las temperaturas, alta, media y ambiente respectivamente de 9, 14 y 36 días y los tiempos de muda de ninfa ingurgitada a adulto fluctuaron respectivamente entre 11-20 días (alta), 14-28 días (media) y 18-28 días (ambiente). El Periodo Adulto Larva (PAL) difirió entre garrapatas incubadas a diferentes temperaturas ($F= 7,48$; $p= 0,0051$), siendo en promedio: 24 días (alta), 39 días (media) y 64 días (ambiente). La duración completa del ciclo fue de 80 días para temperatura alta, 104 días temperatura media y 161 días intra domiciliar en la ciudad de Bogotá.

En una revisión posterior de varios autores hecha por Álvarez, (2017), sobre la biología de *Rhipicephalus sanguineus*, se desprende que “el ciclo comienza cuando los huevos eclosionan y en un período de 6 días a varias semanas después, se convierten en larvas de seis patas. Cuando las larvas buscan al hospedador se alimentan de sangre durante 3 a 10 días y posteriormente caen al suelo donde experimentan la muda larval, en un proceso de 5 a 15 días para pasar al estado de ninfa. Las ninfas buscan al hospedador y se alimentan por espacio de 3 a 11 días, después de este periodo dejan su hospedador y en condiciones favorables en 63 días aproximadamente se convierten en adultos machos y hembras listas para buscar el tercer hospedador donde se alimentan y se reproducen para luego las hembras abandonar el hospedero y en un período de tres meses aproximadamente, logra ovopositor entre 1.000 y 3.000 huevos para reiniciar el ciclo”.

Ciclo evolutivo de *Dermacentor nitens* Neumann, 1897

La garrapata tropical del caballo *Dermacentor nitens* es la garrapata más importante que afecta los equinos en la región neotropical y su importancia radica en la transmisión biológica de *Babesia caballi* y *Theileria equi* y a pesar de su importancia no existen investigaciones reportadas sobre su biología en Colombia y por tanto para ilustración se incluye la información tomada de Soulsby (1987). De acuerdo con el autor, *Dermacentor nitens* es una garrapa-

ta que requiere un solo hospedero para realizar su ciclo y parasita especialmente equinos, localizándose de preferencia en los oídos, pero también puede presentarse en otras especies animales; dentro de su ciclo, una hembra puede ovopositar más de 3400 huevos durante 15 a 37 días, con un período de incubación de 19 a 39 días. El periodo larvario puede oscilar entre 8 y 16 días, el periodo ninfal de 7 a 29 días, la alimentación de la hembra puede oscilar entre 9 y 23 días y una supervivencia larvaria en el pasto entre 71 y 117 días.

FAMILIA ARGASIDAE

Argas persicus (Oken, 1818)

Para información de los lectores, se incluye la siguiente información sobre el ciclo biológico de *Argas persicus*, (una especie común en gallinas y otras aves), tomada de James y Harwood (1970), así:

Las hembras depositan sus huevos color pardo rojizo en las grietas que habitan durante el día. Los huevos son depositados en masas de 25 a 100 unidades o más y hay varias oviposiciones, precedidas de una comida de sangre, con un total de 700 huevos/hembra. Los huevos eclosionan en 10 a 20 días. Las larvas hexápodas son muy activas, atacando aparentemente tanto en el día como en la noche. Una vez adheridas, las larvas se alimentan por 5 o más días, permaneciendo firmemente adheridas durante todo este tiempo. Una vez engordadas, parecen como pequeñas bolitas rojizas. Al final de esta etapa de alimentación, las larvas se desprenden y van a esconderse en las grietas.

Las larvas mudan a ninfas en aproximadamente una semana, adquieren un cuarto par de patas, se asemejan a los adultos en miniatura, empiezan a alimentarse por la noche y, en 10 a 12 días, ocurre la otra muda, alcanzando un segundo estado ninfal. La ninfa se adhiere nuevamente, se ingurgita en aproximadamente una hora y muda otra vez (puede haber hasta 7 estados ninfales) resultando en el estado adulto. Los adultos pueden ingurgitarse en 20 a 45 minutos. El estado adulto se puede alcanzar en unos 30 días. Los adultos pueden hacer visitas repetidas al hospedero para alimentarse. La ausencia de hospederos prolonga considerablemente el tiempo requerido para el desarrollo. No se conocen otros estudios sobre bioecología de Argasidae en Colombia.

Estrada-Peña *et al.* (2008), realizaron observaciones sobre hábitos alimenticios de *Antricola delacruzi* en Brasil y concluyeron que solamente las larvas y ninfas jóvenes se alimentan; las ninfas viejas y los adultos no se alimentan. Estos mismos autores citan un reporte de Oliver (1989), según el cual las especies de *Antricola* junto con *Otobius* y probablemente *Nothoaspis* (considerado actualmente entre el género *Carios*), son garrapatas obligadamente autógenas.

Bibliografía

- ÁLVAREZ, R. (2017). Revisión sobre la biología de *Rhipicephalus sanguineus* (Artrópoda, Chelicerata) (Latreille, 1806). Sustainability, Agri, Food and Environmental Research, 5 (1), 2017: 11-16 ISSN: 0719-3726.
- BENAVIDES, O.E., CASTILLO E. J.A., HERNÁNDEZ, D.A. GÓMEZ R., A.P (2013). Ciclo de vida de la garrapata *Rhipicephalus sanguineus* bajo tres temperaturas de incubación. Rev. Colomb. Cienc. Pecu. 2013; 26: suplemento.
- BENAVIDES OE & ROMERO NA. (2000). Fluctuaciones en densidad poblacional de la garrapata *Amblyomma cajennense* (Acari: Ixodidae) en bovinos de fincas del Departamento de Cundinamarca. En: Resúmenes XXVII Congreso Sociedad Colombiana de Entomología SOCOLEN Medellín, Julio 26-28. P. 124
- BETANCOURT. J. A. (1973). Incidencia y distribución de garrapatas de bovinos en algunas áreas de Colombia. En: Ruiz R. Memorias VII Congreso Panamericano de Medicina Veterinaria y Zootecnia, Bogotá, p.52.
- BETANCOURT, J.A. (1990) Experiencias colombianas sobre Bioecología de la garrapata *Boophilus microplus*. En: GTZ-ICA. Memorias Seminario Internacional sobre Diagnóstico, Epidemiología y Control de Enfermedades Hemo parasitarias. Palmira, noviembre 22-24 de 1989, pp. 54-57.
- BETANCOURT, J, A. (1992). Situación actual de las garrapatas en Colombia. 17pp. Conferencia en I Foro Nacional sobre la situación de las Garrapatas y Moscas en la Ganadería. Santafé de Bogotá, Julio 29 de 1992.
- BETANCOURT, J.A. (2017). Prólogo Libro de garrapatas. En López, G (2017) Garrapatas (Acari: Ixodidae y Argasidae) de importancia médica y veterinaria procedentes de Norte, Centro y Sur América. Editorial U de Antioquia, CES, 110pp.
- CORTÉS VJA, BETANCOURT EJA, ARGUELLES CJA & PULIDO HLA. (2010). Distribución de garrapatas *Rhipicephalus (Boophilus) microplus* en bovinos y fincas del Altiplano Cundiboyacense (Colombia Rev. Corpoica Ciencia y Tecnología Agropecuaria, 11(1): 73-84.
- CORTÉS VJA. (2011). Bioecología, Distribución y Comportamiento de *Rhipicephalus (Boophilus) microplus* (Acari: Ixodidae) en el Altiplano Cundiboyacense, Colombia. Tesis, Doctorado en Ciencias Agropecuarias, Área Agraria, Entomología. Universidad Nacional de Colombia. Facultad de Agronomía. Bogotá, 341 p.

- ESTRADA-PEÑA A, VENZAL JM, KOCAN KM, TRAMUTA C, TOMASSONE L, DE LA FUENTE J & LABRUNA M. (2008). Observations on *Antricola* ticks: small nymphs feed on mammalian hosts and have a salivary gland structure like Ixodid ticks. J. Parasitol. 94(4): 953-955.
- EVANS D.E. (1978). *Boophilus microplus* ecological studies and a tick fauna synopsis related to the developing cattle industry in the Latin American and Caribbean region. PhD Thesis. Cnaa/NE London Polytechnic United Kingdom, 283 p.
- FLECHTMANN CHW. (1985). Ácaros de Importancia Médico Veterinaria. 3ª Ed. Editorial Nobel Sao Paulo. 192 p.
- GUGLIELMONE, A.A; ESTRADA- PEÑA, A., KEIRANS, J.E., ROBBINS, R.G. (2003). Ticks (Acari: Ixodida) of the Neotropical zoogeographic region. Publication by the International Consortium on Ticks and Tick- borne diseases (ICTTD- 2) Neth 173p.
- KLOMPEN, H., DOBSON, S.J. & BARKER, S.C. (2002). A new subfamily, Bothriocrotominae n. subfam., for the genus *Bothriocroton* Keirans, King & Sharrad, 1994 status amend. (Ixodida: Ixodidae), and the synonymy of *Aponomma* Neumann, 1899 with *Amblyomma* Koch, 1844. Syst Parasitol 53, 101–107.
- LABRUNA MB, TERASSINI A & CAMARGO LMA. (2009). Notes on population dynamics of *Amblyomma* ticks (Acari: Ixodidae) in Brazil. J. Parasitol 95(4): 1016-1018.
- LÓPEZ, V.G. (1980). Biología, Morfología y Taxonomía de garrapatas de interés económico. En: ICA Compendio N° 39. 171 pp.
- LÓPEZ VG, JIMÉNEZ C & VÁSQUEZ W. (1986). Distribución de garrapatas en 46 municipios de Antioquia y efectividad de los ixodídeos comerciales sobre *Boophilus microplus*. Secretaría de Agricultura de Antioquia e Instituto Colombiano Agropecuario ICA, 39 P.
- LÓPEZ VG, JIMÉNEZ C, VÁSQUEZ W & PELÁEZ P. (1989). Distribución de garrapatas en 61 municipios de Antioquia y efectividad de los ixodídeos comerciales sobre *Boophilus microplus*. Resultados fase III. Secretaría de Agricultura de Antioquia e Instituto Colombiano Agropecuario ICA, 43 p.
- LÓPEZ GV. (2017). Garrapatas (Acari: Ixodidae y Argasidae) de importancia médica y veterinaria, procedentes de Norte, Centro y Suramérica. Editoriales Universidad de Antioquia y CES. Medellín, 111 p.
- LÓPEZ V. G., PARRA H. G.J. (2017). Parásitos externos de importancia en Medicina Veterinaria. Medellín, Universidad CES 216 p.
- MATEUS, G. 1981. Bioecología de las garapatas. En: ICA. En: reunión de directores de Sanidad Animal Resandinal. Ponencias. Resultados y recomendaciones de eventos técnicos N° 240. (ed. G. Gómez y E. Torres. Bogotá, Colombia. Mayo 5-8. Pp.47-59
- MURRELL, A.; BARKER, S.C. (2003). Synonymy of *Boophilus* Curtice 1891 with *Rhipicephalus* Koch, 1844 (Acari- Ixodidae). Syst Parasitol. v. 56, p. 169- 172.

- NÚÑEZ, J.L. MUÑOZ COBEÑAS, M.E., MOLTELO, H.L. (1987). *Boophilus microplus*. La garrapata común del ganado. Ed. hemisferio sur. (Primera reimpresión). 185pp.
- OLIVER JH Jr. (1989). Biology and systematics of ticks (Acari: Ixodida). Annual Review of Ecology and Systematics. 20: 397-430.
- SÁNCHEZ AJA, SALAZAR DAF & GÓMEZ GA. (2011). Distribución temporo-espacial de *Amblyomma cajennense* (Acari: Ixodidae) analizada por geoprocesamiento en los municipios de Manizales-Neira, Kilómetro 41. Tesis MVZ Universidad de Caldas, Facultad de Ciencias Agropecuarias, Manizales. 59 p.
- SOULSBY E.J.L. (1987) Parasitología y enfermedades parasitarias en los animales domésticos 7a ed. México. Interamericana, 823 p.
- THOMPSON, K.C.; ROA, J. ROMERO, T. 1969. Anti-Tick grasses as the basis for developing practical Tropical Tick control packages. Trop. Anim. Hlth. Prod. 10(3): 179- 82.

Capítulo IV: Importancia de las Garrapatas en la Salud Pública y en la Salud Animal

Diferentes países han hecho estimativos de las pérdidas ocasionadas por las garrapatas en la ganadería, pero un cálculo frecuentemente citado es el de FAO en 1984, indicando que la infestación por garrapatas y los costos involucrados en su control, significan una pérdida mundial para la ganadería bovina de U.S \$7.3 dólares por cabeza/año. Con base en esta cifra y asumiendo para Colombia una población de unos 10 millones de bovinos expuestos a garrapatas *R. (B.) microplus*, las pérdidas estarían oscilando en unos 59.000 millones de pesos anuales (López *et al.*, 1989; Betancourt, 1992). Si se actualiza esta cifra, asumiendo una población bovina en Colombia de 24 millones de cabezas y un 80% de ellas expuestas a garrapatas, las pérdidas anuales ascenderían hoy, a Col. \$560.000 millones. De Castro (1997), estimó que, a nivel mundial, las pérdidas ocasionadas por garrapatas, las enfermedades transmitidas por ellas y su control ascendían a US\$ 13.9 a 18.7 billones/año.

Estos estimativos no incluyen daños ocasionados por otras especies de garrapatas y tampoco se consideran los problemas en la salud pública, a pesar de existir en el país numerosas especies que en alguna forma intervienen en la transmisión de agentes patógenos que afectan la salud pública y animal. López y Parra, (2017). En opinión de Soulsby (1987), una garrapata adulta puede succionar de 0.5 a 3 ml. de sangre durante su ciclo parasitario; esto quiere decir que, en zonas medianamente infestadas, la pérdida de sangre puede alcanzar de 40 a 50 litros por animal en un año; al respecto, Johnsson *et al.* (1998) afirman que cada garrapata ingurgitada lleva a una disminución de 8,9 ml en producción diaria de leche y a un gramo de peso vivo diario en el hospedador, cifra que aumenta si la infestación es intensa.

En términos generales la importancia de las garrapatas en la salud humana y animal radica principalmente en una acción debilitante de acuerdo con el gra-

do de infestación, la transmisión de patógenos, el daño en las pieles, los costos de control y la puerta de entrada a infecciones secundarias por bacterias, hongos, virus y ectoparásitos como moscas y ácaros de la sarna. (López y Parra, 2017).

Con respecto a la transmisión de agentes patógenos por garrapatas mencionado en la literatura mundial desde 1893 cuando Smith y Kilborne demostraron por primera vez la transmisión de *Babesia sp.* por la garrapata común del ganado *Rhipicephalus (Boophilus) microplus*, hoy en día se consideran importantes vectores de organismos patógenos tanto en animales como en humanos (Benavides, 1985; 2016).

En ganadería bovina, por ejemplo, los principales microorganismos que causan cuantiosas pérdidas están la rickettsia *Anaplasma marginale*, los protozoos *Babesia bigemina*, *Babesia bovis*, los cuales producen lo que se denomina como fiebre de garrapatas o enfermedades hemo parasitarias (Benavides, 1985; Betancourt, 1989; López, 2009); pero además *Babesia canis*, *Ehrlichia canis* y *Hepatozoon canis* en caninos, *Babesia microti*, *B. bovis*, *B. divergens* y *Borrelia burgdorferi* y el Virus de la encefalitis en humanos, *Babesia caballi* y *Theileria equi* en equinos.

En humanos la transmisión de agentes patógenos tipo rickettsias como *Ehrlichia*, espiroquetas como *Borrelia* (esta última causante de la Enfermedad de Lyme), protozoos y virus (Kocan and Sonenshine, 2008; Mattar *et al.* 2017; Brites *et al.* 2015). Todas estas acciones las producen en forma directa e indirecta en las explotaciones ganaderas. El impacto económico, además del derivado de su acción como parásitos, proviene de los altos costos de producción, reflejado en el tratamiento de los casos clínicos, el costo de los medicamentos y acaricidas para el control, la mano de obra, la dificultad para aclimatación de razas seleccionadas llevadas a zonas endémicas y la acumulación de residuos de pesticidas en carne y leche afectando la salud humana y dificultades de comercialización de productos y subproductos animales. (Benavides *et al.*, 2011; López, 1980).

En la región zoogeográfica Neotropical, donde se incluye a Colombia, y que comprende todas las islas del Caribe, sur de México, América Central y del Sur se han reportado aproximadamente 80 especies de garrapatas de la familia Argasidae y 120 de Ixodidae, cada una con capacidad de transmitir patógenos a los animales y a humanos. (Guglielmone *et al.* 2003; Barros-Battesti, 2006; Jones *et al.* 1972).

Transmisión de agentes patógenos en animales y humanos

GARRAPATAS IXODIDAE

Las garrapatas, como se anotó antes, son transmisoras de diversos agentes patógenos como bacterias, virus, hongos, rickettsias, protozoos, espiroquetas; la siguiente es una breve descripción de las principales enfermedades de animales y humanos producidas por agentes patógenos transmitidos

por garrapatas de la familia Ixodidae. En bovinos las más importantes son Anaplasmosis, Babesiosis y Theileriosis; estas dos últimas entidades también afectan otras especies animales.

Enfermedades causadas por RICKETTSIAS

RICKETTSIOSIS

Las rickettsiosis son un grupo de enfermedades de distribución mundial causadas por bacterias intracelulares obligadas, cuyo ciclo vital transcurre en un artrópodo vector, generalmente la garrapata. Microbiológicamente, son coccobacilos inmóviles, pleomorfos intracelulares que pertenecen al género *Rickettsia*. (Mattar *et al.* 2007). En Colombia, los mismos autores conceptúan que a pesar de tener identificadas zonas endémicas de rickettsiosis son pocos los estudios realizados sobre la enfermedad realizados y menos aún, procesos de vigilancia en salud pública.

Anaplasmosis bovina

Es una enfermedad infecciosa causada por la rickettsia *Anaplasma marginale*. La enfermedad cursa con una sintomatología en donde la fiebre se presenta un poco antes o simultáneamente con la presencia del microorganismo dentro de los glóbulos rojos del animal, produciendo anemia severa (Vizcaino, 1980). El agente causal es un microorganismo denso de 0.3 a 1.0 μm que, con la tinción de Giemsa, adquiere un color vino tinto y se localiza en el margen del glóbulo rojo o cerca de él. (OIE, 2015).

La especie *Anaplasma marginale* pertenece al género *Anaplasma* de la familia Anaplasmatacea (Orden Rickettsiales), de obligada localización intracelular infectando los eritrocitos de bovinos. Otros miembros del mismo género que afectan a los rumiantes son el *Anaplasma centrale* (de moderada patogenicidad) y el *Anaplasma ovis*. En el mismo género se han incluido también el *Anaplasma bovis* y el *Anaplasma phagocytophilum*, que no están asociados con enfermedad crónica en los bovinos (OIE, 2015; Suárez *et al.*, 2018). *Anaplasma phagocytophilum* (Sinónimos: *Anaplasma pahogocytophilia*, *Ehrlichia phagocytophilia*, *Cytoecetes phagocytophilia*, *Anaplasma platys* y *Ehrlichia platys*) es considerado el agente causal de la Ehrlichiosis Granulocítica en caninos, equinos y humanos. (Taylor *et al.* 2007).

El ciclo del parásito se inicia con la multiplicación en el intestino medio de garrapatas *Dermacentor* en Estados Unidos y, en nuestro país *Rhipicephalus microplus*, (figuras 46,47), terminando su desarrollo en las glándulas salivales para luego ser inoculado cuando las larvas llegan al animal donde se alimentan de sangre. *A. marginale* está presente en los bovinos de muchas regiones de Colombia, siendo más prevalente en zonas bajas y medias que en regiones altas y frías (Kuttler *et al.* (1970). Corrier (1975), realizó, mediante serolo-

gía (Fijación de Complemento), observaciones sobre prevalencia de *A. marginale* en bovinos de los Llanos Orientales, la Costa Atlántica y el Valle del Cauca y encontró porcentajes de 75, 83 y 71%, respectivamente, Estudios realizados en Córdoba (ICA-GTZ, 1982/1983/1984), mostraron que en 97.1% de 104 fincas, al menos un bovino era positivo para el microorganismo. En el estudio, 31.7% de los extendidos sanguíneos examinados, presentaban parasitemia con *A. marginale*.



Figura 46. hembra *R. microplus*



Figura 47. Macho *R. microplus*

Un estudio realizado por Nowak (1990) en bovinos del mismo departamento de Córdoba, reveló una tasa de infección con *A. marginale* entre 82 y 100%. También en el departamento de Córdoba, Blanco *et al.*, (2015), encontraron 20.61% de muestras sanguíneas de ganado Gyr, positivas a *A. marginale*. Jaimes *et al.* (2016) citados por Suárez *et al.* (2018), encontraron en 464 muestras de bovinos de los departamentos de Antioquia y Arauca, unas prevalencias de 21.1% cuando se examinaron mediante extendido coloreado y del 59.3% cuando se emplearon métodos moleculares. Benavides & Polanco (2017), reportaron para el municipio de Puerto Rico (Meta), unas prevalencias de 54.6% en neonatos y superiores al 90% en bovinos desde pre-destete hasta levante. Los mismos autores reportaron en bovinos del municipio de La Macarena (Meta), prevalencias desde 91.8% en terneros de 2 a 5 meses de edad y entre 94.5% y 100% en terneros desde los 6-8 meses de edad, hasta la edad de levante.

En Villavicencio (Meta), Montenegro (2022), encontró que 26.20% extendidos sanguíneos de 1000 bovinos, eran positivos para *A. marginale*. Hurtado *et al.* (1990), reportaron una prevalencia de *A. marginale* de 66.9% en el Magdalena Medio, empleando métodos serológicos, mientras que Guaman *et al.* (2020), hallaron un 44.07% de extendidos sanguíneos de 132 bovinos en la Comunidad Cocha del Betano (Ecuador).

En Colombia diferentes estudios han demostrado que la mayor prevalencia del parásito se presenta en climas medios y cálidos; sin embargo, como lo anotan Betancourt, (2011) y Cortés *et al.* (2010), el calentamiento global ha permitido que los vectores biológicos como las garrapatas y mecánicos como las moscas hematófagas se estén adaptando a temperaturas y altitudes que antes les eran desfavorables y por tanto en la actualidad se presentan estos parásitos a más de 2.900 metros de altitud.

En Estados Unidos, la transmisión de *A. marginale* se efectúa biológicamente, por medio de las garrapatas *Dermacentor andersoni* y *Dermacentor variabilis* (Kocan *et al.*, 1981). *A. marginale* puede ser también transmitido mecánicamente por otras 18 especies de garrapatas, por dípteros hematófagos como tábanos, la Mosca Brava o Mosca del Establo *Stomoxys calcitrans*, algunas especies de mosquitos, agujas e instrumental quirúrgico contaminado, transfusiones sanguíneas, al igual que a través de la placenta; (Corona *et al.* 2004; Guglielmone, 1995; OIE, 2015; Scoles *et al.* 2005; Vizcaino, 1980).

En un estudio realizado por López y Vizcaino (1992) lograron la transmisión transovárica de *A. marginale* por la garrapata *Rhipicephalus (B) microplus* al colocar larvas de la garrapata en terneros inoculados con una cepa de campo de *A. marginale*; posteriormente teleoginas provenientes de esas larvas se incubaron para obtener la progenie y lograr la transmisión del microorganismo a través de las larvas que fueron colocadas en nuevos terneros.

Dentro de los eritrocitos *Anaplasma* se multiplica por fisión binaria destruyendo los glóbulos circulantes y luego invade otros glóbulos con el mismo procedimiento ocasionando la anemia y los demás síntomas. (Ristic y Watrach, 1963) (Figura 48).

La anaplasmosis cursa con una anemia progresiva por destrucción extravascular de los eritrocitos y tiene un período de incubación entre 30 y 40 días. Adicionalmente, como consecuencia de la fagocitosis masiva de eritrocitos, se aumenta la liberación de enzimas lisosómicas produciendo daño tisular. El

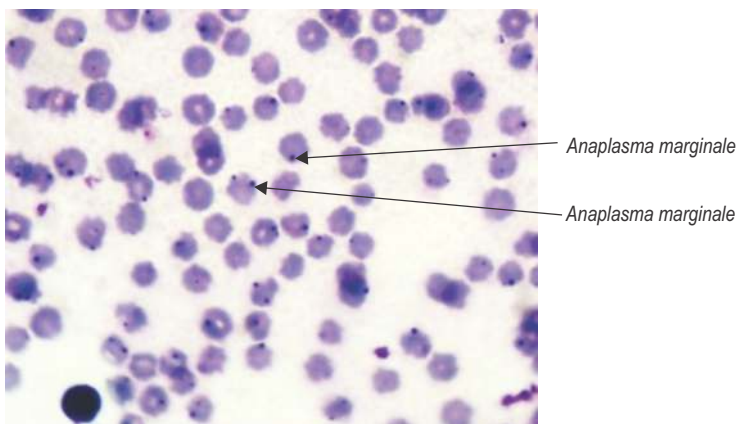


Figura 48. Frotis de sangre con glóbulos parasitados con *A. marginale*

animal presenta una sintomatología clínica que incluye: fiebre, letargia deshidratación, anemia, hipotensión, hipovolemia, anoxia, acidosis, hipoglucemia, daño cardíaco y hepático que lleva al shock irreversible; además, se presenta parálisis del rumen como consecuencia de la liberación de histamina y prostaglandinas, supresión de la producción de leche y muerte. (Benavides, 1985, Betancourt, 1989, Corona *et al.* 2004; OIE, 2015; Suárez *et al.* 2018).

El diagnóstico de la anaplasmosis se realiza principalmente mediante el examen de extendidos sanguíneos delgados coloreados con Giemsa o Wright. Parasitemias inferiores a 0.1% de los glóbulos infectados, son consideradas de portador, mientras que parasitemias superiores a ese porcentaje, pueden sugerir un caso clínico, siempre y cuando se combinen con niveles bajos de hematocrito y síntomas como fiebre, anemia, supresión de la producción de leche, constipación y los demás anotados anteriormente. Actualmente existen métodos moleculares mucho más sensibles como la Reacción en Cadena de la Polimerasa (PCR) tanto anidada como en tiempo real. Norman & Shayan (2010), desarrollaron una prueba combinación de PCR y RFLP (Restriction Fragment Length Polymorphism Analysis) para detección de *Anaplasma*, que permite distinguir *A. marginale* de *A. centrale* y *A. ovis*. Las Pruebas Serológicas, como la c-ELISA, la ELISA indirecta y la Aglutinación en Placa detectan anticuerpos y son de utilidad para estudios epidemiológicos; algunas de ellas dan reacción cruzada con otras especies de *Anaplasma* y con *Ehrlichia sp.* (OIE, 2015)

Existen vacunas, generalmente vivas para prevenir la enfermedad clínica. Las más comunes son elaboradas con base en *Anaplasma centrale* en aquellos países donde existe esta última especie Skap, (2004). En Colombia, se produce una vacuna (Anabasan[®], Limor de Colombia S.A.S), conteniendo microorganismos vivos estandarizados en una dosis mínima infectiva. Estas vacunas se conservan congeladas, se aplican preferiblemente a terneros y solo requieren de una dosis en la vida del animal. (Betancourt, 1989).

El compuesto de elección para el tratamiento de Anaplasmosis Clínica, es la Oxitetraciclina, aplicada por vía parenteral a dosis de 10 a 12 mg/kg de peso vivo, diariamente por tres días consecutivos. Existen formulaciones del compuesto con 200 y hasta 300 mg/ml que no requieren ser aplicados diariamente. En algunos países, se emplean como prevención, presentaciones de Oxitetraciclina de uso oral, para ser suministradas diariamente en la sal, a bajas dosis durante varios meses (Betancourt, 1989).

Anaplasmosis en ovejas y cabras

Varios autores han reportado la presencia del género *Anaplasma* en ovinos y caprinos de Colombia. Avila *et al.* (2013), examinaron extendidos sanguíneos de 95 ovinos y caprinos del Norte y Noreste de Antioquia y hallaron *Anaplasma spp* en 73.7% de ellos. Jiménez *et al.*, (2017), estudiaron muestras de sangre de 99 caprinos y encontraron que 4% de ellas eran positivas para *Anaplasma spp.*, cuando se observaron como extendidos coloreados con

Giemsa y 7.1% cuando se procesaron por PCR. El ICA (2017), investigó episodios de enfermedad en ovinos y caprinos de Valledupar y encontró que, además de parasitismo gastrointestinal, los animales también presentaban *Anaplasma marginale* en su sangre. Torres (2020), examinó extendidos sanguíneos de 793 ovejas y 245 cabras del Nordeste de Colombia y halló *Anaplasma spp.*, en 1.73% de ellos. En Nicaragua Ortiz *et al.*, (2015), encontraron *Anaplasma spp.* en un 10% de frotis sanguíneos de ovinos y caprinos y Ruiz (2019), halló *Anaplasma marginale* en 4% de las muestras de sangre obtenidas de ovinos y caprinos en Ecuador.

Existen otras especies de *Anaplasma* que afectan diferentes animales incluyendo humanos y entre ellas se destacan:

Anaplasma phagocytophilum*, *Anaplasma platys

En la actualidad, se ha dado este nombre a una rickettsia conocida anteriormente como *Ehrlichia phagocytophilum*, *Cytoecetes phagocytophilum* y *Ehrlichia equi* un organismo asociado con fiebre y leucopenia, causante de Ehrlichiosis Granulocítica o Anemia Granulocítica en bovinos, ovinos, equinos, caninos, venados, roedores y aún humanos. (Taylor *et al.*, 2007). El microorganismo se observa en extendidos sanguíneos teñidos con Giemsa o Wright, como uno o varios agregados en forma de mórula o corpúsculos de inclusión (1.5-5 μ de diámetro), de color azul-grisoso en el citoplasma de los neutrófilos. En Europa, el parásito (Figura 49), es transmitido por la garrapata *Ixodes ricinus*. (Figuras 50,51).

Taylor *et al.* (2007), consideran que *Anaplasma platys* es sinónimo o forma parte del complejo *Anaplasma phagocytophilum* *combo nov.* *A. platys* es causante de la Ehrlichiosis Granulocítica Canina o Trombocitopenia Cíclica Canina. Las descripciones morfológicas y aspectos de la Anaplasmosis Canina presentados en esta obra, son tomados de las descritas por Taylor *et al.*, (2007) para *A. phagocytophilum* en su sección Parásitos de Perros y Gatos. El parásito se observa en extendidos sanguíneos coloreados con Giemsa o Wright, como uno o más agregados o mórulas de 1.5 a 5 μ m de diámetro, de color azul- grisoso, de inclusiones cocoides o pleomórficas en el citoplasma de neutrófilos. Sin embargo, es necesario aclarar que estudios más recientes como los reportados por Tateishi *et al.* (2015) sobre la identificación hematológica de *Anaplasma platys*, no la consideran sinónimo de *Anaplasma phagocytophilum* por cuanto su localización dentro de las células sanguíneas es diferente (en plaquetas) como también son diferentes los daños que ocasionan. Bonilla-Aldana *et al.* (2020); McCown, (2014). (figura 52).

La anaplasmosis canina parece tener distribución universal, estando reportada en Europa, Estados Unidos, Sur América, Australia y África. En Colombia, la infección es común, a juzgar por los reportes que se refieren a *Anaplasma platys* o *Anaplasma spp.*, algunos de los cuales se presentan en la Tabla 13. Vargas-Hernández *et al.* (2016).

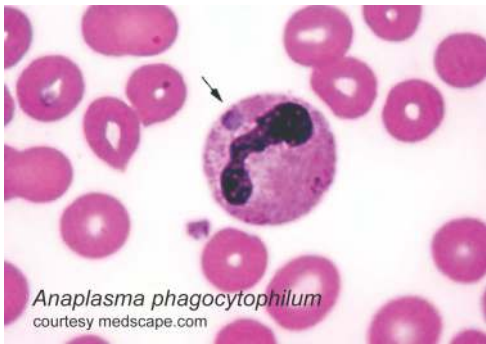


Figura 49. Neutrófilo parasitado por *Anaplasma phagocytophilum*



Figura 50. Hembra *I. ricinus*. Vista dorsal



Figura 51. Macho. *I. ricinus*. Vista dorsal

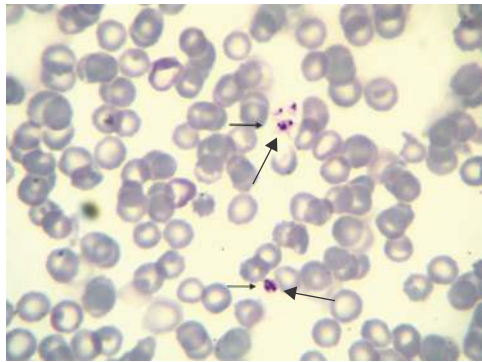


Fig. 52. *Anaplasma platys*
fuente: m. Facebook.com)

Tabla 13. Reportes de *Anaplasma platys* y *Anaplasma* spp. en varias regiones o localidades de Colombia.

Parásito	Método de Diagnóstico	Región o Localidad	Porcentaje Positivos	Autores
<i>Anaplasma platys</i>	serología/PCR	Barranquilla	53	McCown et al. 2020
<i>Anaplasma</i> spp.	Extendido PCR	Soledad	3.5 12.9	Bonilla-Aldana et al. 2020
<i>Anaplasma platys</i>	Extendido PCR	Bucaramanga Villavicencio Bogotá	1.1 2.1	Vargas-Hernández et al. 2016
<i>Anaplasma</i> spp.	Serología	Córdoba	6.0	Miranda & Mattar, 2015
<i>Anaplasma platys</i>	PCR	Santa Marta Ciénaga	20.2	Pesapane et al. 2019
<i>Anaplasma</i> spp.	PCR	Parque Tayrona	24.5	Santodomingo et al. 2019
<i>Anaplasma platys</i>	PCR	Medellín	2.6	Arroyave et al. 2020

Existen reportes de *Anaplasma platys* en varios países americanos como México y Paraguay, con porcentajes de positivos de 3% y 10.6%, respectivamente. (Almanza *et al.*, 2016; Pérez-Macchi *et al.*, 2019).

Varios autores han identificado especies de rickettsias en algunas especies de garrapatas Ixodidae en diversas regiones de Colombia. Miranda & Mattar (2015), colectaron en Córdoba, especímenes de *Rhipicephalus microplus*, *Rhipicephalus sanguineus* y *Dermacentor nitens* en bovinos, caninos y equinos, respectivamente y detectaron, por métodos moleculares, cinco especies de rickettsias así: *A. phagocytophilum*, (posiblemente *A. platys*), *A. marginale*, *Ehrlichia ewingii*, *Ehrlichia chaffensis* y *Ehrlichia ninerensis*. Arroyave *et al.* (2020), examinaron mediante PCR, garrapatas: *R. sanguineus* en Medellín, Colombia y hallaron *A. platys* en 3.4% de ellas.

Anaplasma platys es transmitida a los caninos por la garrapata parda del perro *Rhipicephalus sanguineus* (Figuras 53,54). La infección cursa con inflamación pulmonar severa, daño alveolar y vasculitis, al parecer inmunológicamente mediadas. Adicionalmente, se pueden presentar coinfecciones con otros microorganismos como *Ehrlichia*, *Bartonella*, *Borrelia*, *Babesia* y otros. Santodomingo *et al.* (2004); Taylor, *et al.* (2007).



Figura 53. Hembra *R. sanguineus* (dorsal)



Figura 54. Macho *R. sanguineus* (ventral)

Los síntomas son variables, pero es común un síndrome febril agudo, después de un período de incubación de 4 a 14 días. Los perros afectados pueden presentar letargo, anorexia, resistencia al movimiento y, ocasionalmente esplenomegalia, acompañados de linfopenia y luego neutropenia. El diagnóstico se realiza por la detección de las mórulas gris-azuladas oscuras en los neutrófilos y plaquetas en extendidos teñidos con Wright o Giemsa. Existen además pruebas serológicas específicas para el diagnóstico IFAT, Immunoblot, Elisa, Inmunocromatográfica o pruebas moleculares como PCR. Pesapane, (2019); Taylor *et al.* (2007).

El tratamiento de los episodios clínicos se efectúa mediante la administración de Doxiciclina a la dosis de 5-10 mg/kg, diariamente durante tres semanas. La prevención de la infección se basa en evitar la exposición a las garrapatas transmisoras y la remoción de ellas con acaricidas, ya sea por aspersión, derrame dorsal o formulaciones en collares. (Taylor *et al.* (2007).

COWDRIOSIS

Cowdria ruminantium (Sinónimo *Ehrlichia ruminantium*) es una rickettsia Gram negativa intracelular obligada que afecta bovinos, búfalos, ovinos, caprinos y rumiantes silvestres en África Subsahariana y en varias islas de Caribe, causando la enfermedad conocida como “Hidropericardio” o “Corazón Acuoso”. La bacteria prolifera en células endoteliales vasculares, macrófagos, neutrófilos y células del sistema reticuloendotelial. (Prozesky *et al.*, 1987; Ibrahim, 2010). La bacteria es pleomórfica, con pequeñas formas coides individuales o formas grandes anulares o en forma de herradura, como también formando colonias desde 10 hasta varios cientos de individuos. El diámetro de cada bacteria individual puede ir desde 0.2 hasta 2.5µm y se tiñe de color azul-púrpura con la coloración de Giemsa. (Ibrahim, 2010; Taylor *et al.*, 2007). (Figura 55).

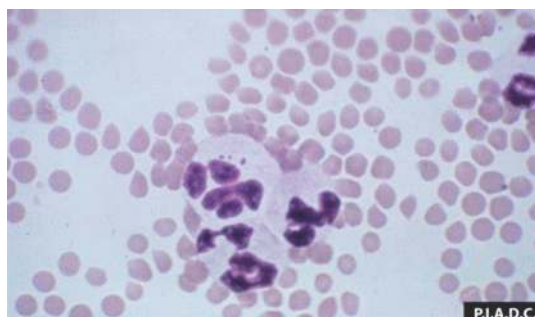


Figura 55. *Ehrlichia ruminantium*
(Fuente: www.lookfordiagnosis.com)

La distribución de *C. ruminantium* en el Caribe se consideró inicialmente limitada a las islas Guadalupe, María Galante y Antigua. Sin embargo, Kubold *et al.*, (1992), examinaron 1.084 sueros bovinos de 19 islas y hallaron que 133 (7.37%) de ellos eran positivos para la bacteria en otras islas como: Dominica, Granada, Martinica, Montserrat, St. Kitts, Sta. Lucía, San Martín y San Vincent. Kelly *et al.* (2011) procesaron con MAP-1B ELISA, sueros de varias especies de rumiantes y encontraron 3% de positivos en Dominica y entre 1 y 4% de positivos en ovinos y caprinos en Dominica, Granada, Montserrat y St. Kitts. En el mismo estudio, los autores procesaron mediante PCR, 506 garrapatas *A. variegatum* de islas donde no se ha reportado la enfermedad hidropericardio y no detectaron *C. ruminantium* en ellas. En contraste si encontraron la rickettsia en 37% de las garrapatas de Guadalupe, 19 a 36% en garrapatas de María Galante y 21% en las de Antigua, islas donde si se ha presentado la enfermedad.



Figura 56. Dorsal hembra *A. variegatum*



Figura 57. Vientre hembra *A. variegatum*

La transmisión de *C. ruminantium* se efectúa por varias especies de garrapatas del género *Amblyomma*, siendo *A. variegatum* (figuras 56,57) el vector principal en el Caribe, aunque otras especies americanas como *A. cajennense*, *A. maculatum* y *A. dissimile* pueden también transmitir la rickettsia. La transmisión es principalmente transtadial.

El período de incubación de la enfermedad es de 1 hasta 4 semanas. En la forma sobreaguda, se presenta fiebre alta, postración y convulsiones, con muerte en dos o tres días. En la forma aguda se presenta fiebre, inapetencia, respiración acelerada, diarrea y convulsiones. Las manifestaciones nerviosas son comunes en esta enfermedad. Al examen post-mortem, se observa hidropericardio e hidrotórax con presencia de líquido amarillento y a veces teñido de sangre, en la cavidad torácica. Se aprecia además esplenomegalia, hepatomegalia y edema de bronquios y pulmones, al igual que vesícula biliar distendida con bilis. Los ganglios linfáticos se encuentran inflamados e hiperémicos y se pueden ver petequias en el músculo cardíaco. (Ibrahim, 2010).

La prevención de la enfermedad comprende el control de las garrapatas mediante acaricidas y la premunización mediante infección y tratamiento con tetraciclinas. Existe en África una vacuna comercial vehiculizada en sangre de oveja conteniendo una cepa de baja virulencia (Cepa Ball 3). Experimentalmente se han ensayado vacunas inactivadas e incluso algunas recombinantes.

El tratamiento de episodios clínicos se realiza con tetraciclinas a dosis de 10 a 20 mg/kg de peso vivo con repetición 14 y 21 días después. (Ibrahim, 2010).

Fiebre Manchada de las Montañas Rocosas

La Fiebre Manchada de las Montañas Rocosas (FMRR) es una de las principales zoonosis transmitidas por garrapatas; es producida por la *Rickettsia rickettsii*. La enfermedad es llamada así porque fue descrita por primera vez en

la región de las Montañas Rocosas de los Estados Unidos pero también se ha reportado en Canadá, México, Costa Rica, Panamá, Colombia, Brasil Argentina. En Colombia se conoce como Fiebre de Tobia (Díaz y Cataño, 2010; Mattar *et al.* 2007).

Un estudio realizado en Colombia por el Instituto de Investigaciones Biológicas del Trópico de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia de la Universidad de Córdoba, en Colombia con el fin de establecer la presencia de anticuerpos contra *Rickettsia* en trabajadores de campo en la zona rural de Cienaga de Oro, Córdoba durante 2001 encontró una prevalencia del 49%. (Mattar *et al.* 2007).

La transmisión de la *Rickettsia rickettsi* se realiza por diferentes especies dependiendo del área geográfica. En Estados Unidos las principales especies son *Dermacentor andersoni* y *Dermacentor variabilis*; en Centro y Sur América, *Amblyomma cajennense sensu lato* (Figuras 58,59) es el principal vector pero *Amblyomma aureolatum* y *Rhipicephalus sanguineus* también son vectores reconocidos en Centro y Suramérica. (Díaz y Cataño 2010). Recientemente en Brasil, la especie *Amblyomma ovale* ha sido implicada en la transmisión de la rickettsia; esta garrapata es común en Colombia y representa un riesgo de transmisión (Mattar *et al.*, 2007). La transmisión de la *Rickettsia* por las garrapatas se puede realizar en forma transovarica o transestadial (Díaz y Cataño, 2010).



Figura 58 Dorso hembra *Amblyomma cajennense*



Figura 59 dorso macho *A. cajennense*

Ehrlichiosis Monocítica Canina

Esta enfermedad, conocida también como Pancitopenia Tropical Canina o Trombocitopenia Tropical Canina es producida por una *Rickettsia* del género *Ehrlichia* dentro del cual existen 5 especies; la más frecuente en nuestro medio es la *Ehrlichia canis* que afecta especialmente los caninos y es transmitida por la garrapata *Rhipicephalus sanguineus*. Los microorganismos *E. canis* y *E. chaffensis* se localizan en el citoplasma de monocitos y en células de defensa del bazo y del hígado, (Figura 60), mientras que *E. ewingii* se localiza en los neutrófilos.

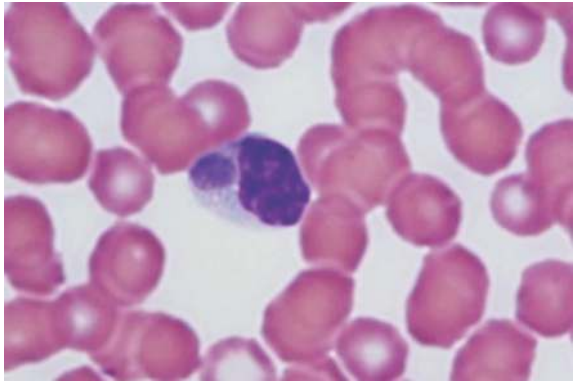


Fig. 60. *Ehrlichia canis*.
Fuente: (Veterinaria Argentina.com)

La bacteria *Ehrlichia* es un microorganismo cocoide Gram-negativo que inicialmente se aprecia como cuerpos elementales de 0.2-0.4µm de diámetro, los cuales evolucionan hacia cuerpos iniciales más grandes (0.5-4µm) para, finalmente formar mórulas de 4-6µm que toman color azul con la coloración de Giemsa. (Taylor *et al.*, 2007; Gutiérrez *et al.*, 2016). La infección con *Ehrlichia* spp. en caninos, ha sido reportada en Asia, África, Europa y las Américas. En Colombia, existen reportes de varias regiones y localidades, con porcentajes de positivos variables, aún dentro de una misma región o localidad. La tabla 14 presenta algunos de los reportes, tomados de: Benavides & Ramírez (2003); Cadavid *et al.*(2011); López y Soler (2020) Cartagena *et al.* (2015), Badillo *et al.* (2017) y Martínez (2019).

Tabla 14. Reportes de *Ehrlichia* spp., en caninos en algunas regiones y localidades de Colombia.

Localidad o región	Método de Diagnóstico	Porcentaje de Positivos
Montería (Córdoba)	Serología	27.0
Cali (Valle del Cauca)	Serología	49.5
Villeta (Cundinamarca)	Serología	31.8
Piedemonte (Casanare)	Extendido Sanguíneo	3.2
Cartagena y Barranquilla (Bolívar y Atlántico)	Serología	31.1
Barranquilla (Atlántico)	Serología	74.0
Ibagué (Tolima)	Serología	31.6
Ibagué (Tolima)	PCR	63.0
Medellín (Antioquia)	PCR	11.2
Medellín (Antioquia)	-	24.8
Villavicencio, Bogotá, Bucaramanga (Meta, Cundinamarca, Santander)	PCR	40.6
Varias regiones	PCR	26.3



Figura 61. Hembra *Rhipicephalus sanguineus*



Figura 62. Macho *R. sanguineus*

La transmisión de *E. canis* se efectúa por la “Garrapata Marrón del Perro” *Rhipicephalus sanguineus* (Figuras 61,62), mientras que *E. ewingii* y *E. chaffensis* son transmitidas por *Amblyomma americanum*.

E. canis es el agente causal de la “Ehrlichiosis Monocítica Canina”, llamada también “Pancitopenia Tropical Canina”. El agente infecta perros, pero también lobos, coyotes y zorros. La enfermedad se manifiesta después de 8 a 20 días de incubación y cursa con muchos y variados síntomas ya que es una enfermedad multisistémica, incluyendo anorexia, depresión, letargia, fiebre, pérdida de peso, apatía, disnea, secreción nasal seropurulenta, linfadenomegalia, petequias dérmicas, equimosis, ataxia, tremor de cabeza, convulsiones, epistaxis, sangre en orina y heces. La enfermedad va acompañada de trombocitopenia marcada e hipoalbuminemia. En casos crónicos se puede evidenciar pancitopenia, emaciación, fiebre o hipotermia, palidez y edema periférico, especialmente en patas traseras y escroto, equimosis cutánea, epistaxis, hematuria, melena, ataxia y convulsiones. Al examen postmortem se puede apreciar hepato y esplenomegalia, neumonía intersticial, encefalitis, uveitis bilateral, linfadenomegalia, congestión renal y hemorragias en corazón y otros órganos. (Gutiérrez *et al.*, 2016; López & Soler, 2020).

En la Ehrlichiosis por *E. ewingii* o “Ehrlichiosis Granulocítica Canina”, las manifestaciones principales son: Trombocitopenia y poliartritis, acompañadas de fiebre, síntomas nerviosos, laxitud, debilidad, cojera, anemia, neutrofilia y presencia de mórulas basófilas en los neutrófilos. En el caso de infecciones por *E. chaffensi* (Ehrlichiosis Monocítica Humana), la enfermedad presenta una sintomatología similar a las anteriores pero un poco más leve. (Gutiérrez *et al.*, 2016).

En la Ehrlichiosis canina síntomas como la trombocitopenia pueden orientar el diagnóstico, pero siempre es necesario apoyarse en el laboratorio. El examen parasitológico incluye el examen de extendidos sanguíneos coloreados con Giemsa, aunque la parasitemia es muy escasa y, por lo tanto es mejor realizar extendidos de la capa de glóbulos blancos (Buffy Coat), obtenida en

los tubos capilares u otros empleados para evaluar el hematocrito. Los microorganismos también se pueden buscar en aspirados de tejidos o de líquidos biológicos como el cefalorraquídeo o el sinovial. Existen métodos serológicos para detectar anticuerpos como la IFI y la Prueba de ELISA. Existen kits comerciales de diagnóstico rápido basados en inmunocromatografía para detección de *Ehrlichia* spp y otros organismos como *Dirofilaria immitis*, *E. canis*, *Anaplasma* y *Borrelia burgdorferi* tales como SNAP3DX® y SNAP4DX® (Idexx), Uranotest Ehrlichia-Anaplasma® Uranovet®. Igualmente se han desarrollado varias técnicas moleculares para la detección de especies de *Ehrlichia* como PCR anidada y PCR en tiempo real. (Gutiérrez *et al.*, 2016; López & Soler, 2020).

El tratamiento de la ehrlichiosis se realiza mediante doxiciclina vía oral por 28 días, sola o acompañada de quinina. En la práctica, y considerando que puede haber episodios combinados de ehrlichiosis y babesiosis canina, en las clínicas veterinarias emplean la doxiciclina vía oral durante 21 días más el Dipropionato de Imidocarb por vía intramuscular el cual puede ser repetido dos semanas después. La prevención de la ehrlichiosis canina se basa en evitar la exposición a vectores y estar conciente de la posibilidad de transmisión por otras vías. (Gutiérrez *et al.*, 2016; López & Soler, 2020).

Ehrlichiosis Granulocítica Canina

Esta enfermedad es causada por *Ehrlichia ewingii*, una bacteria cocoide pleomórfica Gram Negativa intracelular que parasita neutrófilos y eosinófilos, en cuyo citoplasma se localiza formando mórulas. La bacteria se ha reportado en el Sureste y Sur Centro de los Estados Unidos, donde es transmitida por la garrapata *Amblyomma americanum* (Figuras 63,64).

La enfermedad puede ser moderada o aguda y está asociada con poliartritis en los perros afectados. Algunos síntomas son cojera, fiebre, inflamación de las articulaciones y dificultad para caminar, acompañados de ligera trombocitopenia y anemia. Los cambios patológicos principales son poliartritis, evolucionada de hemartrosis y deposición de complejos inmunes en las articulaciones.



Figura 63. Hembra *Amblyomma americanum*



Figura 64. Macho *Amblyomma americanum*

La prevención de la enfermedad se realiza mediante control de la infestación por garrapatas y el tratamiento de episodios clínicos se basa en la administración de tetraciclinas, especialmente doxiciclina. (Taylor *et al.*, 2007).

Ehrlichiosis en humanos

La Ehrlichiosis Monocítica Humana puede cursar de manera asintomática, aunque algunos episodios pueden cursar con cefalea, fiebre, debilidad, mialgias, anorexia y puede presentarse neumonía. (López y Parra, 2017; Mattar *et al.* 2007). En la figura 65 se observa un monocito parasitado con *Ehrlichia chaffensis*.

La enfermedad en humanos fue reconocida desde 1986 identificada especialmente en el sudeste de los Estados Unidos producida por *Ehrlichia chaffeensis* y transmitida por *Amblyomma americanum* y *Dermacentor variabilis* (Figuras 66,67), solamente en forma transestadial (Hidrón *et al.* 2014; Mattar *et al.* 2007).

En Colombia, Mattar *et al.* (2007) informaron que, en el año 2003 se analizaron 81 muestras de suero de personas con ocupación rural en los departamentos de Córdoba y Sucre con resultados seropositivos para *Anaplasma phagocytophilum* y posteriormente en la misma región se evaluó la prevalen-

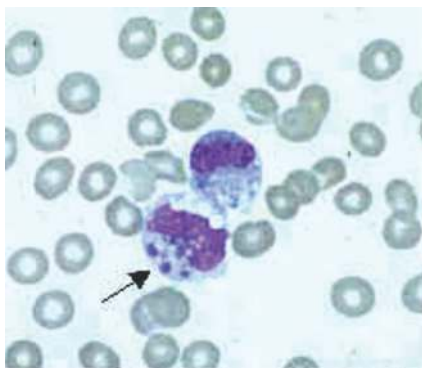


Figura 65. Monocito parasitado por *E. chaffeensis*
Fuente: es.wikipedia.org



Figura 66. Hembra *Dermacentor variabilis*



Figura 67. Macho *D. variabilis*

cia de *Ehrlichia* en trabajadores rurales, demostrando que el 3.3% de las personas evaluadas tenían serología positiva para *Ehrlichia* spp. El primer caso confirmado en Colombia de *Ehrlichia chaffeensis* fue reportado en 2014 por Hidrón *et al.* (2014) en un soldado en Quibdó (Chocó) que presentaba factores claros de riesgo para la zoonosis, con fiebre, erupción petequeial, trombocitopenia, hepatitis y disfunción orgánica múltiple.

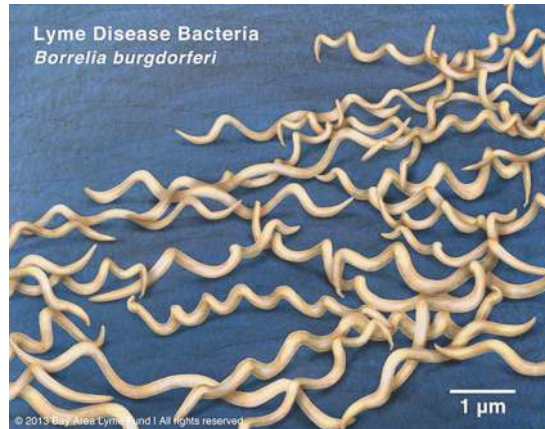


Figura 68. *Borrelia burgdorferi sensu lato*

BORRELIOSIS

Enfermedad de Lyme

Las borreliosis son enfermedades zoonóticas producidas por bacterias Gram negativas del orden Spirochaetales, familia Spirochetaceae, género *Borrelia* y dentro de ellas la zoonosis mas importante es la Enfermedad de Lyme la cual consiste en un desorden multisistémico en humanos y algunos animales domésticos, causado por la *Borrelia burgdorferi sensu lato* (Figura 68). La bacteria es transmitida por garrapatas del género *Ixodes*. En Colombia se han identificado 15 especies de *Ixodes* que parasitan humanos, aves, ciervos, bovinos, caninos, etc. (Mattar y López, 1998).

La Enfermedad de Lyme fue descubierta en Estados Unidos en 1975 tras una epidemia de artritis en niños y adultos en el pueblo Old Lyme, Connecticut; sin embargo, no puede decirse que la enfermedad es nueva por cuanto su descubrimiento en Europa data de principios del siglo XX; inclusive, pruebas de reacción en cadena de polimerasa PCR hechas en roedores *Peromyscus leucopus* tomados de un museo de especímenes colectados desde 1870 resultaron positivos para *Borrelia burgdorferi* Mattar *et al.* (2007).

La borreliosis producida por la *Borrelia burgdorferi*, lleva su nombre en honor al investigador Willy Burgdorfer quien la aisló por primera vez en 1982, en el pueblo llamado Old Lyme, en Connecticut. Actualmente es la enfermedad infecciosa transmitida por garrapatas más prevalente en los Estados Unidos. Existe también en Europa y Asia. También se ha identificado en varios países sudamericanos como Perú, Brasil, Chile, Argentina, México, Bolivia, Venezuela, Colombia (Miranda *et al.* 2009).



Figura 69. Hembra de *Ixodes scapularis*



Figura 70. Macho de *Ixodes scapularis*

En Norte América la *Borrelia* es transmitida por la garrapata *Ixodes scapularis* (sinónimo *Ixodes dammini*) (Figuras 69,70) y la enfermedad se presenta en tres etapas: se inicia con eritema migrans que comienza alrededor de la picadura de la garrapata; y luego se disemina con fiebre, artritis migratoria, linfadenopatía, alteraciones neurológicas y hepatitis y la forma crónica caracterizada por artritis, periostitis, encefalomielitis, entre otras. (Bosa - Cordero, 2011).

El ciclo de transmisión de la *Borrelia burgdorferi* se inicia cuando la larva se contamina al parasitar un roedor infectado y la transmisión se realiza cuando llega al estado de ninfa. No existe transmisión transovárica. (Mattar y López, 1998).

En América latina no existe el vector más importante de *Borrelia burgdorferi*; sin embargo, la Borreliosis se está diagnosticando con mayor frecuencia y por tanto es preciso determinar la presencia del vector. Estudios realizados en Argentina y Uruguay han reportado la presencia de la *Borrelia* en la garrapata *Ixodes parvicinus*. (Nava *et al.* 2014; Saracho y Noelia, 2016).

En Colombia, existen pocos estudios sobre esta enfermedad y de otras enfermedades transmitidas por picaduras de garrapatas y se desconoce su verdadero impacto en salud pública. Una de las estrategias para detectar la exposición a agentes infecciosos desconocidos, es buscar la respuesta humoral en los individuos expuestos, de alto riesgo o susceptibles como los trabajadores rurales. (Miranda *et al.* 2009; Palacios *et al.* 1999).

El único trabajo reportado en Colombia sobre la posible importancia de la garrapata *Ixodes parvicinus*, fue realizado por Mattar y López (1998), quienes realizaron un estudio en el occidente del departamento de Antioquia en límites con el Chocó donde colectaron 4.355 garrapatas en diferentes especies animales; 2.805 de ellas fueron identificadas como *Ixodes parvicinus* (Figuras 71,72,73). El contenido del intestino medio de 2.600 especímenes fue sometido a un ensayo de inmunofluorescencia indirecta (IFA) utilizando anticuerpos monoclonales, anti-ospA H 5332. En ninguna de las muestras exa-



Figura 71. Hembra *I. parvicinus*



Figura 72. *I. parvicinus*
Macho y hembra en cópula



Figura 73. Macho *I. parvicinus*

minadas se encontró evidencia de infección por *Borrelia burgdorferi*. Palacios *et.al.* (1999), citados por Guglielmone *et al.* (2003), encontraron anticuerpos contra *Borrelia burgdorferi* en pacientes con manifestaciones clínicas de enfermedad de Lyme procedentes de Cali, Colombia.

Zuluaga de Cadena *et al.* (2000) reportaron el primer caso de enfermedad de Lyme en una paciente en Cali, Colombia, quien consultó por la presencia de una placa eritematosa indurada de 5 por 3 centímetros de diámetro localizada en la cadera derecha, de 4 días de evolución, con ardor intenso y acompañada de fiebre, sudoración nocturna e hipoestesias en miembros inferiores. Se le practicó una prueba por inmunoblot para *Borrelia burgdorferi*, resultando positivo. La prueba se realizó en la Universidad de Texas, Estados Unidos.

ENFERMEDADES CAUSADAS POR PROTOZOOS

Babesiosis

La babesiosis es una enfermedad de la mayoría de los animales domésticos producida por varias especies de protozoos del género **Babesia** (Orden Piroplasmida, Phylum Apicomplexa) transmitidos principalmente en forma bio-

lógica por diferentes especies de garrapatas, aunque pueden existir otras formas de transmisión. Actualmente la babesiosis es reconocida a nivel mundial como una zoonosis emergente porque algunas especies propias de roedores y aún de bovinos, pueden afectar a los humanos. (Purnell 1981; OIE, 2013).

Las babesias son protozoarios que cumplen un ciclo asexual en los glóbulos rojos del hospedero vertebrado y un ciclo sexual en el vector biológico, es decir, las garrapatas; así por ejemplo en los bovinos, la garrapata *Rhipicephalus (B) microplus* en su estado de larva transmite *Babesia bovis* y, a partir de su fase de ninfa o adulto, transmite la *Babesia bigemina*. (Vizcaino, (2010). Existen más de 71 especies de babesias infectando por lo menos a 18 especies de animales (Purnell, 1981). Las diferentes especies se diferencian especialmente por el tamaño (hay formas grandes que tienen $4 \times 5 \mu\text{m}$ y formas pequeñas que tienen de $1.5 \times 2.5 \mu\text{m}$) Las formas pequeñas en todas las especies de animales, generalmente se consideran más patógenas. Las **babesias** son específicas de hospedero (**Babesias** que afectan a bovinos no infectan a equinos ni a caninos y las babesias de estos animales, tampoco infectan a bovinos). En su clasificación taxonómica las babesias pertenecen al orden Piroplasmida, a la familia Babesidae, al género *Babesia* y existen por lo menos cinco especies que afectan a los bovinos, las cuales se diferencian en tamaño, en ubicación en el glóbulo rojo, en patogenicidad y por el vector y fase en que son transmitidas. (McCosker, 1981).

Babesiosis Bovina

En países de Centro y Sur América, incluyendo Colombia, al igual que en Australia, la babesiosis bovina es ocasionada por la *Babesia bigemina* y la *Babesia bovis* transmitidas en forma biológica por la garrapata *Rhipicephalus microplus*, (Figuras 74,75) a través de su saliva al alimentarse sobre el hospedero. Tanto el Búfalo de Agua como el Búfalo Africano, pueden también ser hospederos. En Europa la especie de *Babesia* más importante en bovinos es *Babesia divergens*.

Las infecciones con *B. bovis* y *B. bigemina* son también comunes en los bovinos de zonas bajas y medias de regiones tropicales. Si bien, el porcentaje de



Figura 74. Hembra *Rhipicephalus microplus*



Figura 75. Macho *R. microplus*

animales infectados detectados por métodos parasitológicos (Extendidos y Gotas Gruesas coloreados), es bajo, dados los bajos niveles de parasitemia, las prevalencias determinadas por métodos serológicos pueden ser altas.

Los estudios ya mencionados adelantados por Carrier (1975), mostraron prevalencias serológicas (IFI) para *Babesia bigemina* de 42, 57 y 75% en bovinos de los Llanos Orientales, la Costa Atlántica y el Valle del Cauca, respectivamente.

Observaciones realizadas en Córdoba, Colombia en 2.900 bovinos, mediante extendidos teñidos con Giemsa, revelaron solo un 0.7% de animales positivos tanto para *B. bovis* como para *B. bigemina*. (ICA-GTZ, 1982 / 1983 / 1984). Tropberger (1987), examinó 191 sueros de bovinos en Córdoba, Colombia, mediante IFI y encontró que 75.7% de ellos eran positivos para *B. bovis* y 96.3% lo eran para *B. bigemina*. Resultados similares, (73.4%) empleando la misma técnica y en bovinos de la misma región, fueron encontrados por Zip (1989) para *B. bigemina*. Nowak (1990) también realizó seguimiento a bovinos de cuatro fincas de Córdoba y encontró que entre 64.7 y 91.2% eran positivos para *B. bigemina* y entre 80 y 100% lo eran para *B. bovis*.

En otro trabajo realizado en bovinos en Córdoba, Blanco *et al.* (2015), encontraron que 3.05% de extendidos sanguíneos de 131 bovinos, eran positivos para *Babesia sp.* Hurtado *et al.* (1990) examinaron, mediante serología, muestras de sangre de bovinos en el Magdalena Medio y encontraron que 51.2% eran positivas para *B. bigemina* y 51.8% lo eran para *B. bovis*.

Ríos *et al.*, (2010) examinaron mediante IFI sueros de 282 bovinos de Puerto Berrío (Magdalena Medio) y encontraron que 57% eran positivos para *B. bovis* y 25% lo eran para *B. bigemina*. Martínez *et al.* (2019), procesaron mediante extendidos teñidos con Wright y Reacción en Cadena de Polimerasa (PCR), sangre de 218 bovinos de Los Palmitos (Sucre, Colombia) y hallaron que solo 1.4% de los extendidos eran positivos para *B. bigemina* y 2.3% lo eran mediante el empleo de PCR. Tutalchá (2019) examinó extendidos sanguíneos de 1058 bovinos de los municipios de Patía y Mercaderes (Cauca) y encontró que 7.8% de ellos presentaban infección con *B. bigemina*. Zintz (1990), realizó seguimiento a cuatro fincas lecheras del Valle del Cauca y el Quindío (Colombia) y halló que en tres de ellas había una situación de inestabilidad enzoótica para *B. bovis* y *B. bigemina*, a diferencia de lo hallado en los estudios de la Costa Atlántica y Los Llanos Orientales donde la situación es de estabilidad, con presentación de pocos casos clínicos de hemoparasitismo.

En un hato de Axochipan (Morelos, México), Rojas *et al.* (2004), examinaron para *Babesia sp.* 60 bovinos y, aunque no encontraron extendidos positivos al parásito, si obtuvieron 73 y 82% de ellos reactores (Prueba IFI) para *B. bovis* y *B. bigemina*. En un hato de la Comunidad Cocha del Betano en Ecuador, Guaman *et al.* (2020) encontraron en extendidos sanguíneos de 132 bovinos, 33.9% positivos para *B. bigemina*.

El protozoo puede ser transferido a la larva de la garrapata (transmisión transovárica) y de esta a la ninfa (transmisión transestadial). Cuando la garrapata está en estado de larva transmite la *Babesia bovis* y sólo cuando pasa al estado de ninfa o adulto transmite la *Babesia bigemina* (Bock *et al.* 2008; Benavides, 1985; Benavides *et al.* 2016; Guglielmone, 1995; López y Parra, 2017).

Dentro del género *Babesia* se reconocen en la actualidad más de 100 especies transmitidas en forma biológica por garrapatas, entre las cuales los géneros de mayor importancia son: *Rhipicephalus* (*Boophilus*), *Dermacentor* (*Anocentor*), *Ixodes*, *Haemaphysalis*. En Colombia las especies de *Babesia* reportadas afectando a los bovinos son *Babesia bigemina* y *B. bovis*. *B. canis* afecta a los caninos; *B. caballi* y *Theileria equi* causan infección en équidos (caballares, mulares y asnales). En humanos a nivel mundial las especies de *Babesia* más importantes son *B. bovis*, *B. microti* y *B. divergens*. (Purnell, 1981; Guglielmone, 1995; Mahoney, 1977. En las figuras 76 y 77 se observan las babesias *B. bigemina* y *B. bovis*.

La ***Babesia bigemina*** (Smith & Kilborne, (1893), transmitida en la fase de ninfa o adulto; es una de las Babesias grandes ($4 \times 5 \mu\text{m}$), tiene forma piriforme, redonda u oval y su forma bigeminada o pareada, presenta los trofozoítos formando ángulo agudo; Se describe como más grande que el radio del glóbulo rojo o casi igual al diámetro de este, Su infección clínica produce fiebre, mucosas pálidas y hemoglobinuria. (figura 76).

Babesia bovis (Babes, 1888) es de las babesias pequeñas ($1.5 \times 2.5 \mu\text{m}$). También tiene formas piriformes, redondas, anulares o ameboides. Sus trofozoítos en el glóbulo rojo forman ángulos obtusos y son más pequeños que el radio del glóbulo rojo. La transmite la garrapata *R (B) microplus* en su fase de larva. Esta especie de *Babesia* se considera mundialmente como la más patógena para los bovinos, produce la babesiosis cerebral de característica casi siempre mortal y no produce hemoglobinuria. (Figura 77).

Existen otras Babesias grandes y pequeñas que afectan animales y humanos y están presentes en países europeos. Así por ejemplo:

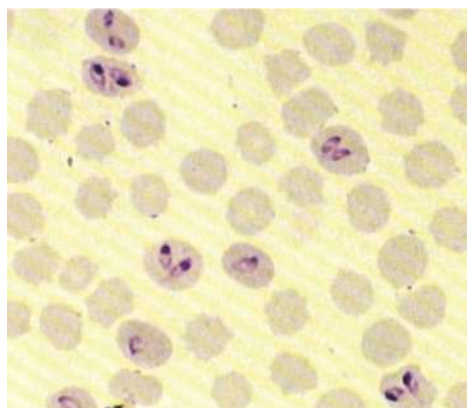


figura 76. *Babesia bigemina*

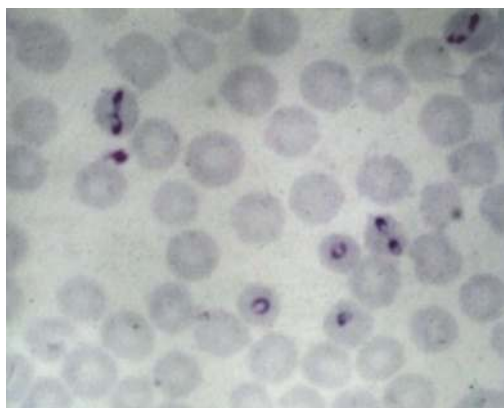


Figura 77. *Babesia bovis*
(Fuente: O. Vizcaino)

La *Babesia major* se encuentra entre las babesias grandes ($3.5 \times 1.5 \mu\text{m}$), pero ligeramente más pequeña que la *Babesia bigemina*. Tiene forma de pera, pero también formas redondeadas y se encuentra ocupando el área central de los glóbulos rojos. Es transmitida por la garrapata de la especie *Haemaphysalis punctata* que no existe en Colombia y está especialmente difundida en el norte de Alemania, África y algunas regiones de América. La *Babesia yakimovi*, es también una *Babesia* grande ($4 \times 5 \mu\text{m}$), parecida morfológicamente a la *Babesia bigemina*, pero es antigénicamente diferente. La transmite la garrapata de la especie *Ixodes ricinus* y se encuentra en la región de la Siberia asiática. Vizcaino, (2010).

Transmisión transovárica de *Babesia* spp. por *Rhipicephalus (Boophilus) microplus*.

La transmisión transovárica de babesias ocurre solamente en las garrapatas de un solo hospedero y, con relación a las que afectan a bovinos, solo se transmite por la garrapata de la especie *Rhipicephalus (Boophilus) microplus*. Cuando la garrapata se alimenta de un animal infectado con babesias, ingiere glóbulos rojos parasitados con *Babesia* spp, lo cual ocurre en las últimas 18 a 24 horas de su ciclo parasítico (Friedhoff, 1988) y se liberan de los glóbulos rojos mediante un proceso de digestión. Hay un consenso que, en este ciclo, ocurre en el invertebrado un desarrollo sexual en varios de sus tejidos, en donde se generan formas vermiculares (Kinetos) en forma cilindroides, con un núcleo central y que miden de 8 a $10 \mu\text{m}$ de largo, las cuales penetran las células intestinales en las primeras 24 horas de la ingestión de la sangre y allí producen formas redondeadas de un núcleo y otras binucleadas que miden de 9 a $16 \mu\text{m}$ (Smith, (1978), citado por Vizcaino. (2010).

En las células del epitelio intestinal, las *Babesias* se multiplican mediante un proceso de división múltiple dando origen a los vermículos los cuales al romperse las células intestinales pasan a la hemolinfa de la garrapata en 4 a 5 días y se multiplican en los hemocitos. Luego sigue un proceso de división múltiple en varios tejidos de la garrapata donde también se forman vermículos de *Babesia* spp en células de los Túbulos de Malpighi, en la hemolinfa, en los ovarios, donde infectan algunos huevos que darán origen a larvas infectadas o pasan a las glándulas salivales donde también se forman vermículos de menor tamaño y que constituyen las formas infectivas. (Riek, 1964, citado por Vizcaino, (2010); Guglielmone, (1985) (Figura 78).

La transmisión de las diferentes especies de *Babesia* se realiza en forma biológica (trans ovarica, o trans estadial) por garrapatas. En el caso de *Babesia bovis* se realiza por larvas de *Rhipicephalus microplus* contaminadas; la *B. bigemina* se transmite por la ninfa de la misma especie de garrapata y la *B. microti* por ninfas de *Ixodes scapularis* muy frecuente en EUA. En Europa se lleva a cabo la transmisión a través de *Ixodes ricinus*. Al igual que



Figura 78. Vermículos de *B. bigemina* en hemolinfa de *R. microplus*. 1000X
(Fuente: Vizcaino y Verano, 1993)

el *Anaplasma*, las babesias también pueden ser transmitidas mecánicamente, con transfusiones, agujas e instrumental contaminado y aún por vía intrauterina. (López & Parra 2017).

La babesiosis es una enfermedad anemizante y febril. Los episodios agudos cursan con fiebre de hasta 41.5 °C, anorexia, postración, supresión de la producción de leche, anemia, con descenso rápido del hematocrito, disnea, taquicardia, palidez de las mucosas, hemoglobinemia, hemoglobinuria, aborto y mortalidad alta en casos no tratados. En episodios asociados con *Babesia bovis*, se pueden presentar además, síntomas nerviosos como incoordinación, convulsiones, depresión y muerte súbita, como resultado del secuestro de eritrocitos infectados en los capilares cerebrales. (OIE 2004, 2013, Taylor *et al.* 2007).

Las lesiones macroscópicas incluyen: hemorragias petequiales subepicardicas, carcasa emaciada e icterica, palidez de órganos internos, sangre delgada y acuosa, hígado amarillo parduzco, bilis espesa y siruposa, pulpa esplénica reblandecida, riñones pálidos y edematosos, vejiga urinaria distendida con orina oscura, color vino tinto. (OIE, 2004.)

El método más común de diagnóstico de la babesiosis es el examen de extendidos sanguíneos delgados o de gotas gruesas coloreados con Giemsa o Wright. Estas babesias se observan, en el interior de los glóbulos rojos, como cuerpos piriformes dispuestos en pares, formando un ángulo agudo en el caso de *B. bigemina* y en ángulo obtuso en el caso de *B. bovis*. En ambas especies se pueden también observar formas redondeadas. *B. bovis* mide aproximadamente 1.5 x 2.4 µm y *B. bigemina* puede alcanzar entre 4 y 5 µm. Extendidos de hemolinfa de las garrapatas *R. microplus*, coloreados con Giemsa también pueden ayudar al diagnóstico, en condiciones de campo, evidenciando vermículas tanto de *Babesia bovis* como de *Babesia bigemina*. (Guglielmone *et al.* 1985).

En cadáveres, se pueden tomar impresiones (empleando una lámina portaobjetos), de órganos como cerebro y cerebelo, riñón, hígado, bazo y medu-

la ósea, las cuales son también coloreadas con Giemsa o Wright (OIE 2004, 2013; Taylor *et al.* 2007). La presencia de babesias o parte de ellas, puede también ser evidenciada mediante sondas de ADN ó Reacción en Cadena de la Polimerasa (PCR), pero estas técnicas, por sus costos y demandas en equipo y personal entrenado para realizarlas, no pueden ser una herramienta de diagnóstico corriente en muchos laboratorios de diagnóstico. Tanto *B. bigemina* como *B. bovis* han sido cultivadas *in vitro* pero principalmente con fines de investigación o para producción de inmunógenos. Algunas pruebas serológicas como la inmunofluorescencia Indirecta (IFI), el enzimoimmunoensayo (ELISA) en diferentes modalidades (Elisa Competitiva, Dot Elisa), la Fijación de Complemento (CF) y otras han sido empleadas para detectar anticuerpos contra el parásito y tienen valor en estudios epidemiológicos (OIE 2003, 2004; Vizcaino, 1993).

La prevención de la babesiosis bovina se basa principalmente en un control racional de su vector (en América la garrapata *R. microplus*) mediante el empleo de compuestos químicos acaricidas, complementado con estrategias no químicas como vacunas, hospederos desfavorables, ganado resistente, remoción de bovinos muy susceptibles y otras que serán tratadas en detalle más adelante, constituyendo el **Manejo Integrado**, el cual es recomendado como la mejor opción de control de garrapatas en la actualidad. (Vizcaino & Benavides, 2004).

La babesiosis clínica puede ser prevenida mediante la vacunación de bovinos, preferiblemente jóvenes, con cepas locales vivas atenuadas de ambas especies de *Babesia*, fabricadas en cada país. En Colombia existe una vacuna comercial (ANABASAN® Limor de Colombia S.A.S.) que se emplea para prevenir la babesiosis clínica en bovinos que no han tenido oportunidad de adquirir la infección natural (nacidos en zonas donde el parásito no existe o tiene muy baja prevalencia, o en situaciones de Inestabilidad Enzootica) y que, por lo tanto, no poseen anticuerpos contra el microorganismo. (Vizcaino & Benavides, 2004).

Theileriosis bovina

En Colombia y posiblemente en muchos países del continente Americano, siempre se ha considerado que la theileriosis en bovinos está limitada al África, donde *Theileria parva* causa la “Fiebre de la Costa del Este”, una severa enfermedad de los bovinos y en Portugal, España, Los Balkanes, el Medio Oriente, India y China, donde *Theileria annulata* causa la “Fiebre de la Costa Mediterranea” (Taylor *et al.*, 2007).

Sin embargo, Oakes *et al.* (2019), reportaron casos de una enfermedad febril y anemizante en bovinos del Condado de Albernale, Virginia, Estados Unidos. Los bovinos afectados mostraban debilidad, anemia, ictericia y bajo valor del hematocrito (12%). En extendidos sanguíneos de estos bovinos, se observaron, al interior de los eritrocitos, numerosos “piroplasmas” ovalados, en

forma de raqueta o de anillos, los cuales fueron identificados como *Theileria orientalis* genotipo Ikeda; esta identificación fue luego confirmada con técnicas moleculares (PCR). El reporte se efectuó solo dos años después de que la garrapata vector *Haemaphysalis longicornis*, fue descrita por primera vez en Estados Unidos (Beard *et al.*, 2018). Desde entonces, esta especie de artrópodo se ha extendido a 12 estados de ese país y se teme que incluso pueda entrar a México. (Rodríguez - Vivas *et al.*, 2019). Consecuentemente con esto, Oakes *et al.*, (2019), estiman que *T. orientalis* Ikeda, también entrará a otros estados. (figura 79).

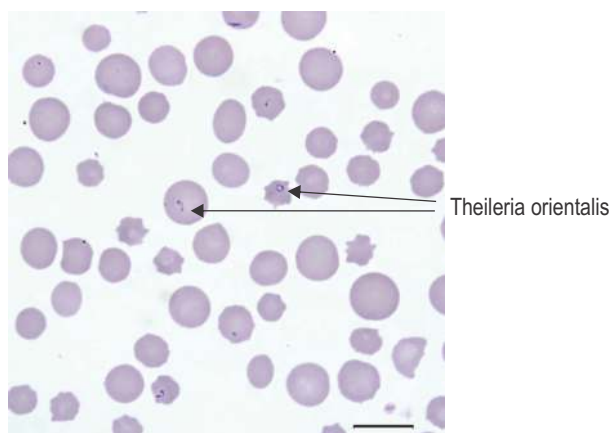


Figura 79. *Theileria orientalis* (fuente: Oakes *et al.* 2019)

Babesiosis en ovinos y caprinos

Existen dos especies de *Babesia* que infectan a las ovejas y a las cabras. *Babesia motasi* es una babesia grande ($2.5\text{--}4 \times 2\mu\text{m}$) de forma frecuentemente piriforme y dispuestas en pares formando un ángulo agudo. Esta especie se encuentra en el Sur de Europa, Medio Este, la antigua Unión Soviética, el Sureste de Asia y África. La infección está asociada con fiebre, anemia, hemoglobinuria, ictericia, hepato y esplenomegalia, vesícula biliar distendida con bilis espesa. La otra especie es *Babesia ovis* la cual es un organismo pequeño ($1 \times 2.5\mu\text{m}$), redondeado y situado hacia la periferia del glóbulo rojo; cuando ocurre en pares, los organismos se disponen en ángulo obtuso. Esta especie está descrita en el Sur de Europa, la antigua Unión Soviética, el Medio Este y Asia. La infección cursa con anemia, ictericia, edema, hemoglobinuria y taponamiento de capilares de varios órganos, con eritrocitos infectados. Las lesiones principales son hepato y esplenomegalia, hígado color pardo-amarillento, y vesícula biliar distendida con bilis espesa y tejidos subcutáneo, intramuscular, y conjuntivo con ictericia y parches hemorrágicos. (Taylor *et al.*, 2007).

En Colombia se encuentran varios reportes de la presencia de *Babesia spp.*, en ovinos y caprinos. Naranjo y Zuleta (2017), hallaron un 7.6% de muestras de ovinos y caprinos, infectadas con *Babesia spp.*, en Turbaco (Bolívar). Carvajal *et al.*, (2018), examinaron muestras de 167 ovinos en el municipio de Montelíbano (Córdoba) y encontraron un 2.4% positivas para *Babesia spp.*, al

examen de extendidos sanguíneos coloreados y un 23.3% al examen por PCR. *Babesia spp.*, ha sido también reportada en ovinos y caprinos en algunos países Suramericanos. En Ecuador, por ejemplo, Ruiz (2019), halló 1% de extendidos de 100 ovinos positivos al parásito y Gómez (2020), registró un 7.28% de extendidos positivos en la misma especie animal.

Piroplasmosis (Babesiosis) y Theileriosis Equina

La piroplasmosis equina es una enfermedad transmitida por garrapatas, que afecta caballos, burros, mulas y cebras. La enfermedad es causada por los protozoarios intraeritrocíticos *Babesia caballi* y *Theileria equi* (antes *Babesia equi*) y está distribuida en Europa, Asia, África, Centro y Sur América, Australia y con brotes ocasionales en Estados Unidos, siendo endémica en regiones tropicales y subtropicales. Anticuerpos contra una o ambas babesias han sido reportados en Argentina, Puerto Rico, Chile, México y Brasil. En Colombia Tenter *et al.* (1988), examinaron sueros de 82 équidos del departamento de Córdoba, mediante la Prueba de IFI y encontraron unas prevalencias de 90 y 94% para *B. caballi* y *T. equi*, respectivamente. Strauch *et al.* (2018), procesaron, mediante serología y técnicas moleculares, muestras de 1.008 equinos de 223 predios del Valle de Aburrá y Rionegro (Antioquia) y encontraron 11.9% de ellas positivas para *Babesia sp.*

B. caballi y *T. equi* son transmitidas en América principalmente por garrapatas del género *Dermacentor*, (Figuras. 80,81) aunque, en otros continentes pueden ser transmitidas por garrapatas de los géneros *Hyalomma* y *Rhipicephalus*. En *B. caballi* puede ocurrir la transmisión transovárica, mientras que en *T. equi*, la transmisión es solo transestadial (Véase Tenter *et al.*, 1988). Tanto *B. caballi* como *T. equi* pueden también ser transmitidas mecánicamente durante transfusiones o mediante agujas o instrumental contaminados. La transmisión intrauterina ha sido también reportada. (Aphis, 2009).

Los síntomas de la piroplasmosis equina incluyen: fiebre, anemia (bajo hematocrito), ictericia, debilidad, depresión, inapetencia, disnea, edema de pa-



Figura 80. Hembra *Dermacentor andersoni*



Figura 81. Macho *D. andersoni*

tas y vientre, parálisis posterior, incoordinación, pelo erizado, constipación, cólico y mortalidad desde 10 hasta 50%. (Benavides, 1999; Taylor *et al.*, 2007; Aphis, 2009). Las lesiones principales incluyen: Esplenomegalia con pulpa esplénica oscura y blanda; hepatomegalia con hígado de color pardo-amarillento; vesícula biliar distendida con bilis espesa y oscura; mucosa intestinal edematosa e icterica con hemorragias petequiales y equimóticas; ganglios linfáticos inflamados; tejido conectivo edematoso e icterico y sangre acuosa. (Taylor *et al.*, 2007).

La historia y los signos clínicos pueden ser de utilidad en el diagnóstico pero no son determinantes. El diagnóstico más común es por el hallazgo de los parásitos en el interior de los eritrocitos, en extendidos sanguíneos o gotas gruesas coloreadas con Giemsa. *B. caballi* (Figura 82) se presenta como organismos piriformes de 2-5 μm de largo, generalmente en pares unidos por un ángulo agudo, aunque también se encuentran formas redondeadas de 1.5-3 μm de diámetro. *T. equi* se observa como formas más pequeñas redondeadas o ligeramente piriformes, de 2-3 μm , con frecuencia dispuestas en 4 organismos formando la denominada "Cruz de Malta" (Figura 83). Se han desarrollado pruebas de IFI Directa y PCR para evidenciar el parásito, al igual que pruebas serológicas (CF, IFI, ELISA) para detectar anticuerpos contra el mismo, pero no están disponibles para diagnóstico rutinario en los Laboratorios de Diagnóstico Veterinario (Taylor *et al.* 2007).

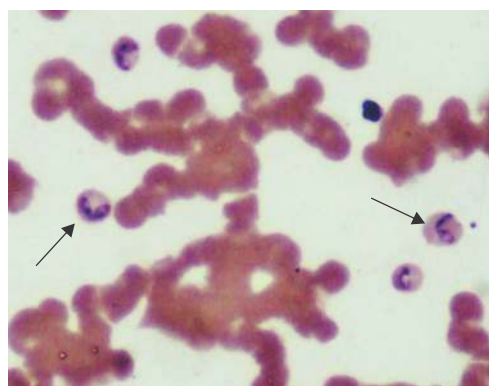


Figura 82. Frotis sanguíneo con presencia de *Babesia caballi*

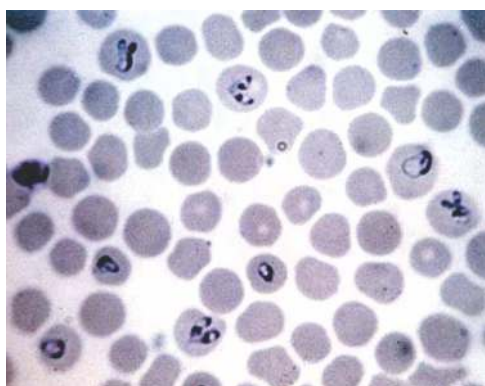


Figura 83. *Theileria equi*.
(Fuente: Fox Run Equine center)

La Prueba de CF es la empleada para detectar equinos serológicamente positivos para efectos de tránsito internacional de equinos, aunque se considera que la IFI ofrece más sensibilidad. (Benavides, 1999; Taylor *et al.*, 2007).

La prevención de la piroplasmosis equina se basa, en buena parte en el control de las garrapatas vectoras y en las medidas para evitar la transmisión del parásito con transfusiones, agujas e instrumental contaminado. No existen vacunas desarrolladas contra la piroplasmosis equina.

El tratamiento de la infección con babesias se realiza mediante la aplicación parenteral del Diaceturato de Diazoaminodibenzamidina a dosis de 3-3.5 mg/kg de peso vivo y se puede repetir a las 24-48 horas. Igualmente, se puede emplear como babesicida, el Dipropionato de Imidocarb por vía Intramuscular (IM) ó subcutánea (SQ) a la dosis de 2-3 mg/kg de peso vivo. (Taylor *et al.*, 2007; Benavides, 1999). En el tratamiento de hemoparasitismos clínicos, es necesario aplicar terapia de soporte con líquidos y electrolitos, antiinflamatorios, antipiréticos y antihistamínicos.

Babesiosis canina

La babesiosis canina es una enfermedad causada por diferentes especies de un protozoo intracelular del género *Babesia*. El género está ampliamente distribuido en casi todo el mundo, con predominancia regional de algunas especies. Hasta hace pocos años en América y en Colombia se llamaba *Babesia canis* a casi todo microorganismo piriforme o anular observado en el interior de los glóbulos rojos del perro. En la actualidad, se distinguen dos grandes grupos de babesias en caninos así: Las **Babesias Grandes** que comprenden las especies *Babesia canis canis* (2.5 – 3 x 5 µm) distribuida principalmente en Europa, *Babesia canis vogeli* (2.5 x 4.5 µm) de regiones tropicales y subtropicales incluyendo Sur América (Figura 84) y *Babesia canis rossi* de dimensiones similares pero de África. Thomas, *et al.* (2020).

Las **Babesias Pequeñas** comprenden las especies *Babesia gibsoni* (1.2 x 2-3 µm) presente en Asia, Estados Unidos, Sur América y Europa, *Babesia vulpes* (2.5 x 1 µm) también conocida como *Babesia annae* de España, Portugal, otras partes de Europa y Norte América y *Babesia conradae*, del Oeste y Sur de Estados Unidos. (Panti–Mai & Rodríguez, 2020; Robledo-Arias *et al.* 2021; MSD, 2020).

Los datos de prevalencia de *Babesia sp* en caninos de diferentes países y regiones varían considerablemente. En Colombia Batista (1980), empleando extendidos sanguíneos coloreados con Giemsa, estimó una prevalencia de *B. canis* en el departamento de Córdoba, de 0.93%. Posteriormente, Vargas-Hernandez *et al.* (2012), empleando PCR, reportaron una prevalencia de *B.*

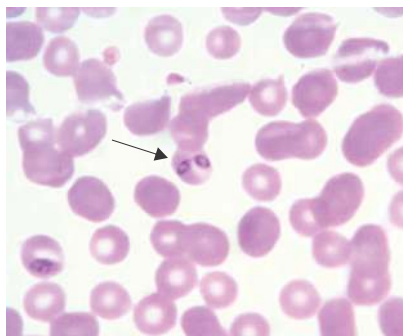


Figura 84. *Babesia canis* en frotis coloreado con Giemsa

canis vogeli de 5.4% en muestras de caninos de Bogotá, Villavicencio y Bucaramanga. Isaza y Grajales (2015) registraron los datos de muestras de sangre canina examinada mediante SNAP4DX® en una clínica veterinaria de Medellín, en el período Agosto 2011-Julio 2013, y reportaron una prevalencia para *Babesia* sp. de 1.39%. Martínez (2019), examinó también por métodos inmunocromatográficos (SNAP4DX®), muestras de perros de la Fuerza Aérea Colombiana, para hemoparásitos y reportaron un 26.3% de positivos para *B. canis* o *Ehrlichia canis*.

En Argentina Eiras (2018), examinó la casuística de piroplasmosis canina en el Sur de Buenos Aires, entre los años 2003 y 2014 y encontró una prevalencia, por métodos parasitológicos, de 0.25% y de 1.03% por métodos moleculares. El mismo autor considera que *B. canis vogeli* es la especie predominante y más expandida en Sur América, con reportes de su existencia en Brasil, Argentina, Venezuela, Colombia y Ecuador.

Panti– Mai & Rodríguez- Vivas (2020), revisaron 43 publicaciones sobre babesiosis canina en Latinoamérica y el Caribe entre los años 2005 y 2015 y encontraron que la prevalencia de *Babesia* sp. varió desde 0 hasta 26.2%. Para estos autores, las publicaciones reportaron tres especies de *Babesia* (*B. canis vogeli*, *B. gibsoni* y *B. caballi*), con base en confirmación molecular. *B. canis vogeli* se reportó en México, Costa Rica, Granada, Haití, Nicaragua, Saint Kitts and Nevis, Trinidad y Tobago, Argentina, Brasil, Chile, Colombia, Paraguay, Perú y Venezuela. *B. gibsoni* fue reportada en Costa Rica, Nicaragua, Saint Kitts and Nevis y Brasil.

En Cuba Roblejo-Arias *et al.* (2021), examinaron la ocurrencia de *Babesia* en perros callejeros de La Habana y encontraron prevalencias de 11.6 y 13.3% cuando se emplearon métodos parasitológicos (microscópicos) y de 20% cuando se utilizó PCR. Charles *et al.* (2021), revisaron el tema de garrapatas y enfermedades transmitidas por ellas en Centro América y El Caribe y encontraron que 20% de los perros fueron positivos a *Babesia* sp., con presencia en Costa Rica, Granada, Haití, Nicaragua, Saint Kitts y Nevis y Trinidad y Tobago. Igualmente reportaron *Babesia canis vogeli* en gatos.

La babesiosis canina en el continente Americano es transmitida por la garrapata común del perro *Rhipicephalus sanguineus*; esta especie transmite además, a los caninos otros patógenos como *Ehrlichia canis*, *Anaplasma platys* y *Hepatozoon canis*. (Charles *et al.*, 2021). En Europa el principal vector de babesiosis canina es la garrapata *Dermacentor reticulatus*, mientras que en Asia y África, las garrapatas del género *Haemaphysalis* son los principales transmisores. (MSD, 2020). La infección puede también ser transmitida con transfusiones, al igual que con agujas contaminadas, a través de mordeduras y por vía prenatal.

Los síntomas se pueden apreciar después de un período de incubación que va desde 10 a 21 días para *B. canis* y de 7 a 21 días para *B. gibsoni*. Las princi-

pales manifestaciones clínicas varían con muchos factores como edad, el tipo de enfermedad (aguda o crónica), la especie de *Babesia*, estado inmunitario y otros. En términos generales en el canino afectado se puede observar apatía, mucosas pálidas (anemia), debilidad, anorexia, pobre condición, fiebre, ictericia, epistaxis, ganglios linfáticos aumentados de tamaño, diarrea, vómito, disnea, hipoalbuminemia, hemoglobinuria, pérdida de peso y aún síntomas nerviosos. (Solano *et al.*, 2016; Sanabria, 2020).

La patogénesis de la babesiosis bovina obedece a dos mecanismos básicos: Anemia hemolítica mediada por respuesta inmune y Shock Hipotensivo inducido por mediadores inflamatorios. (Solano *et al.*, 2016).

Las lesiones macroscópicas más relevantes son: petequias en membranas mucosas y piel del abdomen e ingles, esplenomegalia con bazo de color rojizo a café-amarillento; hepatomegalia con hígado congestionado, friable, de coloración moteada y con parénquima ictérico. La vesícula biliar se encuentra aumentada de tamaño y con bilis espesa; ictericia en varios órganos; la cápsula renal aparece de color rojo oscuro y hay congestión sugestiva de glomerulonefritis; edema pulmonar con presencia de líquido sanguinolento en la cavidad torácica; congestión, edema y hemorragias bilaterales en corteza cerebral; concentración de glóbulos rojos infectados en los pequeños vasos cerebrales. (Sanabria, 2020; Pardini, 2000; Schoeman, 2009).

El diagnóstico de la babesiosis canina se realiza mediante el examen de extendidos y gotas gruesas de sangre coloreados con Giemsa o Wright. Existen varias pruebas serológicas como la inmunofluorescencia indirecta (IFI) y la Prueba de ELISA, para detectar anticuerpos contra el parásito. Modernamente, están disponibles pruebas como la Reacción en Cadena de la Polimerasa (PCR), tanto anidada como semianidada y con enzimas de restricción (RFLP) al igual que kits comerciales para diagnóstico rápido, como SNAP4DX® basados en inmunocromatografía. (Isaza & Grajales, 2015; Martínez, 2019; Sanabria, 2020).

La prevención de la babesiosis canina se basa en el control de vectores. En un capítulo especial de esta misma publicación, se tratará el tema de Manejo y Control de Garrapatas.

El tratamiento de los episodios clínicos de babesiosis en caninos, varía con las diferentes especies de *Babesia*. Para las “babesias grandes” como *Babesia canis* y sus subespecies, los fármacos de elección son el Diaceturato de Diminazene a la dosis de 3.5 mg/kg de peso por vía Intramuscular (IM) en una sola ocasión ó el Dipropionato de Imidocarb a la dosis de 5 mg/kg de peso por vía IM, con repetición 14 días después. Para *Babesia gibsoni*, y quizás también para las otras “babesias pequeñas”, el tratamiento incluye Atovacuna 13.5 mg/kg por vía oral por 10 días consecutivos más Azitromicina 10 mg/kg vía oral cada 24 horas por 10 días. (Schoemam, 2009; Sanabria, 2020).

Al igual que en todas las enfermedades por hemoparásitos, el tratamiento con el hemoparasitocida específico, se debe acompañar con terapia de soporte para restablecer el volumen circulante (Lactato de Ringer), controlar el Shock Hipotónico, mejorar el valor del hematocrito, aliviar la inflamación a nivel celular y la fiebre y contrarrestar el efecto de las sustancias farmacológicamente activas como la histamina.

Babesiosis en Porcinos

La babesiosis en porcinos parece estar restringida al Sur de Europa, la antigua Unión Soviética, África y algunos países de Asia. Dos especies, *Babesia trautmani* y *Babesia perroncitoi* se han descrito infectando cerdos domésticos y algunos silvestres como el jabalí. *B. trautmani* es una “babesia grande” usualmente piriforme, que mide 2.5-4 x 1.5 μm , mientras que *B. perroncitoi* es un organismo pequeño, frecuentemente de forma anular (0.7-2 μm de diámetro) o a veces piriforme (1-3 x 1-2 μm). La transmisión se efectúa a través de especies de garrapatas como *Rhipicephalus sanguineus*, *Rhipicephalus decoloratus*, *Dermacentor reticulatus* y, posiblemente, algunas especies de *Hyalomma*. La babesiosis porcina cursa con fiebre, anemia, ictericia, hemoglobinuria, incoordinación y a veces alta mortalidad. No se conocen reportes de babesiosis porcina en Colombia ni en el continente americano. (Purnell, 1981; Soulsby 1987; Taylor *et al.*, 2007; Saad, 2015).

Babesiosis en felinos

La babesiosis en gatos está descrita principalmente en países como Sudán, Sudáfrica y la India. Se han descrito dos especies: *Babesia felis*, la cual es un protozoo pequeño (1.5-2 μm de diámetro), redondeado y que infecta al gato doméstico y varias especies de felinos silvestres como el gato montés, el león Sudanés, el lince y el puma americano. La otra especie es *Babesia cati*, descrita como una “babesia grande” de forma piriforme. No se conocen los vectores pero *Haemaphysalis leachi* ha sido incriminada en la transmisión en Sudáfrica. La infección con *B. felis* puede ir desde asintomática hasta enfermedad severa con esplenomegalia e ictericia y complicaciones como hepatopatía, falla renal, edema pulmonar y anemia hemolítica de origen inmunitario. Para *B. cati* no se han descrito patogénesis ni síntomas clínicos. (Soulsby, 1987; Taylor *et al.*, 2007)

Babesiosis en humanos

El primer caso de babesiosis humana fue reportado en 1957 en Yugoslavia por Skrabalo & Deanovic (1957), posiblemente causado por *Babesia divergens* un parásito de bovinos. Posteriormente se reportó la infección en Estados Unidos (Scholtens *et al.*, 1968) causada por *Babesia microti*, (Figuras 85,86), un parásito de roedores. Desde entonces, se han reportado más de 31 casos en Europa y más de 300 casos en Estados Unidos. Por muchos años se consideró que la babesiosis humana era causada en el Viejo Mundo por *B. divergens* y en el Nuevo Mundo por *B. microti*. (Purnell, 1981). Sin em-

bargo, una nueva especie denominada *Babesia* tipo WA1, ha sido descrita en Estados Unidos (Quick *et al.*, 1993).

La babesiosis humana es considerada como una zoonosis emergente y está distribuida en varios países de Europa, Asia, África y el continente Americano. En este último, *Babesia spp* ha sido reportada en humanos en México, Cuba, Colombia y Venezuela. En Colombia Ríos *et al.*, (2000, 2003), encontraron *Babesia spp* en uno de 194 extendidos sanguíneos coloreados con Giemsa y detectaron anticuerpos, empleando Inmunofluorescencia Indirecta (IFAT) en suero de cuatro individuos contra *Babesia bovis* y en suero de tres individuos contra *Babesia bigemina*.

Las babesias causantes de babesiosis humana son organismos pequeños de 1 a 3 μm de diámetro, frecuentemente de formas anulares, semejando algunos estados de *Plasmodium*, pero, a diferencia de este género, no forman pigmento ni alteran la morfología del glóbulo rojo. También se pueden observar formas piriformes dispuestas en pares con un ángulo obtuso o incluso formando tétradas como la denominada “Cruz de Malta”. (Kjemtrup & Conrad, 2000; Rodríguez, 2007). En las figuras se observa la *Babesia microti* con forma de Cruz de Malta. (Figuras 85,86).

Babesia divergens. Se considera que *B. divergens* (Figura 87), es transmitida por *Ixodes ricinus*, mientras que *B. microti* es transmitida por *Ixodes dammini* (Syn. *Ixodes scapularis*). Sin embargo se sospecha que *B. microti* puede

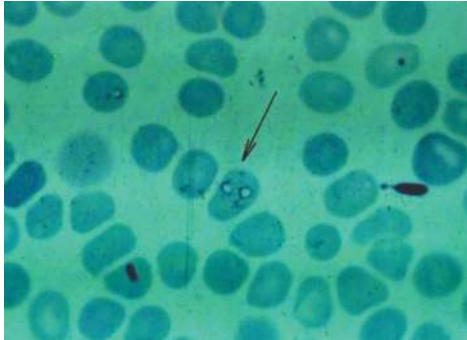


Figura 85. *Babesia microti*
Fuente: O. Vizcaino

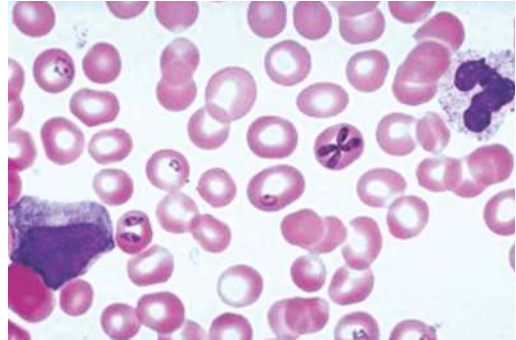


Figura 86. *Babesia microti*
(Fuente: Spencer S. Eccles Health Science Library)

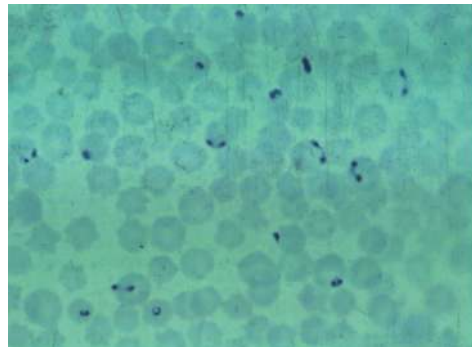


Figura 87. *Babesia divergens*, Giemsa 1000X Fuente: Vizcaino (1982)

también ser transmitida por varias especies de *Dermacentor*, al igual que por *Ixodes pacificus* e *Ixodes augustus*. (Kjemtrup & Conrad, 2000). Las babesias que infectan a los humanos pueden también ser transmitidas por transfusiones y por vía transplacentaria. (Kjemtrup & Conrad, 2000; Rodríguez, 2007).

En términos generales, se considera que *B. divergens* afecta a individuos inmunocomprometidos (esplenectomizados, ancianos, pacientes con VIH, etc.) mientras que *B. microti* puede infectar individuos inmunocompetentes. (Purnell, 1981; Kjemtrup & Conrad, 2000; Rodríguez, 2007). La infección puede ir desde asintomática, o un cuadro similar a un resfriado simple, hasta enfermedad severa con fiebre, hemoglobinuria, anemia, ictericia, sudoración, mialgia, diarrea, vómito, cefalea, falla renal y muerte (Kjemtrup & Conrad, 2000). El diagnóstico se realiza por observación microscópica de extendidos sanguíneos teñidos con Giemsa o Wright, al igual que por detección de anticuerpos mediante IFI o Elisa, o empleando técnicas moleculares como PCR.

El tratamiento, en el caso de *B. divergens*, se realiza con Clindamicina intravenosa por 10 días y transfusión sanguínea; en el caso de *B. microti*, se recomienda la quinina oral (650 mg tres veces al día) y clindamicina oral 1200 mg dos veces al día por siete días. En pacientes con VIH, se pueden requerir otros compuestos como doxiciclina (200 mg/día) y Azitromicina 2000 mg/día por largo tiempo. Azitromicina oral (500 mg/día) en combinación con Atovaquona (oral 750 mg dos veces al día fue exitosa con un paciente esplenectomizado severamente afectado que no toleraba la quinina. La prevención se basa en evitar el contacto con los vectores y estar conciente del riesgo de transfusiones (Kjemtrup & Conrad, 2000).

Cytauxzoonosis felina

La cytoxoonosis es una enfermedad fatal en gatos, descubierta a mediados de los años 70 en Missouri, Estados Unidos. El hospedero natural es el lince (*Lynx rufus*) aunque infecta también a otros felinos silvestres (pantera, tigre, león, jaguar, ocelote) y al gato doméstico.

El parásito *Cytauxzoon felis* es un protozoo del *phylum Apicomplexa*, Orden Piroplasmorida, familia Theileridae, que se localiza en forma de esquizontes de 15 a 250 µm de diámetro en bazo, hígado, pulmones, ganglios linfáticos y medula ósea y en estado de merozoitos de 0.8 a 2.2 µm en los glóbulos rojos (Figura 88). Los merozoitos son estructuras redondas u ovales, con un centro pálido y contienen un núcleo pequeño color magenta en un lado. Otras formas como anaplasmoides, bipolares, binucleadas, piriformes en pares o aún en forma de Cruz de Malta, son menos comunes.

C. felis es transmitido por la garrapata *Amblyomma americanum* y menos eficientemente por *Dermacentor variabilis*.

La enfermedad se presenta con fiebre muy alta (41°C) y cursa con depresión, anorexia, deshidratación, ictericia, linfadenopatía, leucopenia, trombo-

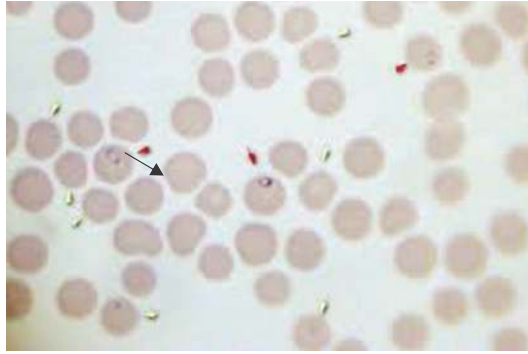


Figura 88. Hemoparásito eritrocítico tipo *Cytauxzoon* en gato doméstico
(Fuente: Rev. Electrónica de Veterinaria).

citopenia y anemia normocrómica. La muerte puede ocurrir en 2 a 3 días. Al examen post-mortem se observa hepatomegalia, esplenomegalia, edema pulmonar y renal, ganglios linfáticos aumentados de tamaño, distensión de las venas y, a menudo, hidropericardio con petequias en el pericardio.

El diagnóstico de la enfermedad se orienta por la leucopenia y la trombocitopenia y se confirma con la observación de los merozoitos en los glóbulos rojos o de los esquizontes en aspirado de ganglio linfático, bazo o hígado. Igualmente se puede emplear PCR.

El tratamiento del episodio clínico se hace mediante la combinación de Atovaquone (15 mg/kg oral tres veces/día) y azitromicina oral (10mg/kg una vez al día) por 10 días, complementado con la aplicación de fluidos vía intravenosa y soporte nutricional. La prevención se basa en el control de garrapatas con acaricidas o utilizando un collar que contiene imidacloprida y fluazurón, para prevenir la adhesión de la garrapata vector (Tarigo, 2022).

HEPATOOZONOSIS

***Hepatozoon canis* (James, 1905)** es un protozoo de la clase Esporozoasida, Orden Eucoccidiorida, Subórden Eimeriorina que se localiza en sangre, hígado y riñón de hospederos intermediarios como el perro, coyote, chacal, hiena, zorro, león, leopardo y otros cánidos y felinos. Su hospedero final, que sirve también como vector es la garrapata común del perro *Rhipicephalus sanguineus*, en la cual ocurre la fase sexual del ciclo (Batis-ta, 1980).

Las formas del microorganismo que se observan principalmente en neutrófilos, son gamontes de aspecto elipsoidal que miden de 4 a 11 μm . *H. canis* se ha reportado en Europa, África, Asia, Norte y Sur América. La Figura 89 presenta a *Hepatozoon canis* en el interior de un neutrófilo.

La transmisión del parásito en la garrapata es transestadial; el hospedero intermediario se infecta ingiriendo las garrapatas conteniendo el microorganismo, aunque puede haber transmisión vertical en cachorros (Cala *et al.*, 2018; Mateus-Ardila *et al.*, 2007).

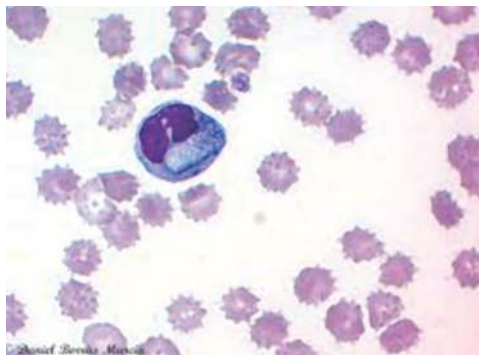


Figura 89. *Hepatozoon canis* en un leucocito.

Fuente: Rev. patolvet.com.

En América del Sur *H. canis* es un parásito relativamente común. En Colombia ha sido reportado por Arcila *et al.* (2005) y Mateus–Ardila *et al.* (2007) en Bucaramanga. Vargas - Hernández *et al.* (2012) hallaron el organismo en 31.8% de muestras de sangre canina de Bucaramanga, Bogotá y Villavicencio, empleando PCR, mientras que Cala *et al.* (2018), lo reportaron en Cúcuta. Thomas *et al.* (2020), examinaron 169 muestras de sangre canina mediante PCR y encontraron 7.1% de ellas positivas para *H. canis* en el departamento del Magdalena. Cabrera *et al.* (2022), usando también técnicas moleculares, hallaron el parásito en 8.7% de 357 muestras de perros del Valle de Aburrá (Antioquia).

H. canis ha sido descrito en varios países de América Latina incluyendo Venezuela con un 3.6% de positivos (Forlano & Melendez, 2013) y Argentina, donde Pardo *et al.* (2016) encontraron 16.6% de positivas en muestras examinando la capa de glóbulos blancos (Buffy Coat).

La infección con *H. canis* puede ir desde asintomática, con bajas parasitemias (1 -5%) hasta grave con parasitemias hasta del 100%. La infección puede causar daño a los órganos comprometidos, incluyendo el sistema inmune y provocando hepatitis, neumonía y glomerulonefritis. Los animales afectados muestran fiebre, letargo y pérdida de peso llegando hasta caquexia (Taylor, *et al.*, 2007).

El diagnóstico de la enfermedad se basa en el hallazgo del parásito en los neutrófilos, para lo cual se preparan extendidos con la capa de glóbulos blancos y se colorea con Giemsa. La entidad suele acompañarse de neutrofilia y anemia. Igualmente se puede emplear PCR y serología tipo Inmunofluorescencia Indirecta (IFI). Pardo *et al.* (2016).

El tratamiento de la enfermedad clínica se basa en el empleo de Imidocarb a dosis de 5-6 mg/kg vía IM o SQ con repetición a los 15 días y la administración oral de Doxiciclina a dosis de 10 mg/kg diariamente durante 21 días. La prevención de la enfermedad incluye evitar la exposición a garrapatas, el tratamiento de las infestaciones por las mismas con acaricidas, y no permitir que los perros coman carne cruda u órganos de animales silvestres. (Taylor *et al.*, 2007).

Garrapatas Argasidae

A pesar de que las garrapatas blandas también son importantes en la transmisión de agentes patógenos para los animales y humanos existe muy poca información sobre cada una de las especies existentes; la mayoría de ellas habitan en gallineros, nidos de aves, madrigueras, cuevas o dentro de las casas y pican generalmente de noche tanto a las aves como a los humanos (Lafri *et al.*, 2018). De acuerdo con Guglielmone *et al.* (2003), los géneros más importantes porque afectan a los animales y a humanos son *Argas*, *Ornithodoros* y *Otobius*. El género *Antricola* con una gran variedad de especies parasita los murciélagos del orden Chiroptera y están ampliamente diseminadas por todas las regiones americanas y del Caribe. Otros géneros reconocidos son: *Nothoapsis* y *Carios* (Sarwar, 2017).

En la región Neotropical que comprende las Islas del Caribe, Sur de México y América Central y del Sur, dentro del género *Argas* se han identificado 11 especies de las 60 reportadas a nivel mundial y 8 de ellas son exclusivas de esa región. Dentro del Género *Ornithodoros* se han reportado 47 especies de las 100 a nivel mundial y 37 de ellas son exclusivas de la Región Neotropical. Del género *Otobius* han sido reportadas dos especies parasitando en sus estados de larva y ninfa diferentes especies animales, destacándose *Otobius megnini*, la Garrapata Espinosa de la Oreja del Caballo y, ocasionalmente del bovino y *Otobius lagophilus* que parasita conejos. Ambas especies se encuentran en Estados Unidos, pero además en Argentina, Bolivia, Chile, Sur de México, Perú, Venezuela. (Guglielmone *et al.*, 2003; Jones *et al.* 1972; Kohls *et al.* 1965, USDA, 1976).

Importancia de las garrapatas Argasidae:

Tanto las especies del género *Argas* como las de *Ornithodoros* afectan de preferencia las aves domésticas, silvestres y marinas, pero también pueden afectar otras especies animales y a humanos y, como en la mayoría de ellas los hábitos de alimentación son nocturnos, ocasionan a los hospederos irritación y anemia severa. Los efectos de la infestación con garrapatas blandas se traducen en daño al tejido por las piezas bucales, reacción inflamatoria a la saliva, pérdida de sangre, toxicosis, inmunosupresión y transmisión de enfermedades (Sarwar, 2017). Sin embargo, son pocos los estudios reportados sobre la importancia de los Argasidae en la salud humana y animal lográndose mencionar en el caso de las especies de *Argas* la transmisión de Rickettsias como *Aegyptianella pulorum*; Borrelias, entre ellas *Borrelia anserina* y *Pasteurellas*, especialmente *Pasteurella multocida*. (Sucin, 1982; Hoogstraal, 1985).

En las especies de *Ornithodoros* también es muy fragmentaria la bibliografía existente. De especial interés se mencionan los reportes de Wada *et al.* (1976) sobre el aislamiento de un togavirus de *Ornithodoros coriaceus* de vacas que abortaron. El virus que ocasiona la enfermedad de lengua azul de los bovinos ha sido aislado de *Ornithodoros coriaceus* y *O. puertoricensis*, según reporte de varios autores entre ellos Hess *et al.* (1987) y Buttler *et al.* (1985), citados por Guglielmone *et al.* (2003).

Algunos autores mencionan a *Ornithodoros turicata* como vector de la Fiebre Recurrente en Humanos y el Virus de la Peste Porcina Africana (Donaldson *et al.*, 2016.).

Una revisión realizada por Sarwar (2017), involucra diferentes géneros de Argasidae en la transmisión de patógenos humanos así: Género *Argas* en la transmisión del Virus de Kyassanur Forest Disease, *Wolbachia persica*, Lake Clarendon Virus, Queranfil Virus e Issyk-Kul Virus; el género *Carios* en la transmisión de *Borrelia*, *Rickettsia*, *Coxiella* y West Nile Virus; el género *Ornithodoros* en la transmisión de Fiebres Recurrentes por diferentes especies de *Borrelia*. La transmisión de algunos de estos agentes, como el Kyassanur Disease Virus, Issyk-Kul Fever Virus y West Nile Virus, ha sido también reportada por Singh *et al.*, (1971) y Lafri *et al.* (2018). A continuación se describen, con un poco más de detalle, tres enfermedades de relevancia transmitidas por garrapatas Argasidae, así:

Fiebre Recurrente Endémica Transmitida por Garrapatas

Esta enfermedad se conoce también como Espiroquetosis, Tifo Recurrente y Borreliosis. La enfermedad es producida por la espiroqueta *Borrelia recurrentis*. Algunos autores mencionan otras especies como *Borrelia hermsii* y *Borrelia brasiliensis*, pero se considera que estas son variantes de *B. recurrentis*. La distribución de la enfermedad es prácticamente mundial, con excepción de Australia, Nueva Zelanda y Oceanía. En América se presentan casos esporádicos en Estados Unidos, Canadá, México, Guatemala, Panamá, Colombia, Venezuela, Ecuador y Argentina. (Acha & Szyfres, 1988, USDA, 1976).

El hombre es infectado principalmente al penetrar en focos naturales donde son picados por garrapatas del género *Ornithodoros*, que sirven de reservorio y a la vez, vectores de la *Borrelia*. Estas garrapatas se encuentran en madrigueras y refugios de roedores y ofidios al igual que en porquerizas rústicas. Algunos animales pueden ser infectados pero no parecen sufrir la enfermedad. Algunas especies de *Ornithodoros*, como *O. moubata* son del continente africano, pero especies como *O. rudis*, *O. talaje* y *O. turicata*, habitan en América Latina (USDA, 1976; Betancourt, 1980a; Acha & Szyfres, 1988).

Los síntomas principales en el hombre son: fiebre, escalofríos, sudoración, vértigo, cefalalgia, mialgias, vómito y, a veces eritema, epistaxis e ictericia. El diagnóstico se realiza por demostración del agente causal en la sangre en campo oscuro o en extendidos teñidos con Giemsa o Wright, como también por inoculación de ratones (Acha & Szyfres, 1988, USDA, 1976).

Fiebre Q

Esta enfermedad, conocida también como “Neumorrickettsiosis”, “Coxiello-sis” y “Fiebre de Mataderos”, es causada por la rickettsia *Coxiella burnetti*. La enfermedad tiene una distribución mundial y parece ser más frecuente entre personal de mataderos como operarios, técnicos y veterinarios encargados

de inspección de carnes. Igualmente se puede presentar en personas que manipulan lana, huesos, placentas y líquidos amnióticos o pieles y se considera que la vía principal de transmisión es contaminación con aerosoles originados con procesamiento de esos materiales. Igualmente están a riesgo los trabajadores de ganaderías tanto bovinas como ovinas y caprinas (Duron *et al.* 2015).

Tanto el hombre como los animales domésticos se pueden infectar; en esos últimos no parece causar enfermedad grave, aunque en los bovinos, en el continente europeo, se pueden presentar abortos. En estos ruminantes, el agente se localiza en la glándula mamaria, ganglio supramamario y placenta, con eliminación por líquido amniótico, heces y orina. Algunos animales silvestres como aves, ofidios, anfibios y roedores pueden ser también infectados y servir como reservorios potenciales. Aunque varias especies de garrapatas Ixodidae y Argasidae (*Ornithodoros hermsii*, *O. moubata*) parecen hospedar el agente causal, no son los principales transmisores. Más de 40 especies de garrapatas portan *Coxiella burnetti* o *C. burnetti*-like organismos, pero no son vectores competentes. Duron *et al.*, (2015).

En el hombre la enfermedad cursa con fiebre, escalofríos, sudoración profusa, malestar, anorexia, mialgias, náuseas, vómito, cefalalgia, dolor retroorbital, tos leve y a veces dolor torácico y diarrea. A diferencia de otra rickettsiosis, no hay erupción cutánea. Algunas lesiones pueden ser: Neumonitis, endocarditis y afección hepática. Duron *et al.*, (2015).

El diagnóstico se puede realizar por Fijación de Complemento, Aglutinación Capilar, Inmunofluorescencia Indirecta, inoculación de ratones, cobayos y huevos embrionados (Acha & Szyfres, 1988).

Espiroquetosis Aviar

Esta es una enfermedad septicémica de las aves causada por la bacteria *Borrelia anserina*, una espiroqueta móvil de 0.2 a 0.3 X 8 a 20 µm con flagelos piroplasmicos o filamentos axiales. La enfermedad afecta a gallinas, pavos, patos, gansos, faisanes y otras aves, El agente causal es transmitido por garrapatas blandas como *Argas persicus*, *A. sanchezi*, *Argas reflexus* y *Argas miniatus* y se encuentra en Asia, Medio Este y América. (Dinev, 2022).

La infección cursa con depresión, paresia, parálisis y cambios inflamatorios en órganos parenquimatosos y tracto gastrointestinal. Las lesiones más comunes son: agrandamiento del bazo con aspecto marmóreo, hepatomegalia y enteritis mucoide color bilis. (Dinev, 2022).

El diagnóstico de la enfermedad se basa en los síntomas y lesiones y el microorganismo se puede observar en frotis sanguíneos o de material de las lesiones coloreados con Giemsa. El tratamiento se realiza con compuestos arsenicales o antibióticos como tilosina, tetraciclina y penicilina, siendo efectivos en la fase temprana de la enfermedad. La prevención incluye principalmente el control de las garrapatas vectoras; algunas vacunas se produjeron en el pasado pero su protección es de corta duración. (Dinev, 2022).

Bibliografía

- ACHAPN & AMP; SZYFRES B. (1988). Zoonosis y enfermedades transmisibles comunes al hombre y a los animales. 2 nd Ed. Organización Panamericana de la Salud OPS. Washington D.C. pp. 90-93.
- ALMANZA C, GONZÁLEZ-ÁLVAREZ VH, FERNANDEZ DE MENA IG, CABEZAS-CRUZ A, RODRÍGUEZ-MARTINEZ R & DE LA FUENTE J. (2016). Molecular identification and characterization of *Anaplasma platys* and *Ehrlichia canis* in dogs in Mexico. Ticks and Tick- Borne Diseases. 7(2): 276-283.
- APHIS (2009). Equine Piroplasmosis. Aphis Fact Sheet. December (2009). 2 p.
- ARCILA V, DÍAZ S & SÁNCHEZ M. (2005). *Hepatozoon canis* en Colombia. Spei Domus, 1(1): 40-45.
- ARROYAVE E, CORNWELL ER, McBRIDE JW, DÍAZ CA & LABRUNA MB. (2020). Detection of tick-borne rickettsial pathogens in naturally infected dogs and dog-associated ticks in Medellín, Colombia. Rev. Brasil. Parasitol. 29(3).
- AVILA PLS, ACEVEDO RA, JURADO GJA, POLANCO ED, VELASQUEZ VR & ZAPATA SR. (2013). Infección por hemoparásitos en caprinos y ovinos de apriscos de cinco municipios del Noroeste de Antioquia (Colombia). Rev. CES Med. Vet. Zootec. 18(1).
- BADILLO-VILORIA M, DÍAZ-PERTEZ A, OROZCO-SANCHEZ E & DE LAVALLE-GALVIS R. (2017). Infection by *Ehrlichia canis* and *Anaplasma* sp. in dogs attended in Veterinary Clinics, Barranquilla. Rev. MVZ Córdoba, 22: 6023-6031.
- BARROS- BATTESTI, D. M. (2006). Garrapatos de Importância Médico-Veterinária da Região Neotropical: Um guia ilustrado para identificação de espécies; por Darci Moraes Barros- Battesti, Márcia Arzua e Gervásio Henrique Bechara. São Paulo, Vo/ICTTD-3 Butantan, 223 p. Ilust.
- BATISTA JA. (1980). Prevalencia de parásitos hemáticos en caninos del Departamento de Córdoba. Tesis MV. Universidad Nacional, Bogotá, Colombia.
- BEARD CB, BONILLA DL, EGIZI AM, FONSECA DM, MERTINS JW, BACKENSON, BP *et al.* (2018). Multistate infestation with Exotic disease – Vector Tick *Haemaphysalis longicornis* – United States, August 2017 – September 2018 MMWR Morbidity and Mortality Weekly Report 67: 1310-1313.

- BENAVIDES O, E. 1985. Consideraciones con relación a la epizootiología de anaplasmosis y babesiosis en los bovinos. Revista ICA, 20: 69-75
- BENAVIDES, O.E & POLANCO PN. (2017). Epidemiología de hemoparásitos y endoparásitos en bovinos de zonas de reconversión ganadera en La Macarena (Meta, Colombia). Rev. Med. Vet. (34):115-136.
- BENAVIDES OE, ROMERO PJ & VILLAMIL JL. (2016). Las garrapatas del ganado bovino y los agentes de enfermedad que transmiten en escenarios epidemiológicos de cambio climático. Guía para el manejo de garrapatas y adaptación al cambio climático. San José, Costa Rica: Universidad de la Salle-IICA. 96p
- BENAVIDES OE, LÓPEZ M & ALAYON L.G. (2011). Enfermedades del ganado en la región de la Macarena (Meta). Un ejercicio de epidemiología participativa. Rev. Med. Vet. 21:41- 62.
- BENAVIDES J.A & RAMÍREZ GF. (2003). Ehrlichiosis canina reporte de un caso. Rev. Col. C. Pec, 16(3): 32-36.
- BENAVIDES O.E. (1999). Enfermedades en equinos causadas por protozoarios y rickettsias. En: Memorias I Seminario de Actualización en Epidemiología Veterinaria y Enfermedades Exóticas. Gobernación de Cundinamarca-UDCA. Santafé de Bogotá, mayo de 1999, p. 3.
- BENAVIDES O, E. (1985). Consideraciones con relación a la epizootiología de anaplasmosis y babesiosis en los bovinos. Revista ICA, 20: 69-75.
- BETANCOURT A. 1980a. *Ornithodoros talaje* (Guerin) en Córdoba. ACOVEZ CORDOBA, Boletín 002: p 2.
- BETANCOURT, A. (2011). Vectores y Cambio Climático. En: III congreso Latino americano de Enfermedades Rickettsiales. Rev. Biomédica. 31 (sup 1)48- 54.
- BETANCOURT, A. (1992). Situación actual de las garrapatas en Colombia. 17pp. Conferencia en I Foro Nacional sobre la situación de las Garrapatas y Moscas en la Ganadería. Santafé de Bogotá, Julio 29 de 1992.
- BETANCOURT, J.A. (1989). Epidemiología de la Anaplasmosis bovina en Colombia. En: memorias seminario internacional sobre diagnóstico, epidemiología y control de enfermedades hemoparasitarias. ICA - GTZ. Palmira, noviembre 22 -24 p 12-40.
- BLANCO MR, CARDONAAJ & VARGAS VM. (2015). Prevalencia de parásitos hemotrópicos endoglobulares en bovinos Gyr puros en Córdoba, Colombia. Rev. Med. Vet. 31: 67-74.
- BOCK R., JACKSON L., DE VOS A.J. & JORGENSEN W. (2008). Babesiosis of cattle. In: Ticks: Biology, Disease and Control, Bowman A.S. & Nuttall P.A., eds. Cambridge University Press, Cambridge, UK, 281–307.
- BONILLA-ALDANA BK, POMARES-CANTILLO LH, BELTRÁN-SÁNCHEZ CA, BETTIN-MARTÍNEZ AC, CAMPO-URBINA ML and others. (2020). Molecular detection of Anaplasma spp in domestic dogs from urban areas of Soledad, Atlántico, Colombia. Le Infezioni in Medicina. 3: 373-383.
- BOZA- CORDERO, R. (2011). Enfermedad de Lyme (Borreliosis de Lyme) en Costa Rica. Acta méd. Costarric. Vol 53No 1 (Caso clínico).

- BRITES-NETO J, DUARTE KM, MARTINS TF. (2015). Tick-borne infections in human and animal population worldwide. *Vet World*;8(3):301-15. 2. de la Fuente J, Estrada-Pena A, Venzal JM,
- CABRERA-JARAMILLO A, MONSALVE S, ARROYAVE E & RODAS JD. (2022). Prevalence of *Ehrlichia canis* and *Hepatozoon canis* in sheltered dogs In Sothern Aburrá Valley, Colombia. *Rev. Colombiana de Ciencias Pecuarias*.(35):2. 82-92 Abril-junio
- CADAVID GVA, FRANCO EYM & MORALES ZLM. (2011). Frecuencia de presentación de Ehrlichiosis canina en la Clínica de Pequeños Animales de la Universidad de Antioquia, en el período comprendido entre enero a junio de 2011. Tesis MV Universidad de Antioquia, Medellín, Colombia.
- CALA DDL, NOGUERA GAK, ÁLVAREZ NC & AGUINAGA JY. (2018). Primeros casos de infección canina con *Hepatozoon canis* en la ciudad de Cúcuta, Colombia. *Rev. Investig. Vet. Perú*. 29(4).
- CARTAGENA YLM, RIOS OCA & CARDONAAJA. (2015). Seroprevalencia de *Ehrlichia canis* en perros con sospecha de infección por patógenos transmitidos por garrapatas en Medellín. *Rev. de Med. Vet*, 29: 2012-2014.
- CARVAJAL NLE. (2018). Evaluación de la presencia de *Babesia sp.*, en ovinos del municipio de Montelíbano, Departamento de Córdoba, Colombia. Tesis MSc Microbiología, Universidad Nacional de Colombia, 78 p.
- CHARLES RA, BERMÚDEZ S, BANOVIC P, OBREGÓN AD, DÍAZ-SÁNCHEZAA, CORONA-GONZALEZ B and others. (2021). Ticks and Tick-borne diseases in Central América and the Caribbean: A One Health Perspective. *Pathogens*, 10(10): 1273
- CORONA, B., RODRÍGUEZ, M., MARTÍNEZ, S. (2004). Anaplasmosis bovina (bovine anaplasmosis) revista electrónica de veterinaria, Vol 6, N°4, p 1-27.
- CORRIER DE. (1975). The epidemiology of bovine anaplasmosis and babesiosis in the lowland tropics of Colombia. En: Wells, EA. (Ed.) 1975. Workshop on hemoparasites (Anaplasmosis and Babesiosis). CIAT, Cali, Colombia, pp. 23-48.
- CORTÉS VJA, BETANCOURT EJA, ARGUELLES CJA & PULIDO HLA. (2010). Distribución de garrapatas *Rhipicephalus (Boophilus) microplus* en bovinos y fincas del Altiplano Cundiboyacense (Colombia *Rev. Corpoica Ciencia y Tecnología Agropecuaria*, 11(1): 73-84.
- DE CASTRO J. (1997). Sustainable tick and tick-borne disease control in livestock improvement in developing countries. *Vet Parasitol.*, 71: 77-97.
- DÍAZ,JS.; CATAÑO, JC. (2010). Fiebre Manchada de las Montañas Rocosas: ni tan manchada ni tan montañosa como pensábamos. *Asociación Colombiana de Infectología. Rev. Infectio*. 14(4) 264- 276.
- DINEV,I. (2015). Enfermedades de las aves. [Espiروquetosis el sitio avicola.-com/publications/6/enfermedades-de-las-aves/261/espiroquetosis/](https://com/publications/6/enfermedades-de-las-aves/261/espiroquetosis/)
- DONALDSON TG, PEREZ E LEÓN AA, LI AY, CASTRO-ARELLANO I, WOSNIAK E *et al.* (2016). Assessment of the geographic distribution of *Ornithodoros truncatus* (Argasidae): Climate variation and host diversity. *PLOS Neglected Tropical Diseases* 10(2).

- DURON O, SIDI-BOUMEDINE K, ROUSETT E, MOUTAILLER S & JOURDAIN E. (2015). The importance of ticks in Q Fever transmission: What has (and has not) been demonstrated?. Trends in Parasitology. Elsevier 31(11): 536-552.
- EIRAS DF. (2018). Aspectos diagnósticos y epidemiológicos de la piroplasmosis canina en áreas urbanas del Sur del Gran Buenos Aires. Tesis MV. Facultad de Ciencias Veterinarias, Universidad Nacional de la Plata.
- FAO, (1984). Ticks and Tick-Borne disease control. A practical field manual. Vol I, pp 6-7.
- FORLANO M & MELÉNDEZ R. (2013). Diagnóstico de *Hepatozoon* spp en perros (*Canis familiaris*) y sus vectores en áreas rurales de los estados Lara y Yaracuy, Venezuela. Rev. Fac. Ciec. Vet. 5(2):131.
- FRIEDHOFF, K. T. (1988). Transmission of *Babesia*. in: Babesiosis of Domestic Animals and Man. Ristic. M (Ed.),ed. CRC Press. Boca Ratón: Florida, usa, crc Press (pp. 23-52).
- GUAMAN-QUINCHE, F., SARANGO- GUAMAN, D., GUERREO P., A. (2020). Prevalencia de hemoparásitos en bovinos de carne en la Comunidad Cocha del Betano, Ecuador. Rev., Arbitrada Interdisciplinaria Koinonia. 5(2).
- GÓMEZ Ch MG. (2020). Hemoparásitos en ovinos (*Ovis orientalis*) en la Hacienda Meibac, Canton Lomas de Sangatilo. Tesis MVZ, Universidad Agraria del Ecuador. 79 p.
- GUGLIELMONE, AA; ESTRADA- PEÑA, A., KEIRANS, J.E., ROBBINS, R.G. (2003). Ticks (Acari: Ixodida) of the Neotropical zoogeographic region. Publication by the International Consortium on Ticks and Tick- borne diseases (ICTTD- 2) Neth 173p.
- GUGLIELMONE, A. (1995). Epidemiology of Babesiosis and Anaplasmosis in South and Central America. Vet. Parasitol.: 57:109- 119.
- GUGLIELMONE AA, MANGOLD AJ, BERMUDEZ AC, HADANI, A. (1985). Detección de merozoitos grandes (vermiculos) de *Babesia* en teleoginas de *Boophilus microplus* alimentadas sobre terneros con distintos niveles de parasitemia de *Babesia bigemina* y *Babesia bovis*. Revista Ibérica de Parasitología, 454: 303-311
- GUTIÉRREZ CN, PEREZ YL & AGIELA IF. (2016). Ehrlichiosis canina. Saber 28(4).
- HIDRÓN, B. A.; MUÑOZ, R. F.; VEGA, M.J. (2014). Primer caso de Ehrlichiosis monocítica humana reportada en Colombia. Rev. Infectio. Vol 18 (4) p 162166.
- HOOGSTRAAL H & KIM KC. (1985). Tick and mammal coevolution, with emphasis on *Haemaphysalis*. In: Kim KC (Ed.) Coevolution of Parasitic Arthropods and Mammals. John Wiley and Sons, New York, 505-568.
- HURTADO AG, DE CASTELLANOS D & ORREGO UA. (1990). Prevalencia de varias entidades patológicas en bovinos del Magdalena Medio. Rev. Colombiana de Información Científica.
- IBRAHIM MB. (2010). Molecular detection of *Ehrlichia ruminantium* in Al Gezira State, Sudan. MSc. Dissertation Fac. of Vet. Medicine, University of Khartoun. 51 p.

- ICA. (2017). Muerte de ovinos y caprinos en coregimienos de Valledupar es por parásitos. Rev. ICA.
- ICA-GTZ, (1982/1983/1984). Resultados de una encuesta realizada sobre producción y salud animal en Córdoba, Montería, Colombia, 129 pp.
- ISAZA DR & GRAJALES PLM. (2015). Prevalencia de infección por hemo-parásitos de caninos que fueron atendidos en una clínica veterinaria de la ciudad de Medellín, durante el período comprendido entre Agosto de 2011 y Julio de 2013. Tesis Pregrado Corporación Universitaria Lasallista.
- JIMÉNEZ A, GARCÍA A, ANGULO C & GÓMEZ J. (2017). Detección por PCR de *Anaplasma* spp en caprinos del municipio de Los Santos, Santander, Colombia. Spei Domus, 9(19): 11-16.
- JOHNSON NN, MAYER DG, MATSCHOSS AL, GREEN PE, ANSELL J.(1998). Production effects of cattle Tick (*Boophilus microplus*) infestation on cattle, with particular reference to Bos indicus cattle and their crosses. Vet Parasitol 137:1-4.
- JONES JE, CLIFFORD CM, KEIRANS JE & KHOLS GM. (1972). The ticks of Venezuela (Acarina: Ixodoidea) with a key to the species of *Amblyomma* in the Western Hemisphere. Brigman Young University Sciences Bulletin. Biological Series 17(4): 1-40.
- KELLY PJ, LUCAS H, YOWELL Ch, BEATIL and others. (2011). *Ehrlichia ruminantium* in *Amblyomma variegatum* and domestic ruminants in the Caribbean. J. Med. Entomol., 48(2): 485-488.
- KJEMTRUP AM & CONRAD PA. (2000). Human babesiosis: an emerging tick-borne disease. Intl. J. Parasitol. 30: 1323-1337.
- KOCAN KM, SONENSHINE DE. (2008). Overview: Ticks as vectors of pathogens that cause disease in humans and animals. Front Biosci; 13:6938–6946.
- KOCAN KM, HAIR JA, EWING SA & STRATTON LG. (1981). Transmission of *Anaplasma marginale* Theiler by *Dermacentor andersoni* Stiles and *Dermacentor variabilis* (Say). Am. J. Vet. Res. 42. 15-18.
- KOHLS GM, SONSHINE DE & CLIFFORD CM. (1965). The systematics of the subfamily Ornithodorinae (Acar: Argasidae). II. Identification of the larvae of the Western Hemisphere and description of three new species. Ann. Entomol. Soc.Am. 58: 331-364.
- KUBOLD AM, MARTÍNEZ D, CAMUS E & JONGEJAN F. (1992). Distribution of heartwater in the Caribbean determined based on detection of antibodies to the conserved 32-kilodalton protein of *Cowdria ruminantium*. J. Clinical Microbiology, 30(7).
- KUTTLER KL, ADAMS LG & ZARAZAH. (1970). Estudio epizootológico del *Anaplasma marginale* y del *Trypanosoma theileri* en Colombia. Rev. ICA, 5: 127-148.
- LAFRI I, BENREDJEM W, NEFFAH BAAZIZ N, LALOUT R, ABDELOUAHED K et al. (2018). Inventory and update on Argasid Ticks and associated Pathogens in Algeria. New Microbes New Infect.,23: 110-114.

- LÓPEZ R & SOLER TD. (2020). Ehrlichiosis canina y su contextualización en Colombia. En: Posada, A.S., Cabrera, J.A. & Monsalve, B.S. 2020. Enfermedades Rickettsiales en Latinoamérica. Fondo Editorial Biogénesis. Pp. 64-83.
- LÓPEZ V. G., PARRA H. G.J. (2017). Parásitos externos de importancia en Medicina Veterinaria. Medellín, Universidad CES 216 p.
- LÓPEZ, G. (2009). Babesiosis. En: Enfermedades tropicales. Universidad CES (Colombia). 1° ed. p109- 113.
- LÓPEZ-VALENCIA G, VIZCAÍNO-GERDTS O. (1992). Transmisión transovárica de *Anaplasma marginale* por la garrapata *Boophilus microplus*. Rev. ICA Colombia; 27:437-443.
- LÓPEZ VG, JIMÉNEZ C, VÁSQUEZ W & PELÁEZ P. (1989). Distribución de garrapatas en 61 municipios de Antioquia y efectividad de los ixodicidas comerciales sobre *Boophilus microplus*. Resultados fase III. Secretaría de Agricultura de Antioquia e Instituto Colombiano Agropecuario ICA, 43 p.
- LÓPEZ, VG. (1980). Bioecología y Distribución de garrapatas en Colombia. En: Control de garrapatas. Instituto Colombiano Agropecuario ICA. Compendio N°. 39. Septiembre. PP.: 33- 43.
- MAJONEY, D: F. (1977). *Babesia* of Domestic Animals. In: Parasitic Protozoa (edited by Krier, J:P) Academic Press. New York: 4:1- 52
- MARTÍNEZ CE. (2019). Evaluación molecular de *Ehrlichia canis* y *Babesia canis* en caninos militares de la Fuerza Aérea Colombiana. Tesis MSc. Universidad de la Salle, Montería, Colombia.
- MATEUS-ARDILA A, CALA FA, VARGAS G, ARCILA QVH & CASTELLANOS V. (2007). Reporte de casos clínicos de *Hepatozoon canis* en el Centro Médico Quirúrgico de la Universidad Cooperativa de Colombia (UCC). REVET 8(5): 1-12.
- MATTAR S, MIRANDA J, RÍOS R. (2017). Zoonosis emergentes y reemergentes. Ed. Gráficas del Caribe; p16.
- MATTAR, S. and LÓPEZ G. (1998). Searching for Lyme disease in Colombia: a preliminary study on the vector. J. Med. Entomol. 35(3): 324-326.
- MCCOSKER. (1981). "The global importance of babesiosis, in: Ristic, M. and Kreier, J.P. ed. Babesiosis, Academic. Press. New York, 1-24.
- McCOWN ME, ALLEMAN A, SAYLER KA, CHANDRASHAKAR R, THATCHER B and others. (2014). Point prevalence for tick-borne pathogens in military working dogs, shelter animals and pet populations in Northern Colombia. J. Special Operations Medicine. 14(8): 53-57.
- MIRANDA J & MATTAR S. (2015). Molecular detection of *Anaplasma* sp and *Ehrlichia* sp in ticks collected in domestic animals in Colombia. Tropical Biomedicine, 32(4): 726-735.
- MIRANDA, J., MATTAR, S., PERDOMO, K., PALENCIA, L. (2009). Seroprevalencia de Borreliosis, o enfermedad de Lyme, en una Población Rural Expuesta de Córdoba, Colombia. Rev. Salud publica Vol 11 No. 3 Bogotá May/june.

- MONTENEGRO TJV. (2022). Estudio de prevalencia y factores de riesgo asociados a hemoparásitos en bovinos de Villavicencio, Colombia. Trabajo de Pregrado MV Universidad de Ciencias Aplicadas y Ambientales –UDCA- Bogotá.
- MSD. (2020). Canine babesiosis in the developed world. MSD Animal Health, 31 p.
- NAVA,S., BARBIERI, A.R., MAYA,L.,COLINA,R.,MANGOL,A.J.,LABRUNA ,M. B.,VENZAL, J.M. (2014) *Borrelia* infection in *Ixodes parvicinus* ticks (Acari: Ixodidae) from northwestern Argentina. *Acta Tropica* 139: 1-4 (Noviembre).
- NARANJO FEE & ZULETA LLM. (2017). Evaluación de hemoparásitos en pequeños rumiantes ovino-caprinos en el municipio de Turbaco, Bolívar, en la finca La Concepción. Proyecto de Grado Universidad Nacional Abierta y a Distancia (UNAD). 27.P.
- NORMAN V & SHAYAN P. (2010). A new PCR-RFLP method for detection of *Anaplasma marginale* based on 16S Rna. *Vet. Res. Commun.* 34: 43-50.
- NOWAK F.(1990). Investigaciones epidemiológicas en fincas ganaderas en el Valle del Sinú Medio, (Córdoba, Colombia). En: OTTE E. 1992. Anaplasmosis y babesiosis bovina en Colombia. Informe Técnico No. 12. Proyecto Colombo-Alemán ICA-GTZ “Introducción de un Sistema de Asistencia Técnica Integral Pecuaria”. Instituto Colombiano Agropecuario , ICA/Deutsche Gesellschaft für Zusammenarbeit, GTZ. Santa Fé de Bogotá, Colombia, pp 83-115.
- OAKES VJ, YABSLEY MJ, SCHWARTZ D, LeROITH T, BISSET T, BROADBENT C and others. (2019). *Theileria orientalis* Ikeda genotype in cattle, Virginia, USA. *Emerging Infectious Diseases* , 25: 1653-1659
- ORGANIZACIÓN INTERNACIONAL DE EPIZOOTIAS - OIE, (2015). Anaplasmosis Bovina. In: Manual Terrestre de la OIE,. Sección 3.4 BOVIDAE, Capítulo 3.4.1. pp. 1-16.
- ORGANIZACIÓN INTERNACIONAL DE EPIZOOTIAS- OIE- (2013). Bovine Babesiosis. Aetiology Epidemiology Diagnosis Prevention and Control Referencias. Manual de la OIE sobre Animales Terrestres. 5 p.
- ORGANIZACIÓN INTERNACIONAL DE EPIZOOTIAS - OIE (2004). Manual of Diagnostic Tests and Vaccines for Terrestrial Animals (Mammals, Birds and Bees) 5th Ed. Vol:1 & 2. World Organization for Animal Health. ISBN 92 9044 622 6. €140.
- ORGANIZACIÓN INTERNACIONAL DE EPIZOOTIAS- OIE (2003). Babesiosis. Elisa competición de normas biológicas para la detección de piroplasmosis equina. Comisión de normas biológicas. septiembre.
- ORTIZ-RUIZ YF & HERNÁNDEZ-FONSECA Y. (2015). Prevalencia de hemoparásitos (*Anaplasma*, *Babesia*, *Trypanosoma*) en bovinos, equinos, caprinos y ovinos en seis fincas del municipio de León, La Paz Centro, Nicaragua, en el período Agosto-Noviembre de 2015. Tesis MV Universidad Nacional Autónoma de Nicaragua (UNAN), 48 P.

- PALACIOS R, OSORIO LE, GIRALDO LE, TORRES AJ, PHILIPP MT, OCHOA MT. (1999). Positive IgG western blot for *Borrelia burgdorferi* in Colombia. Mem Inst Oswaldo Cruz; 94:499-503.
- PANTI-MAY JA & RODRÍGUEZ-VIVAS RI. (2020). Canine babesiosis: A literature review of prevalence, distribution and diagnosis in Latin América and the Caribbean. Veterinary Parasitology: Regional Studies and Research, 21(July).
- PARDINI AD. (2000). The pathology and pathogenesis of canine cerebral babesiosis. MSc. Dissertation. Faculty of Veterinary Medicine, University of Pretoria. 84 p.
- PARDO MDM, RUIZ MF & MUÑOZ JI. (2016). Diagnóstico de Hepatozoon canis en caninos domésticos de Esperanza (Santa Fe), Argentina. Rev. UDCA 1-25.
- PÉREZ-MACCHIS S, PEDROZO R, BITTENCOURT P & MULLER A. (2019). Prevalence, molecular characterization, and risk factor analysis of *Ehrlichia canis* and *Anaplasma platys* in domestic dogs from Paraguay. Microbiology and Infectious Diseases, 62: 31-39.
- PESAPANE R, FOLEY J, THOMAS R & CASTRO L. (2019). Molecular detection and characterization of *Anaplasma platys* and *Ehrlichia canis* in dogs from northern Colombia. Veterinary Microbiology, 233: 184-189.
- PROZESKY L, DU PLASSIS JL & BISALKI RD. (1987). Heartwater: The development and life cycle of *Cowdria ruminantium* in the vertebrate host, ticks, and cultured cells. Onderstepoort J. Vet. Res. 54.
- PURNELL RE. (1981). Babesiosis in various hosts. In: Ristic M & Krier JP. 1981. Babesiosis. Academic Press London pp. 25-63.
- QUICK, R. E., HERWALDT, B. L., THOMFORD, J. W., GARNETT, M. E., EBERHARD, M. L., WILSON, M., SPACH, D. H., DICKERSON, J. W., TELFORD, S. R., STEINGART, K. R., POLLOCK, R., PERSING, D. H., KOBAYASHI, J. M., JURANEK, D. D., & CONRAD, P. A. (1993). Babesiosis in Washington State: A New Species of Babesia. Annals of Internal Medicine, 119(4), 284–290.
- RÍOS OLA, ZAPATA SR, REYES J, MEJIA J & BAENAA. (2010). Estabilidad enzoótica de babesiosis bovina en la región de Puerto Berrío, Colombia. Revista Científica FCV-LUZ, 20(5): 485-492.
- RÍOS L, ÁLVAREZ G & BLAIR S. (2003). Serological and parasitological study and report of the first case of human babesiosis in Colombia. Rev. Soc. Brasil Med. Trop., 36(4): 493-498.
- RÍOS LA, CASTILLO JM, ÁLVAREZ G, BLAIR S, BENAVIDES E & BRITO CM. (2000). Report of the first cases of human babesiosis in Colombia. In: Proc. XV International Congress for Tropical Medicine and Malaria. Cartagena de Indias, agosto 20-25.
- RISTIC, M. Y WATRACH, A. M. (1963). Anaplasmosis. VI. Studies and hypothesis concerning the cycle of development of the causative agent. Am. Vet. Res. 24: 267-277.

- ROBLEJO-ARIAS L, DÍAZ-CORONA C, DÍAZ-SÁNCHEZ AA, LOBO-RIVERO E and others (2021). Ocurrencia de *Babesia spp* en perros sin dueño de LA Habana, Cuba. Rev. De Salud Animal, 43(2).
- RODRÍGUEZ MAJ. (2007). Global theme issue on poverty and human development. Epidemiología de la babesiosis: Zoonosis Emergente. Acta Científica Estudiantil, 5(4): 132-138.
- RODRÍGUEZ-VIVAS RI; PÉREZ DE LEON AA &, OJEDA-CHI MM. (2019). La garrapata de cuernos largos (*Haemaphysalis longicornis*): especie exótica invasora que amenaza la salud pública y animal en México. Bioagrociencias, 12(2): 9-18.
- ROJAS, M. E.; DOMÍNGUEZ, P.; GARCÍA, M.; CRUZ-VÁZQUEZ, C.; FIGUEROA, J. Y RAMOS, AJA. (2004). Prevalencia e incidencia de *Babesia bovis* y *Babesia bigemina* en un hato bovino en Axochiapan, Morelos. Avanz. Invest. Agropec.: 8(2):1-8.
- RUIZ P.K.A (2019). Diagnóstico de hemotrópicos en *Ovis orientalis aries* del cantón Colimanes mediante frotis sanguíneo, utilizando dos tipos de la tinción Romanowski. Tesis MVZ. Universidad de Guayaquil, 72 p.
- SAAD, F., KHAN, K., ALI, SH. and AKBAR.N. (2015). 938 Review Article Zoonotic significance and Prophylactic Measure against babesiosis. Int.J. Curr.Microbiol. App.Sci (2015) 4(7): 938-953
- SANABRIA GLC. (2020). Babesiosis en caninos: Hallazgos semiológicos y pruebas complementarias de laboratorio para su diagnóstico. Tesis MV. UDCA, Bogotá. 58 p.
- SANTODOMINGO A, SIERRA-OROZCO K, COTES-PERDOMO A & CASTRO LR. (2019). Molecular detection of rickettsias *Anaplasma platys* and *Theileria equi* in ticks collected from horses in Tayrona National Park, Colombia. Expl. Appl. Acarology. 77:411-423.
- SARACHO MN, SEBASTIÁN P., CARVALO, L.A., GUARDIA, C.L., MASTROPAOLO, M., MANGOLD A.J., VENZAL J.M., NAVA, S. (2004). Presence of *Borrelia* in different populations of *Ixodes parvicornis* from northwestern Argentina. Ticks Tick Borne Dis. Jun.; 8(4): 488- 493.
- SARWAR M. (2017). Status of Argasid (Soft) ticks (Acari: Parasitiformes: Argasidae) in relation to transmission of human pathogens. Intl. J. of Vaccines and Vaccination, 4(4):
- SCHOEMAN JP. (2009). Canine babesiosis. Onderstepoort J. Vet. Res. 76(1): 59-66.
- SCHOLTENS RG, BRAFF EH, HEALY GR, GLEASON N.A. (1968). Case of babesiosis in man in the United States. Am J Trop Med Hyg. 17:810–3.
- COLES GA, BROCE AB, LYSYK TJ, PALMER GH. (2005). Relative efficiency of biological transmission of *Anaplasma marginale* (Rickettsiales: Anaplasmataceae) by *Dermacentor andersoni* (Acari: Ixodidae) compared with mechanical transmission by *Stomoxys calcitrans* (Diptera: Muscidae). J. Med. Entomol. 42(4): 668- 75 jul.

- SINGH KRP, GOVERDHAN MK & BHAT UKM. (1971). Transmisión of Kyasanur disease Virus by the soft Tick *Argas persicus* (Ixodoidea: Argasidae). Indian Journal of Medical Research, 59(2): 213-218.
- SKAP V.; T. M.; BRAYTON K. A.; BROWN W. C.; AND PALMER G. H. (2004). "Expression of major surface protein 2 variants with conserved T-Cell epitopes in *Anaplasma centrale* vaccinates." Infection and Immunity 70(2): 642-648.
- SKRABALO Z & DEANOVIC Z. (1957). Piroplasmosis in man. Report on a case. Doc. Med. Georg Trop. 9: 11-16.
- SOLANO-GALLEGO L, SAINZ A, ROURA X, ESTRADA-PEÑA A & MIRÓ G. (2016). A review of canine babesiosis. The European perspective. Parasites and Vectors, 9, Article number 336.
- SOULSBY E.J.L. (1987). Parasitología y enfermedades parasitarias en los animales domésticos 7a ed. México. Interamericana, 823 pp.
- SUCIN M. (1982). Brote de espiroquetosis aviar en el Sud Oeste de la provincia del Chaco. Gac. Vet. 44: 830-831.
- STRAUCH A, CASTILLO UV, PIEDRAHITA D & CHAPARRO GJJ. (2018). Prevalencia de *Babesia caballi*, *Theileria equi* y tripanosomiasis y factores de riesgo en equinos de Antioquia, Colombia. Rev. UDCA Actualidad y Divulgación Científica. 21(2).
- SUÁREZ SFH, CÓRDOBA PJD & PINILLA GA. (2018). Actualización sobre Anaplasmosis bovina. Referencias para Consultorio MV. Edic. 49: 05/2018: 7-12.
- TARIGO JL. (2022). Cytauxzoonosis in cats. MSD Manual Veterinary Manual.
- TATEISHI V, LÍ E O, HOYOS SL, RIVERA GH, MANCHEGO SA. BARRIOS A. L., MORE B. 2015. Identificación hematológica y molecular de *Anaplasma platys* en caninos domésticos de Lima con signos clínicos compatibles con anaplasmosis. Rev Inv. Vet. Perú, 26(1): 111-118.
- TAYLOR, MA, COOP RL & WALL RL. (2007). Veterinary Parasitology. Third Ed. Blackwell Publishing Professional, Ames Iowa, USA. 874 pp.
- TENTER AM, OTTE MJ, GONZALEZ CA & ABUABARA Y. (1988). Prevalence of piroplasmosis in equines in the colombian province of Córdoba. Trop. Anim. Hlth. Prod. 20(2): 93-98.
- THOMAS RS, SANTODOMINGOAM & CASTRO LR. (2020). Molecular detection of *Babesia canis vogeli* and *Hepatozoon canis* in dogs in the department of Magdalena, Colombia. Rev. Med. Vet. 67(2).
- TORRES SMC. (2020). Estudio sobre prevalencia de hemoparásitos y factores de riesgo asiados a las infecciones en pequeños rumiantes del Nordeste de Colombia. Tesis MV, UDCA, 54 P.
- TROPBERGER G. (1987). Seroepidemiología de las infecciones por Babesia y Anaplasma bovinos en Colombia. Estudios longitudinales en terneros en algunas fincas seleccionadas. En: OTTE E. 1992. Anaplasmosis y babesiosis bovina en Colmbia. Informe Técnico No. 12. Proyecto Colombo-

- Alemán ICA-GTZ “Introducción de un Sistema de Asistencia Técnica Integral Pecuaria” Instituto Colombiano Agrpecuario ICA/ Deutsche Gesellschaft fur Technische Zusammenarbeit, GTZ, Santafé de Bogotá, Colombia, 1992,p.555-81.
- TUTALCHA, M.A. (2019). Prevalencia de la Babesiosis bovina spp en los municipios de Patía y Mercaderes, Cauca. Universidad del Cauca. Facultad de ciencias agrarias. Tesis de grado. 39 p.
 - USDA – United States Department of Agriculture – (1976). Ticks of veterinary importance. Animal & Plant Health Inspection Service. Animal Agriculture Handbook No. 485. 122 p.
 - VARGAS-HERNÁNDEZ G, ANDRÉ MR, CENDALES DM, MARQUES DE SOUSA KC, GONZALVES LR and others. (2016). Molecular detection of *Anaplasma* species in dogs in Colombia. Rev. Bras. Parasitol. 25(4).
 - VARGAS-HERNÁNDEZ G, ANDRÉ MR, FARIA JLM, MUNHOZ TD, HERNANDEZ-RODRIGUEZ M & MACHADO RZ. (2012). Molecular and serological detection of *Ehrlichia canis* and *Babesia vogeli* in dogs in Colombia. Vet. Parasitol. 186: 254-260.
 - VIZCAINO, (2010). Epidemiología, impacto de los hemoparásitos en la producción bovina y alternativas de control. Conferencia presentada en el IV Seminario de Actualización en el Aprendizaje de la Epidemiología Parasitaria Animal, Grupo “Gepalpa”, Villavicencio, Meta, octubre 22.
 - VIZCAINO G. O. & BENAVIDES O. E. (2004). Vacuna Anabasan, alternativa colombiana para prevenir el ganado bovino de la anaplasmosis y las babesiosis. Revista ACOVEZ, vol. 31 (1):7
 - VIZCAINO G.O & VERANO, M. (1993). Diagnóstico de babesiosis bovina. ICA. Programa Nacional de Parasitología. Informe anual.
 - VIZCAÍNO, O. (1980). *Anaplasmosis y babesiosis* en el ganado bovino. Control de garrapatas. ICA. 39: 59-79.
 - ZINTZ R.(1990). Investigaciones sobre la epidemiología de las hemoparasitosis en fincas productoras de leche en los departamentos del Valle y Quindío. En: Informe Técnico No. 12. Proyecto Colombo-Alemán ICA-GTZ “Introducción de un Sistema de Asistencia Técnica Integral Pecuaria” Instituto Colombiano Agrpecuario ICA/ Deutsche Gesellschaft fur Technische Zusammenarbeit, GTZ, Santafé de Bogotá, Colombia, 1992, pp. 117-164.
 - ZIPS S. (1989). Investigaciones epidemiológicas de la infección por *Babesia bovis* en Córdoba, Colombia. En: Informe Técnico No. 12. Proyecto Colombo-Alemán ICA-GTZ “Introducción de un Sistema de Asistencia Técnica Integral Pecuaria” Instituto Colombiano Agrpecuario ICA/ Deutsche Gesellschaft fur Technische Zusammenarbeit, GTZ, Santafé de Bogotá, Colombia, 1992, pp. 25-54.
 - ZULUAGA DE CADENA, A., BOTERO, F., HERRERA, W. L., ROBLEDO, J., CORTES, A., LOTERO, M: C. (2000). Enfermedad de Lyme: un caso comprobado en Colombia. Rev. CES Medicina vol14 (2): 44-50.



Capítulo V:

Control de Garrapatas

Introducción

Desde finales del siglo XIX la población bovina mundial aumentó considerablemente a fin de poder atender las necesidades de la población en los países recientemente industrializados. Debido a esa circunstancia se empezó a tener conciencia de la relación entre las garrapatas y las desastrosas epizootias de enfermedades hemoparasitarias por ellas transmitidas en los diferentes hatos. Lo anterior estuvo asociado con movimiento de razas selectas para producción de carne o de leche hacia zonas con garrapatas y posterior movimiento de los parásitos a zonas libres; esta circunstancia obligó a la implementación de medidas de control en los diferentes países, tanto en América, como en Europa y África. (Shaw, 1969, citado por George *et al.* 2008).

Durante muchos años se utilizó exclusivamente el control químico y, a medida que se desarrollaba resistencia de las garrapatas a los compuestos, surgieron otros sistemas de control como, por ejemplo: control biológico, microbiológico, esterilización de garrapatas, selección de razas de ganado resistentes, control estratégico, pastos antigarrapatas, rotación de productos, mezcla de acaricidas, control inmunológico a base de vacunas, entre otros sistemas. (López & Parra, 2017).

Si en esta época se combinaran debidamente los sistemas mencionados, sería una forma más efectiva de control, pero resulta indispensable conocer la especie de garrapata que se quiere controlar, en cuanto a su identificación, distribución y ciclo biológico. En opinión de Walker, (1975), “No existen dos especies de garrapatas exactamente iguales en cuanto a hábitos, ciclos de vida, distribución y habilidad para transmitir patógenos. Por lo tanto, es esencial,

cuando las dificultades se presentan, saber cuál es la garrapata que está causando problemas; con esa certeza y, si se dispone de información adecuada, es posible prevenir la aparición de mayores obstáculos en el desarrollo ganadero. Por ejemplo, cuando los animales son trasladados de una parte a otra dentro de un país, o región, el conocimiento de la clase de garrapata en la zona de destino y de las enfermedades que pueden transmitir, ayudaría a prevenir los problemas que se pueden presentar”.

En este capítulo se hará referencia a los sistemas utilizados a través de la historia.

CONTROL QUÍMICO

Principales moléculas empleadas a través del tiempo

El control de garrapatas con productos químicos se viene realizando desde finales del siglo XIX cuando se utilizaban extractos de tabaco, mezclas de alquitrán con aceite de linaza, grasa animal en mezcla con azufre, con petróleo o con kerosene. La dependencia del control químico sigue, sin embargo, inmodificable y, en forma permanente, los laboratorios hacen esfuerzos por probar nuevas moléculas y así, poder reemplazar las que han terminado su ciclo o, contra las cuales las garrapatas han desarrollado resistencia por la exposición continuada. El primer control con productos químicos se inició con derivados del arsénico en el año 1886 el cual tuvo excelente efectividad durante 40 años y fue retirado del mercado cuando apareció la resistencia de las garrapatas a ese principio activo (George *et al.* 2008).

En el año 1907 los Estados Unidos iniciaron una campaña para erradicar de su territorio las especies *Rhipicephalus microplus* y *R. annulatus*, mediante tratamientos por inmersión con productos arsenicales cada 15 días a todos los bovinos y otros animales susceptibles y en un área aproximada de 1.813.000 Km², campaña que terminó con completo éxito en 1960. Programas similares se intentaron en Australia, Islas Vírgenes y algunos países suramericanos sin ningún éxito. (Resma y Prakasan, 2020).

Para reemplazar los arsenicales surgieron los derivados **organoclorados** como primeros insecticidas sintéticos entre los años 1945 y 1955, pero la resistencia contra ellos apareció 6 años más tarde, habiendo funcionado hasta 1966 cuando por disposición de la Organización Mundial de la Salud, fueron retirados del mercado, no solo por la resistencia desarrollada contra ellos, sino por la acumulación en los tejidos grasos de los animales con el consecuente riesgo de intoxicación no sólo de los animales sino también de la población humana y además por su persistencia en el ambiente. (Tahori, 1975).

Los productos **clorinados** fueron reemplazados por los **organofosforados**, compuestos altamente tóxicos pero inestables, de menor persistencia que los organoclorados y muy efectivos en el control de plagas en ganadería y en cultivos. (López y Parra, 2017).

Los **organofosforados** son ésteres orgánicos del ácido fosfórico. Esta clase química ya se conocía desde el siglo XIX, aunque no su efecto contra los parásitos. Hacia 1930 se descubrieron algunos compuestos altamente tóxicos que se usaron como gases venenosos para uso bélico en la segunda guerra mundial, pero como insecticidas y acaricidas sólo fueron utilizados desde el año 1950 y muchos de ellos todavía están en el mercado. (Ware, 2000, citado por George *et al.* 2008). Algunos compuestos organofosforados son: Etión, Clorfenvinfós, Coumafos, Crotoxifos, Diazinon, Diclorvos, Fentión, Malatión, Triclorfon y otros. (López y Parra 2017).

En el año 1957 surgieron los **carbamatos**, pero rápidamente las garrapatas desarrollaron resistencia cruzada con los organofosforados porque ambos compuestos actúan de la misma manera inhibiendo la actividad del acetil colinesterasa. Todavía se utilizan, aunque nunca se han realizado pruebas por el Organismo de Control para sacarlos del mercado y sólo existen reportes de investigaciones por parte de profesionales interesados en el tema. Algunos ejemplos de compuestos a base de carbamatos son: Carbaryl, Propoxur, Butocarb, Carbanolate y Fenoxicarb. (López y Parra, 2017).

En 1960 surgieron los **piretroides** de primera generación; los de segunda generación surgieron en 1970. Quizás la molécula piretroide más conocida ha sido al Cipermetrina, de la cual se derivaron luego compuestos similares como Alfa-Cipermetrina, Lambda-Cyhalotrina, Kaotrina, Flumetrina y Fenvalerate. Posteriormente, en 1972 se introdujeron las **amidinas o formamidinas**, las cuales se utilizaron hasta el surgimiento de los piretroides de tercera generación en 1980. El compuesto principal a base de formamidinas ha sido el Amitraz. En 1993 surgieron las **Lactonas macrocíclicas (LM)**. Estos compuestos son productos derivados de la fermentación de un microorganismo perteneciente al género de los *Streptomyces* y cuya especie de importancia en el control parasitario es *S. avermitilis*. Por su origen, algunos consideran que estos compuestos deberían ser tratados en la sección de Control **No Químico**. (George, 2008).

Las **Lactonas Macrocíclicas** comprenden dos familias análogas estructuralmente entre sí, las avermectinas y las milbemicinas. De las avermectinas, las únicas utilizadas comercialmente para el control parasitario son: la Ivermectina, la Abamectina y la Doramectina, mientras que, entre las milbemicinas, la única molécula utilizada en Medicina Veterinaria es la Moxidectina. Otra Lactona Macrocíclica introducida para uso en ganado bovino como Endectocida por aplicación Pour-On e inyectable es la **Eprinomectina**, (Eprinex®) la cual ha tenido aceptación por los ganaderos productores de leche, dado que no tiene tiempo de retiro en ese producto ni en la carne. Existe una presentación de Eprinomectina en forma de Spot-On (derrame dorsal) para control de parásitos internos y externos en gatos. (George, 2008).

Hacia el año 1996 se incorporó al mercado de insecticidas, tanto para uso agrícola como veterinario, la molécula **Fipronil**, un miembro de la familia de los **Fenilpirazoles**. El compuesto actúa sobre el sistema nervioso del artrópodo

do bloqueando los canales de ácido Gama aminobutírico (GABA) y glutamato (GluCl) resultando en hiperexcitación de nervios y músculos de los insectos. El compuesto tiene acción contra hormigas, cucarrones, cucarachas, pulgas, garrapatas, termitas, grillos y otros. La molécula es moderadamente tóxica para humanos y altamente tóxica para peces, invertebrados acuáticos, algunas aves y abejas. (Jackson, 2009).

En Colombia el Fipronil se introdujo para ganadería, en presentación para aplicación en Derrame Dorsal (Pour-On) con el nombre de Alliance® (Merial), pero, además, existen presentaciones para mascotas. Otro compuesto que ha estado en el mercado en las últimas décadas es el **Fluazurón**, de la familia de las **Benzoilfenilureas**. Esta molécula actúa sobre las garrapatas inhibiendo la síntesis de quitina, afectando la eclosión de los huevos e impidiendo las mudas (ecdisis) de los estados inmaduros, con la consiguiente muerte del parásito. El efecto del tratamiento del ganado con Fluazurón, sobre la infestación larvaria de las praderas, solo se refleja casi dos meses después de su aplicación a los animales y no requiere ser usado antes de ese tiempo; algunos lo califican como un “limpiador de potreros” (Benavides *et al.*, 2017).

Quizás el más reciente de los compuestos con acción contra insectos y artrópodos desarrollado inicialmente para uso agrícola, es el **Spinosad**, producto de fermentación del hongo Actinomiceto *Saccharopolyspora spinosa* el cual tiene acción neuromuscular, causando, inicialmente contracciones musculares involuntarias, seguidas de parálisis. (Thompson *et al.*, 1999). El compuesto ha sido reportado con acción contra *R. microplus*, *R. turanicus* y *Argas persicus* y, en ensayos *in vitro*, contra *Amblyomma americanum* y *Dermacentor variabilis*. En algunas fincas del estado de Rondonia en Brasil, Spinosad ha mostrado, en promedio, una efectividad de 99.96% en poblaciones de *R. microplus*. (Véase De Oliveira *et al.*, 2015). No hay reportes de resistencia a esta molécula. Infortunadamente, por razones aparentemente comerciales, el Spinosad, que puede ser usado en vacas lecheras, no ha sido introducido en varios países de América, incluyendo Colombia.

Otras moléculas como el **Imidacloprid** y el **Fluralaner**, han sido introducidas en las últimas dos décadas para el control de garrapatas y pulgas, pero su empleo ha sido restringido a mascotas. Ambos compuestos actúan sobre el Sistema Nervioso de los artrópodos. El Fluralaner es un antagonista del GABA, uniéndose a los canales de Cloro en células musculares y nerviosas de pulgas y garrapatas. (Williams *et al.* 2015).

SISTEMAS DE APLICACIÓN DE ACARICIDAS

Como antes se anotó, el control químico de garrapatas ha sido el método utilizado desde finales del siglo XIX con buenos resultados hasta que se desarrolló de resistencia a cada una de las moléculas. Los sistemas de aplicación han sido variables como los tanques de inmersión, bombas y mangas aspersoras, placas para orejas, collares, derrame dorsal (Pour-On) productos inyectables. (López, 2017).

Baños de inmersión:

El control químico mediante baños de inmersión ha sido el método más eficaz para el control de ectoparásitos. El baño de inmersión (Figura. 90), fue el primero de los sistemas establecidos y mediante este sistema Estados Unidos logró en 40 años erradicar las especies *R. microplus* y *R. annulatus*. Con este sistema se logra impregnar completamente los animales y controlar las garrapatas en todos sus estados; sin embargo, en la actualidad no es práctico el sistema por los altos costos de construcción de los tanques de inmersión, la necesidad de llevar los animales al sitio donde está localizado el baño, la cantidad de líquido necesario para el mojado completo y sin riesgo de lesiones, la contaminación con el paso de los animales y la contaminación del ambiente y afluentes cuando se hace lavado y vaciado de los tanques. (López, 2017).



Figura 90. Baño de inmersión

Baños de aspersión

El sistema de aspersión es un método ampliamente difundido por las ventajas que ofrece, ya que permite conocer con exactitud la concentración recomendada, el volumen necesario por animal a razón de 1 litro por cada 100 kilos; el baño se prepara cada vez que se requiera y por tanto el agua siempre estará limpia. López, (2017). Las figuras 91 y 92 ilustran dos tipos de aplicación por aspersión.

A pesar de las ventajas existentes de los diferentes sistemas de aspersión, no siempre el baño resulta completo, debido muchas veces a que las boquillas no son las apropiadas o porque la presión de la bomba y los volúmenes aplicados no son los recomendados. Estas fallas ayudan a un desarrollo más rápido del fenómeno de resistencia. Por esta razón, se buscan nuevas alternativas de control con un uso racional de los acaricidas, control biológico, razas de ganado resistentes, productos derivados naturales y finalmente las vacunas de las cuales algunas ya se encuentran en el mercado. (Benavides y Romero, 2001; Benavides, 1995, Betancourt y Torres, 2007; López y Parra, 2017).



Figura 91. Manga aspersora



Figura 92. Bomba aspersora de espalda

Placas en las orejas (orejeras)

Este sistema consiste en impregnar placas con acaricidas que se colocan en las orejas de los bovinos para controlar garrapatas y moscas. En opinión de Betancourt (1980) es un sistema que funciona para el control de garrapatas que se localizan de preferencia en las orejas y cabeza como la especie *Amblyomma maculatum* en América del Norte y *Rhipicephalus appendiculatus* en África, pero no para las especies que se localizan en otras partes del cuerpo.

Aplicación Pour On

El sistema pour On consiste en la aplicación directa sobre el lomo de los animales, de productos que se absorben y actúan sistémicamente con efecto no solo contra garrapatas sino contra dípteros como *Haematobia irritans* y piojos. El proceso de aplicación es sencillo y seguro utilizando envases que llevan un dosificador para aplicar dependiendo del peso del animal o también con pistolas dosificadoras; entre los productos de mayor utilización para aplicación pour-on se incluyen derivados Benzoilfenil ureas como el Fluazurón (Acatak®, Overtak® y otros) y Fenilpirazoles como el Fipronil (Alliance®) entre otros.

Acaricidas sistémicos

Los acaricidas sistémicos son aquellos que se pueden aplicar por vía oral, parenteral y por derrame dorsal o sea aplicación Pour On y al absorberse y distribuirse por el organismo actúan en cualquier parte del cuerpo donde estén localizadas las garrapatas y en diferentes estados de desarrollo. Un ejemplo claro son las ivermectinas las cuales se pueden aplicar por diferentes vías con resultados positivos y en los diferentes estados de las garrapatas. Dentro de las lactonas macrocíclicas se destacan las avermectinas, que son las más utilizadas para el control de la garrapata *R. microplus* y por eso se hace referencia en este capítulo sobre control químico. (Betancourt, 1980b).

Lactonas macrocíclicas (LM):

Lactonas macrocíclicas: Son moléculas complejas derivadas de la fermentación de actinomicetos del género *Streptomyces*. Las especies importantes son *Streptomyces avermitilis* del cual se sintetiza la familia Avermectina. Esta familia comprende la ivermectina, Abamectina, Doramectina, entre otras y en la otra especie, el *Streptomyces cyaneogriseus*, del cual se obtienen la familia Milbemicinas, donde se incluyen Milbemicinas Oxima y Moxidectina principalmente. Rodríguez-Vivas *et al.* (2014).

La Ivermectina fue la primera Lactona Macrocíclica, introducida como antiparasitario en 1981, y su eficacia contra nemátodos, garrapatas, ácaros productores de sarna, nuche, miasis y moscas hematófagas, generó un nuevo avance en el control de los endo y ectoparásitos; de aquí su nombre “Endectocida” (Cujiño 2022).

Por primera vez un solo producto era eficaz y seguro contra la mayoría de los parásitos internos y externos económicamente importantes para la producción animal; la cantidad de producto para esta actividad era 10 veces menor que los productos previamente utilizados, con una efectividad del 100% contra larvas y adultos de *R. microplus* y, en general, de artrópodos y contra larvas y adultos de la mayoría de nemátodos. (Cujiño 2022).

Las Lactonas Macrocíclicas ejercen su efecto antiparasitario al incrementar la permeabilidad de la membrana por los iones cloruro, con la consecuente hiperpolarización y parálisis de la musculatura faríngea y somática de los parásitos con lo cual les produce parálisis y muerte. Además, producen reducción en la fecundidad (número de huevos en útero) en *Cooperia curticei* y disminución del potencial reproductor en las garrapatas. (Bennet, 1986, citado por Cujiño 2022).

Las LM se absorben por todas las vías por su alta liposolubilidad y se distribuyen ampliamente por todos los tejidos, tales como la luz intestinal, grasa y piel de los animales y por tanto son muy efectivas para el control de ecto y endoparásitos. Sin embargo, los tratamientos deben ser muy planeados y espaciados por cuanto producen contaminación ambiental al eliminar escarabajos coprófagos e insectos benéficos (Figura 93), que se multiplican en las heces de los animales. (Rodríguez-Vivas *et al.*, 2014).



Figura 93. Coleópteros coprófagos (foto. R. Cujiño)

Diversos estudios han mostrado su efecto sobre insectos que se consideran perjudiciales, como las moscas *Hematobia irritans*, *Musca doméstica*, *Musca autumnalis* y *M. vetustissima*, las cuales no pueden desarrollarse en estiércol de vacuno tratado con ivermectina subcutánea, hasta los 35 días. Pero de igual forma, las avermectinas afectan a insectos que se consideran benéficos fundamentalmente de los órdenes Díptera y Coleóptera. (Herd, 1995, citado por Cujíño, 2022).

Los mayores esfuerzos por controlar o erradicar garrapatas con productos químicos en la actualidad, se han dirigido especialmente contra la especie *Rhipicephalus (Boophilus) microplus*, por ser la especie de mayor importancia en la ganadería, no solo por su acción directa, sino por la transmisión biológica de agentes como *Anaplasma marginale*; *Babesia bigemina* y *B. bovis*, causantes de las llamadas Fiebres de Garrapata. Esta estrategia ha evitado que las formas parasitarias albergadas por los animales alcancen su estado de telegina, previniendo su caída, oviposición y posterior eclosión dando salida a larvas. Con este propósito se recomendaron tratamientos con frecuencia no superior a 18 días, suponiendo que la vida parasitaria de *R. microplus* se completa en periodos cercanos a los 21 días. (Bram, 1975).

Posteriormente se iniciaron estudios sobre Bioecología de la garrapata *R. microplus* a fin de determinar el desarrollo del parásito en diferentes ambientes y altitudes con el propósito de hacer más efectivo el control químico. Los estudios mencionados han permitido a los ganaderos hacer controles más estratégicos permitiendo a los animales ir adquiriendo resistencia a las garrapatas y así disminuir los brotes de enfermedades hemoparasitarias y disminuir la frecuencia de aplicación de los acaricidas. (Benavides y Romero, 2001; Betancourt, 1990; Cortes, *et al.* (2010); Evans, 1978, López y Parra 2017).

Uso de mezclas de productos para el control de garrapatas

Debido a las dificultades en el control de garrapatas ocasionado posiblemente por el desarrollo de resistencia o por el mal manejo por parte de los ganaderos, y por el desconocimiento de que algunas mezclas producían sinergismo como en el caso de una cipermetrina con órgano fosforados, se dieron recomendaciones de utilizar mezclas indiscriminadamente para controlar cepas resistentes. Sin embargo, debe anotarse que existe resistencia cruzada entre productos afines en cuanto al mecanismo de acción y también entre grupos sin ninguna afinidad por cuanto actúan en el mismo sitio de la membrana celular. (López, 1992).

En principio, para que una mezcla sea efectiva, los dos compuestos involucrados deben pertenecer a grupos químicos totalmente diferentes. En Colombia, las primeras experiencias con mezclas para el control de la garrapata *R. microplus* fueron reportadas por Betancourt *et al.*, (1999) quienes obtuvieron no solo un buen control de la eficiencia reproductiva, sino también una

excelente mortalidad larvaria, tanto con la mezcla Etión + Cyalotrina, como con la combinación Etión + Deltametrina. No todas las moléculas se comportan bien en mezclas.

Estudios adelantados por Barré *et al.*, (2008), mostraron que, si el Amitraz se agrega a la Deltametrina, se obtienen excelentes resultados en reducción de garrapatas *R. microplus* adultas e inmaduras; sin embargo, cuando se agrega Deltametrina al Amitraz, la eficacia no se aumenta con relación a la que se logra en el grupo control. En un estudio más reciente, Brites-Neto *et al.*, (2017) reportaron también reducciones hasta de 87% y 97%, en adultos e inmaduros de *Amblyomma sculptum* y *Amblyomma dubitatum*, aplicando una mezcla de 3% Alfa cipermetrina + 3% de Flufenoxurón a prados con riesgo de Fiebre Manchada en Brasil.

Pero el mayor riesgo en el uso de mezclas consiste en que no existen criterios claros para realizar la rotación o alternación de los productos en las fincas, aspecto que, en vez de contribuir al retardo de la resistencia, se está presutando para su más rápida diseminación. Esta afirmación se basa en el hecho de que el productor en lugar de preocuparse por utilizar adecuadamente los productos está siempre en la búsqueda de aquellos de más reciente introducción en el mercado para reemplazar los que venía utilizando sin enterarse del principio activo, aunque el que está utilizando conserve todavía su efectividad. De tal manera que el sistema de rotación o de mezclas de los diferentes compuestos está contribuyendo a que en poco tiempo se agoten los genes susceptibles de las garrapatas a los productos químicos. (Benavides, 1992).

Fallas en la aplicación de acaricidas

Como se ha anotado, el principal sistema de control de garrapatas ha sido la utilización de productos químicos, existiendo en el mercado una gran variedad de ixodicidas comerciales y múltiples sistemas de aplicación. Infortunadamente, la lucha contra las garrapatas en muchas ganaderías del país no parece ser muy efectiva, resultando en un incremento inusitado del parásito y los agentes transmitidos por él. Este incremento puede estar asociado con el desarrollo de resistencia del parásito a la mayoría de los grupos químicos; la presencia de la garrapata *R. microplus* en altitudes superiores a los 2900 metros a consecuencia del cambio climático como lo demuestran los estudios de Cortes *et al.* (2010) y lo más preocupante, la falta de asesoría a los ganaderos por personal especializado, dejando en ellos el manejo de los productos y la frecuencia de los tratamientos. (López, 1992).

En condiciones de campo, Benavides, (1992), anota que no existen conocimientos claros sobre las especies de garrapatas existentes en una determinada región; no se han realizado estudios sobre distribución de garrapatas, sus ciclos de vida, poblaciones estacionales, ecología parasitaria, susceptibilidad a los acaricidas y otros. Lo anterior conduce a fallas en la selección de los productos, preparación inadecuada de las diluciones, sobredosificación o subdo-

sificación, inadecuados sistemas de aplicación y frecuencia de aplicación, desperfectos en los equipos; inadecuada rotación de los productos, y lo más grave aún, la dificultad de los ganaderos para permanecer en el predio, quedando la tarea de tratamientos en manos de los administradores. A pesar de lo anterior, no todas las fallas obedecen a la frecuencia y manejo de los productos sino al desarrollo de resistencia de las garrapatas a la mayoría de los principios activos de los compuestos que se expenden comercialmente.

El desarrollo de la resistencia es un proceso de selección de genes resistentes en las poblaciones de garrapatas, a medida que se van exponiendo en forma continuada a una determinada molécula, haciendo el compuesto totalmente ineficaz. Como respuesta, el ganadero acorta el intervalo entre baños, luego incrementa las concentraciones y rota indiscriminadamente los principios activos, ignorando el fenómeno de resistencia cruzada y terminando en multiresistencia, con lo cual todos los tratamientos son ineficaces. (Benavides, 1995). La figura 94 ilustra un tratamiento acaricida por aspersión en un potrero, sin sujeción de los bovinos.



Figura 94. Baño de aspersión contra garrapatas en potrero sin sujeción individual.

Resistencia de las garrapatas a los compuestos químicos

El control de garrapatas a través de la historia y a nivel mundial se ha basado en la aplicación de productos químicos incluyendo arsenicales, organoclorados, organofosforados, carbamatos piretroides, amidinas, Endectocidas, como las lactonas macrocíclicas, fenilpirazolonas, Benzoilfenilureas, Fipronil, aplicados por los sistemas de inmersión, aspersión, derrame dorsal (Pour On), placas en las orejas (orejeras) y otros. Ante el desarrollo de resistencia a casi todos los principios activos, ha sido necesario recurrir a otros métodos diferentes con resultados muy variables con altos costos para los propietarios y riesgos para la salud humana y animal. (Betancourt et al 1999).

En 1937 se hizo el primer reporte de resistencia de la garrapata común del ganado *Rhipicephalus (B) microplus* cuando se detectó la ineficacia de los productos arsenicales que venían siendo utilizados por más de 40 años. (Newton, 1967). Posteriormente se ha detectado resistencia a todos y cada uno de

los productos que se han introducido para el control de garrapatas, situación que ha conducido a mayores costos de producción, no solo por el alto costo de los nuevos productos, sino por la resurgencia de brotes de enfermedades hemoparasitarias, debido al aumento de la velocidad de transmisión de estos agentes en áreas que se han tornado inestables debido al control intensivo de las garrapatas. Benavides, (1995).

Después del reporte de resistencia en Australia, otros países han venido reportando el problema, como, por ejemplo, en Sudáfrica en 1938, en Argentina en 1936, en Brasil en 1948, en Colombia 1948, Uruguay, 1953, Venezuela 1966. Actualmente a nivel mundial, en todas las áreas donde existen garrapatas se ha detectado resistencia a algún principio activo. Esta situación ha ido incrementando en la última década. De los casos comunicados a nivel de FAO, la gran mayoría son resistentes a organofosforados, piretroides sintéticos o Amitraz, en regiones como Australia, África, Asia y Latino América. (Rodríguez- Vivas *et al.*, 2012).

Stone, (1972) ha definido la resistencia a los pesticidas como “la habilidad de una población de parásitos, para tolerar dosis de tóxicos que serían letales para la mayoría de los individuos en una población normal susceptible de la misma especie” En opinión de Conway & Comins (1979), el fenómeno de la resistencia es una habilidad fundamental de los seres vivos, para evolucionar en condiciones ambientales cambiantes con el fin de sobrevivir bajo nuevas circunstancias. De tal manera que la resistencia es una respuesta genito- evolutiva de las poblaciones de artrópodos expuestas a un estrés ambiental severo y continuo como lo son las aplicaciones frecuentes de un producto, en condiciones de una fuerte presión selectiva, siendo la resistencia un fenómeno ineludible. Benavides (2001) anota que en el campo se sospecha la presencia de resistencia, cuando un producto que antes era útil para el control ya no demuestra el mismo efecto, siempre y cuando se asegure que se está trabajando bajo condiciones óptimas de aplicación.

Generalmente la resistencia a un compuesto químico se detecta después de 5 a 10 años de utilización continua; con excepción del arsénico que permaneció más de 40 años con alta efectividad; en los demás productos que han surgido en el mercado, la resistencia ha sido detectada con periodos variables de aparición; así por ejemplo los clorinados como el DDT (dicloro difenil dicloro etano) la resistencia se presentó 6 años después de salir al mercado, el Lindano a los 5 años, órgano fosforados (OF) 4 años; carbamatos 2.5 años y piretroides sintéticos (PS) 2 años. (Tahori, 1970, citado por Betancourt, 1980; Metcalf, 1989).

La resistencia a los ixodicidas se hace más compleja habida cuenta de la existencia de resistencia cruzada (RC), la cual se presenta cuando un mismo mecanismo actúa contra grupos químicos afines o completamente diferentes, ejemplo órgano fosforados y carbamatos y entre clorinados y piretroides y la resistencia múltiple (RM) se presenta cuando los parásitos utilizan varios

mecanismos para evitar la acción de varias clases de insecticidas no relacionados químicamente. (Metcalf, 1989). De acuerdo con Kunz y Kemp. (1994), el uso frecuente de ixodicidas ha provocado la selección de poblaciones de garrapatas resistentes. Como lo anota Metcalf, (1989), el principal problema que enfrentan los entomólogos es la resistencia de los artrópodos debido a la presencia de resistencia cruzada y múltiple en las diferentes plagas de artrópodos con la consecuente disminución progresiva de insecticidas efectivos y en los altos costos en el desarrollo de nuevas moléculas.

De acuerdo con Fragoso y Soberanes, (2001), el desarrollo de la resistencia se divide en tres fases:

Fase de establecimiento. Es cuando surge el alelo resistente en una población; habitualmente este proceso se efectúa por mutaciones naturales y en forma independiente a la presión de selección.

Fase de desarrollo. Es el aumento del número de individuos resistentes y ocurre por la tasa de sobrevivencia preferencial sobre los individuos susceptibles después del uso de productos químicos. En este proceso pueden seguirse dos modos de selección: a) rápida, ocurre cuando el gene que confiere resistencia es dominante o parcialmente dominante y permite la selección de heterocigotos, y b) lenta, cuando los alelos son recesivos o son inefectivos en forma aislada.

Fase de emergencia. Ocurre por una elevada tasa de presión de selección; es una fase corta y el alelo resistente es lo suficientemente común en la población para manifestar una reducción de la efectividad del ixodicida.

Para reemplazar los compuestos anteriores surgieron los piretroides sintéticos de segunda generación a finales de la década del 70. Sin embargo, como lo anotan Wharton y Roulston, (1976), estos compuestos presentan resistencia cruzada con los órgano clorados y por tanto la efectividad ha sido muy variable por cuanto los clorinados fueron eliminados del mercado por la resistencia detectada a nivel mundial, por la acumulación en los tejidos animales, por su persistencia en el ambiente y por exigencia de la OMS, ya que estos compuestos se acumulan en el tejido graso de animales con el consecuente riesgo de intoxicación en humanos.

Los problemas de resistencia de los piretroides de segunda generación comenzaron a ser reportados a nivel global en 1984. En el caso de las amidinas (Amitraz, clormetiuron y cimiazol), se reportó en Australia en 1981 la cepa Ulam resistente a estos compuestos. (Mathewson, 1981, citado por Benavides & Hernández, 1993).

La resistencia de los artrópodos a los pesticidas es un fenómeno que tiene bases genéticas las cuales inducen alteraciones bioquímicas y toxicológicas en los individuos; por lo tanto, para la búsqueda de soluciones, el problema de resistencia debe ser abordado como un problema de genética de población.

nes. Todos los autores coinciden en afirmar que los genes de resistencia ya existen, a muy bajas frecuencias en las poblaciones, antes de la introducción de los productos. La presión selectiva consecuente a su aplicación favorece la selección de los individuos que poseen genes resistentes. (Stone 1972, citado por Benavides, 1992, 1995).

Al principio esos genes son de baja frecuencia, pero a medida que las garrapatas tienen contacto con los productos, los genes aumentan, las garrapatas sobreviven y transmiten esa capacidad de sobrevivencia a sus descendientes hasta obtener líneas o cepas completamente resistentes. (Stone, 1972).

La velocidad con que se desarrolla la resistencia en una población depende principalmente de la frecuencia inicial de los genes que confieren resistencia, la intensidad de selección, el grado de dominancia del gen y la relativa capacidad del genotipo. En general, la frecuencia de genes que confieren resistencia es muy baja en poblaciones que no han estado bajo presión de selección. (Stone, 1972).

En términos generales, los principales mecanismos involucrados en la resistencia son: cambios en el sitio “blanco” sobre el cual actúa el acaricida y sistemas de detoxificación más eficientes por parte del artrópodo. Los mecanismos de resistencia han sido clasificados como fisiológicos y de comportamiento. Los fisiológicos incluyen: a) cambios en los sitios de unión que son blanco de un tóxico, b) proceso catabólico del ingrediente activo y c), disminución en la tasa de absorción. Los mecanismos de comportamiento ocurren cuando la plaga puede detectar o reconocer un peligro y evitan el tóxico. El artrópodo simplemente cesa de comer si se encuentra con un insecticida o dejan el área donde fue aplicado. (Betancourt, 2017).

A través de la historia se han hecho muchos reportes del desarrollo de resistencia de las garrapatas a ixodícidas a nivel mundial especialmente en Australia, siendo muy complicada la situación en América Latina; por ejemplo, en el Estado de Rio Grande do Sul, Freire, (1950) reportó resistencia de *Boophilus microplus* a los productos arsenicales después de 40 años de efectividad. La misma cepa resultó resistente a los clorinados dos años después, haciéndose necesario el remplazo por órgano fosforados hasta presentarse resistencia como lo reportaron Arteche *et al.*, (1975).

La resistencia a piretroides se reportó por primera vez contra Cipermetrina en el mismo Estado de Rio Grande do Sul en 1989. (Martins, and Furlong, 2001). La misma cepa también presentó resistencia a Deltamethrin, Flumethrin, y Cyathothrin en pruebas de laboratorio utilizando teleoginas. Esta cepa fue controlada eficientemente con Amitraz. Existen reportes de resistencia a Ivermectina por parte de *R. microplus* en Brasil (Klafke, 2008) al igual que al Fluazurón en el mismo país. (Reck *et al.*, 2014) y al Fipronil en México (Miller *et al.*, 2008).

En Colombia existe muy poca información sobre la resistencia de garrapatas a los ixodicidas y, de los trabajos existentes, se puede hacer el siguiente resumen:

López *et al.*, (1986) examinaron mediante la técnica de inmersión de adultos la efectividad de 17 productos comerciales contra la garrapata *R. microplus* en 121 municipios del departamento de Antioquia y sólo el Clorfenvinfós mostró una efectividad del 100% en los 121 municipios. Los demás organofosforados, piretroides y Amitraz mostraron una efectividad variable desde excelente hasta muy baja, sugiriendo en esta forma el desarrollo de resistencia en algunas regiones del departamento. En las tablas 15 y 16 se aprecia la efectividad de ixodicidas organofosforados y otros compuestos en 100 municipios de Antioquia.

Tabla 15. Efectividad de ixodicidas órgano fosforados (OP) sobre la garrapata *R. microplus* en 100 municipios de Antioquia

Compuesto Activo	% Efectividad (Rango)
Cumaphos	47- 100
Clorpiriphos	88-100
Clorfenvinphos	100
Dicrotophos	25-100
Triclorphon	78-100
Diazinon	60- 100
Ethion	59- 100

Fuente: López y col. 1987

Tabla 16. Efectividad de diferentes ixodicidas sobre la garrapata *R. microplus* en 100 municipios de Antioquia

Compuesto Activo	% Efectividad (Rango)
Triclorofenol	25- 100
Toxafeno	21- 100
Promecarb	22- 100
Cypermethrin	22- 100
Flumethrin	69 -100
Deltamethrin	71- 100
Cipothrin	15- 77
Amitraz	74- 100

Fuente: López y col. 1987

Posteriormente Gutiérrez y Pérez (1988) en un estudio realizado en el departamento de Córdoba reportaron mayor efectividad de los compuestos Flumetrina, Promecarb y Lindano, seguidos por Ethion, Ethion superconcentrado, Cumaphos, Clorfenvinfós, Cipermetrina; el menor efecto fue registrado para Deltametrina, Amitraz y Cipothrin.

Los estudios anteriores sobre efectividad de los acaricidas dieron pie para iniciar estudios de resistencia como el reportado por Hernández (1989) utilizando las técnicas de Kits de la FAO para OP, PS (Shaw (1966) y para Amitraz en 40 fincas del departamento del Meta, encontrando resistencia a PS en 25 predios y resistencia muy marcada a OP en 5 predios.

Betancourt, (1992,1993, 1994) con cepas de *R. microplus* de varias regiones del país reportó resistencia a Piretroides Sintéticos (PS); Benavides et al (2000) igualmente, describen cepas multirresistentes a diferentes acaricidas (OP, PS y Amitraz) como es el caso de la cepa “Montecitos” aislada en el departamento de Santander y la cepa “Palma de Vino” del departamento del Cesar, resistente a OP y PS. El mismo estudio sugiere resistencia a las lactonas macrocíclicas en la misma finca (Palma de Vino). Las investigaciones realizadas en Colombia demuestran resistencia a la mayoría de los compuestos químicos y por tanto se deben buscar alternativas de control con métodos biológicos con productos naturales, manejo integrado, remoción de animales muy susceptibles.

En Colombia, aun cuando no se han realizado estudios nacionales orientados por la autoridad sanitaria para determinar la extensión de la situación de resistencia, existen trabajos de carácter local o regional que visualizan el problema, encontrando que la resistencia está presente en diversas regiones e incluye, los acaricidas más utilizados (Díaz, 2012). Varios autores hallaron resistencia a organofosforados (OP) y piretroides sintéticos (PS), en departamentos, tales como Antioquia, Meta, Córdoba, Huila, Valle y Tolima (Betancourt, 1993; Benavides *et al.* 2000a, 2000b).

Además, un estudio realizado en 1999, en los departamentos del Tolima, Huila y suroccidente de Cundinamarca, permitió conocer problemas de baja efectividad de acaricidas, de acuerdo con la opinión del 30% de los ganaderos de esta región, lo que obligaba a realizar baños garrapaticidas, con una alta frecuencia (Díaz *et al.* 2000). Esta situación ha favorecido acelerar el proceso de resistencia a todos los productos acaricidas existentes en el mercado. En la figura 95 se observa un bovino con alta infestación de garrapatas asociada con muy poca efectividad de los acaricidas utilizados.



Figura 95. Garrapatas resistentes a diferentes productos químicos. (cortesía: H. Moncada)

CONTROL NO QUÍMICO

Debido a las fallas en el control de la garrapata *R(B)microplus* y a la resistencia que esta ha desarrollado a los compuestos químicos, es necesario buscar alternativas que racionalicen el uso de dichos compuestos, reduciendo así los altos costos de producción y la deposición de residuos de acaricidas en los productos de origen animal, lo cual favorece su aceptación en los mercados internacionales. Así por ejemplo, Johnson *et al.*, (1998;2000, 2001), demostraron que en Australia, país donde más estudios sobre alternativas de control se reportan, el costo total para cría de ganado, excluyendo los problemas de hemoparásitos y basados en las prácticas de manejo del año 1998, ascendía a cuatro millones, noventa y seis mil dólares por año, correspondiendo el 49% al control con ixodicidas y el 51% a las pérdidas en producción; por esta razón, recomendaron buscar otros métodos de control como el control biológico para hacer más rentable la ganadería.

A ese respecto Benavides, (1988, 2000,) y Betancourt, (1980) opinan que, entre esas alternativas, además del control biológico propuesto, se debe hacer énfasis en un manejo integrado incluyendo dentro de ese manejo, tratamientos estratégicos; utilización de razas resistentes; animales refractarios; remoción de animales susceptibles, extractos de plantas (Neem, tabaco, mamey) de los cuales se han hecho estudios en el país. Los sistemas más promisorios en la actualidad. para el control de garrapatas incluyen el uso de vacunas, control biológico con hongos entomopatógenos, y cruces de ganado resistente con susceptible. En este capítulo se hará referencia a estos sistemas de control.

Empleo de ganado resistente a las garrapatas:

Desde mucho tiempo atrás se tiene evidencia de que el ganado *Bos indicus* es resistente a la garrapata *Rhipicephalus (B) microplus*, mientras que el ganado *Bos taurus* es muy susceptible a ser parasitado por este artrópodo. (Whar-ton *et al.*, 1971; Wagland, 1979). En los estudios de este último autor, al observar los estados de desarrollo de las garrapatas en ganado Brahman, encontró que, entre el 36 y 80% de las larvas fueron rechazadas en las primeras 24 horas de infestación en animales estabulados que no habían recibido larvas con anterioridad. La mortalidad larvaria fue mayor en animales que ya habían sido expuestos a larvas de garrapatas.

La resistencia de los animales a la infestación por garrapatas y en general a los parásitos puede ser innata o puede adquirirse después de varias infestaciones con el parásito. (Kunz y Kemp, 1994, citados por Kemp *et al.* 1998; Colmenares, 1961). En opinión de los mismos autores la resistencia es innata y con ese criterio asocian la resistencia del ganado *Bos indicus* y la alta susceptibilidad del ganado *Bos taurus*. Otros investigadores afirman que la resistencia sólo es adquirida después de varias infestaciones por el parásito; sin

embargo, se ha demostrado la alta resistencia de terneros cebú de menos de 30 días de nacidos, confirmando lo innato de la resistencia del ganado *Bos indicus*. (Kemp *et al.* 1998).

En opinión de Sutherst *et al.* (1978,1979) la fijación de la larva sobre la piel del animal envuelve una serie de eventos en los cuales las sustancias inoculadas por la garrapata en animales *Bos indicus* reacciona con la producción de otras sustancias que provocan la reacción para impedir el desarrollo larvario. En el caso del *Bos taurus* no se producen las sustancias o se realiza en menos cantidad logrando algo de resistencia después de muchas infestaciones.

Según Betancourt, (1980b) y Graham (1980), las sustancias antigénicas inyectadas por las garrapatas mientras se alimentan, causan una reacción de hipersensibilidad que puede o no impedir el desarrollo de las garrapatas. Al parecer el ganado Cebú tiene mayor número de glándulas sebáceas y cuando una larva se adhiere se presenta mayor liberación de histamina y serotonina que impide el desarrollo de las larvas.

El mismo autor (Graham,1980), opina que, los machos de la garrapata del ganado *Rhipicephalus microplus* producen proteínas de unión a inmunoglobulinas salivales y las variaciones alotípicas en IgG se asocian con cargas de garrapatas en los bovinos. Estos hallazgos indican que las respuestas de anticuerpos pueden ser esenciales para controlar las infestaciones por garrapatas. Las cargas de infestación con garrapatas del ganado son hereditarias: algunas razas tienen una gran cantidad de garrapatas reproductivamente exitosas, en otras, pocas garrapatas se alimentan y se reproducen de manera ineficiente. Diferentes patrones de inmunidad humoral contra las proteínas salivales de las garrapatas pueden explicar estos fenotipos.

Los resultados de esos estudios motivaron investigaciones para determinar si las razas criollas podrían ser también resistentes a la garrapata *R. microplus*.

Los estudios se iniciaron aproximadamente en la década del 70 con observaciones sobre dinámica poblacional de la garrapata común del ganado *R. microplus* en ganado Blanco Orejinegro, San Martinero, Romosinuano y Costeño con Cuernos. Para esa época se realizaban 24 tratamientos al año con compuestos químicos en todos los Centros de Investigación del Instituto Colombiano Agropecuario ICA. (López,1980).

Los estudios en Antioquia, en el Centro de Investigaciones El Nus en San José del Nus (Colombia) revelaron que en la mayoría del hato Blanco Orejinegro (BON) sólo se observaban leves niveles de infestación por garrapatas y por tanto sólo era necesario realizar de tres a cuatro tratamientos por año (López, 1992); en la actualidad sólo se realizan dos tratamientos al año contra garrapatas *B. microplus*. (Moreno, 2022). Las figuras 96 y 97 muestran ganado BON resistente a nuca y garrapatas.



Figura 96. Toro Blanco orejinegro BON



Figura 97. Vaca BON con cría
(fotos, Martínez)

Animales resistentes a nuque y garrapatas

Algunas razas lecheras como el ganado Sahiwal, originario del Punjab, en la frontera India-Pakistán, poseen alta resistencia a las garrapatas. En Australia, esta raza ha sido empleada para el desarrollo de dos razas australianas lecheras tropicales: El Cebú Lechero Australiano (Australian Milking Zebu) y el Holstein-Sahiwal australiano (Australian Fresian Sahiwal) (Oklahoma State University, 1996).

En el departamento de Córdoba, estudios realizados por el convenio ICA-GTZ (Otte, (1991) encontraron que en cruces de ganado Cebú con razas criollas, los niveles de infestación con garrapatas son muy bajos y generalmente no requieren tratamiento.

En el Valle del Cauca a finales de los años 80 en la hacienda “Reserva Natural el Hatico” el umbral de daño económico en el ganado del mismo nombre se estableció en 5 garrapatas por animal y se trataba el ganado con productos químicos Pour-on cada 30 días, hasta el punto de perderse la inmunidad por el poco contacto con garrapatas. Debido a lo anterior, en el año 1979 se presentaron 178 casos de anaplasmosis bovina. Fue necesario realizar un estudio sobre la dinámica poblacional. El estudio permitió establecer el umbral de daño económico en 50 garrapatas por animal y reducir la frecuencia a 4 tratamientos por año (Giraldo y Uribe, 2007).

Con respecto a las garrapatas, en el ganado bovino se ha demostrado que la resistencia a la especie *R. microplus* se presenta al poco tiempo de llegar las larvas al hospedero por un mecanismo de hipersensibilidad mediada por IgE y estimulado por componentes de la saliva de la garrapata. Mediante pruebas intradérmicas con derivados de ese material proteico de la saliva se ha logrado identificar los animales resistentes (Willadsen et al. 1987),

De lo anterior se desprende que un programa de selección de animales, con base en la resistencia a las garrapatas y en general a los ectoparásitos de

las razas cebuinas y criollas, con pruebas oculares o intradérmicas sería uno de los sistemas más recomendables para disminuir costos de producción y mejor comportamiento animal al reducir la contaminación de los potreros. Infortunadamente en nuestro medio los propietarios realizan cruzamientos entre las diferentes razas sólo para aumentar la producción tanto de leche como de carne. (Benavides, 1992; Rand *et al.* 1989).

Vacunas antigarrapatas

Durante muchos años los investigadores han hecho esfuerzos por conocer los mecanismos inmunológicos de resistencia de los bovinos a las garrapatas e intentar producir vacunas; para tal efecto, se han utilizado, homogenizados crudos de teleoginas, de glándulas salivales o de órganos internos. (Adbege, y Kemp, 1986; Willadsen, 1987).

Las vacunas contra la “Garrapata Común del Ganado” *R. microplus*, desarrolladas a finales del Siglo XX y principios del Siglo XXI, constituyen una excelente herramienta no química para combinar con otras estrategias, en un paquete de Control Integrado del parásito. Una revisión sobre el tema ha sido publicada por Betancourt (2017). La primera de tales vacunas, desarrollada en Australia, empleando como antígeno la proteína Bm86, aislada de las vellosidades epiteliales del intestino de *B. microplus* y recombinada en la bacteria *Escherichia coli*, se conoció con los nombres de Tick Gard® y Tick Gard Plus®.

Estos productos fueron empleados ampliamente en ese continente, alcanzando reducciones de 56% en el número de garrapatas y de 72% en su reproducción, resultando, después de varios meses, en una drástica disminución de los baños acaricidas necesarios para el control de la garrapata. Casi simultáneamente, se desarrolló en Cuba la vacuna Gavac® elaborada con el mismo antígeno Bm86, pero recombinada en la levadura *Pichia pastoris*. Esta vacuna ha sido empleada en México, Cuba, Brasil, Colombia (donde se comercializó como Heber Tick®) y otros países de América Latina, con resultados de eficacia similares a los reportados con la vacuna australiana. La proteína Bm86 fue sintetizada en Brasil, donde se denominó SBm7462® (un péptido sintético) con el cual se obtuvieron eficacias entre 75.5 y 81.0 % contra *R. microplus*. (Patarroyo *et al.*, 2002). Posteriormente, en México se elaboró una vacuna, también a base de Bm86 y recombinada en *P. pastoris*, la cual salió al mercado con el nombre de Bovimune Ixovac® Lapisa. (Betancourt *et al.* 2017)

Por razones de desconocimiento del usuario en cuanto a la forma de acción de estas vacunas, fallas en control asociadas con polimorfismo de la proteína en garrapatas *R. microplus* de regiones geográficas distantes, necesidad de cumplimiento del cronograma de vacunación (días 0, 20 y 60 y posteriormente una dosis cada seis meses) y falsas expectativas sobre tiempo de acción y porcentaje de control, algunas de estas vacunas han ido perdiendo figuración en el mercado. Diversas y no pocas proteínas de la garrapata, que cumplen fun-

ciones importantes en su alimentación, fisiología y metabolismo, han sido ensayadas como antígenos para la elaboración de vacunas contra *R. microplus*, pero ninguna de ellas ha alcanzado aún el nivel comercial. Algunas de las mencionadas proteínas son: Ubiquitin-63E, Vitelogenina, Ferritinas, Serpinas, Subolesina, Acuaporinas, Cistetina, TCX y otras. (Betancourt *et al.* 2017).

En Colombia, se desarrolló, hacia el año 2005, una vacuna contra la garrapata *R. microplus* cuyo antígeno es la proteína total de las larvas del parásito, inactivada y vehiculizada en un aceite de última generación. La vacuna ha sido probada con éxito en Pruebas de Establo y de Campo (Betancourt *et al.*, 2005; Betancourt & Torres, 2007) y ha sido registrada con los nombres de Tick Vac® y Go Tick® Limor de Colombia S.A.S. Observaciones con vacas lecheras de diferentes regiones de Colombia, inmunizadas con esta vacuna, han mostrado reducciones en producción de garrapatas hasta del 56% al 90% y han permitido ampliación del intervalo entre los tratamientos acaricidas hasta 72 días. (Betancourt, 2019).

Investigaciones adelantadas con la vacuna colombiana por Gutiérrez (2006), estandarizando una técnica inmunohistoquímica como la peroxidasa, identificaron órganos como glándulas salivales, intestino y oocitos en los últimos estadios de desarrollo de la garrapata *R. microplus*, como las principales estructuras blanco para los anticuerpos antigarrapata en bovinos, inducidos por el inmunógeno Tick Vac®. Estos resultados explican los efectos de inhibición de oviposición (48.8%), eclosión (69.02%) y, en general, reproducción (74.0%) en garrapatas provenientes de animales vacunados.

Las vacunas contra la garrapata *R. microplus*, si se usan en forma disciplinada, como un programa juicioso, son un componente fundamental en el control integrado del parásito y ofrecen entre otros, los siguientes beneficios: Actúan contra garrapatas resistentes a acaricidas, no generan residuos en tejidos, ni en carne ni en leche, no contaminan el ambiente, son compatibles con otras estrategias de control, permiten reducción de costos en el control, favorecen la estabilidad enzoótica para hemoparásitos, son sostenibles en lo biológico, lo económico, lo ecológico y lo social. (Betancourt 2019).

Control biológico con hongos entomopatógenos

El control biológico se enfoca en maximizar los efectos de reguladores biológicos como son los enemigos naturales de la garrapata (Rojas *et al.*, 2011).

En el 2014, Rodríguez-Vivas y colaboradores, señalaron que se tienen cuatro grupos de agentes biológicos potenciales. Estos grupos incluyen los hongos entomopatógenos (*Metarhizium anisopliae* y *Beauveria bassiana*), las bacterias (*Bacillus thuringiensis* y *Cedecea lapagei*), los nemátodos entomopatógenos (*Heterorhabditidae* y *Steinernematidae*) y depredadores como aves (garzas “garrapateras”), hormigas (*Pachycondyla sp.*), escarabajos, avispas (*Ixodiphagus sp.*) y arañas (*Licosa sp.*).

Adicionalmente, se busca que este método solamente afecte al parásito que se desea controlar y no al hospedador o al hombre de manera que su implementación sea económica y ambientalmente viable (Rojas *et al.*, (2011).

Dentro de las diferentes especies de hongos entomopatógenos utilizados para el control de la garrapata *Rhipicephalus (B) microplus*, los de mejor comportamiento han sido *Beauveria bassiana*, *Metarhizium anisopliae* y *Verticillium lecanii*, con efectos sobre adultos, larvas y huevos. (Rijo, 1995; Barcelos *et al.* 1998; Benjamín *et al.* 2002; Guedes *et al.* 2000; Da Costa, 2002; Posadas & Lecuona, 2009).

En un estudio realizado por López *et al.* (2009), se evaluó la capacidad biocontroladora de 8 cepas de *Metarhizium anisopliae* contra la garrapata *Rhipicephalus (B) microplus*, en condiciones de laboratorio y de campo. De las 8 cepas estudiadas, la 137bm. causó el efecto más fuerte sobre la reproducción de la garrapata, disminuyendo la oviposición del 90- 96% cuando las teleoginas fueron tratadas *in vitro* con una concentración de 1×10^8 y 1×10^9 conidias /ml.; el hongo también redujo la fertilidad de los huevos en más del 98% con la misma dosis. (Figuras 98,99).



Figura 98. *R (B) microplus* antes del tratamiento



Figura 99. Crecimiento del hongo.
Cortesía: M. Pemberty. CIB

En los ensayos de campo se logró reducir la infestación de garrapatas en un 75% en vacas Holstein x Cebú cuando se aplicó *M. anisopliae* 137bm a una concentración de 1×10^8 conidias/ml; se observó además que la fecundidad de las garrapatas provenientes de las vacas tratadas con el *M. anisopliae* fue tres veces inferior que las del grupo control. Por otra parte, la cepa 137bm aplicada en la pradera a una concentración de 5×10^{12} conidias por hectárea, causó una disminución del 86% de la población de larvas una semana después de la aplicación por aspersión.

El efecto del hongo sobre los artrópodos no es inmediato ya que previamente se deben cumplir varias etapas como son: adhesión de las esporas, penetración, invasión, colonización, muerte y emergencia de estructuras del hongo.

go sobre la epicutícula, etapas que toman varios días para ser completadas. *M. anisopliae* se emplea también en mezcla con *Beauveria bassiana* y se ofrece en el mercado colombiano con el nombre de Bioplág® de Bioprotección. (Ojeda-Chi *et al.*, 2011).

En otro estudio realizado por Benjamín y col. (2002) se trataron en el laboratorio teleoginas de *Ixodes scapularis* con esporas del hongo *M. anisopliae* en suspensión que contenía 4×10^9 esporas/ml. causando una mortalidad del 98%; cuando se aplicó en el campo con la misma concentración, el porcentaje de efectividad fue del 53%.

En una de las estrategias que forman parte del control integrado de garrapatas en la Reserva Natural El Hatico (El Cerrito, Colombia) el empleo del hongo *M. anisopliae*, mezclado con Amitraz, ha ofrecido un control satisfactorio del parásito. (Giraldo & Uribe, 2007). La mezcla de *M. anisopliae* con Deltametrina, ha sido reportada como exitosa en el control de la garrapata *R. microplus* (Ojeda-Chi *et al.*, 2011). Una mezcla de *M. anisopliae* con Cipermetrina y Clorpirifos, fue reportada como exitosa en el control de una cepa de *R. microplus* resistente a acaricidas en Brasil. (Webster *et al.*, 2015).

Pastos con efecto sobre garrapatas

Los pastos (gramíneas) constituyen un nicho ecológico muy importante para el desarrollo del ciclo no parasítico de las garrapatas especialmente para la sobrevivencia larvaria. Los pastos pueden influir acortando o prolongando el ciclo, situación que pudiera aprovecharse para estudiar cuáles de ellos pudieran utilizarse para un efectivo control de las garrapatas. (López, 1980).

En un estudio realizado por Thompson *et al.*, (1978), mencionan que en investigaciones de otros autores el pasto gordura (*Melinis minutiflora*), reducía severamente la infestación del ganado por la garrapata *R. microplus*. Los mismos autores afirmaron que la gramínea *Andropogon gayanus* “Pasto Carimagua”, era poco favorable para la garrapata *R. microplus*. Sin embargo, estudios posteriores han mostrado que esta especie de pasto tiene solo un efecto modesto, aunque persistente en reducir la supervivencia larvaria. Al respecto, Jonsson (2005), anota que “no hay evidencia fuerte que sugiera que *A. gayanus* tenga un lugar importante en programas de control integrado de garrapatas. Su efecto en larvas parece ser modesto y dependiente de la edad de la planta”.

López, (1980) estudió el ciclo biológico de la garrapata *R. microplus* en el Centro Regional de Investigaciones El Nus, san José del Nus, Antioquia y encontró que la sobrevivencia larvaria en los pastos *Hyparrhenia rufa* (pasto puntero) y *Brachiaria decumbens* (Braquiaria) no presentaba diferencia la cual oscilaba en promedio en 93 y 84 días respectivamente, mientras que en el pasto *Melinis minutiflora*, las larvas permanecían en la raíz del pasto o en plantas adyacente y si lograban subir a la hoja del pasto su actividad se reducía a 20

días; sin embargo, como bien lo anota Betancourt, (1980), si bien el pasto gordura y algunas leguminosas como *Stylosanthes* sp. aunque experimentalmente han sido efectivas para el control de garrapatas en la actualidad han sido desplazadas por nuevas gramíneas y leguminosas con mejores características nutricionales (Figura 100).



Figura 100. Larvas de *R. microplus* en pasto *Brachiaria decumbens*

Aunque diferentes especies de la leguminosa *Stylosanthes* spp., han sido señaladas como de utilidad en el control de larvas de *R. microplus*, diversos estudios han sugerido que tales especies tienen un papel muy limitado en el control integrado de garrapatas, a menos que se desarrollen variedades que produzcan un alto porcentaje de ramas pegajosas y que puedan ser mantenidas en una alta proporción con relación a las gramíneas, sin afectar la productividad del potrero (Jonsson, 2005).

Rotación y descanso de potreros

El sistema de rotación de potreros para el control de garrapatas ha sido propuesto desde mucho tiempo atrás. El sistema de rotación se basa en descansos obligados de las praderas con la finalidad de presionar a las garrapatas en su etapa de vida libre al impedir o retardar que como larvas activas encuentren a su hospedero para que mueran por falta de alimento y deshidratación. (Wilkinson y Wilson, 1958; Wilkinson, 1957).

Algunos investigadores recomiendan realizar una rotación y descanso de la pradera de 36 días en época de verano y de 24 días en época de lluvias. (Benavides, 1995). De otra parte, Wilkinson, (1957) al referirse al sistema de rotación y descanso de potreros opina que ese tiempo no debe superar los tres meses.

Los estudios sobre biología de *R. microplus* en diferentes regiones de Colombia han reportado sobrevivencia larvaria por más de 12 meses. Cuando se trata de garrapatas de tres hospederos la situación es más crítica por los períodos tan largos que cada estadio puede permanecer en la vegetación sin alimentarse; por ejemplo, estudios realizados con *Amblyomma americanum* indi-

caron que después de 12 años de permanecer un potrero sin animales, la población de garrapatas se disminuía en 82%. De tal manera que en la actualidad el sistema resulta completamente impráctico por los períodos tan largos que serían necesario para terminar con las larvas en las praderas. (López, 1992).

Empleo de Hospederos desfavorables (Ovinos)

Dentro de las medidas alternas para el control de garrapatas la utilización de hospederos alternos que rechacen las garrapatas cuando se adhieran al mismo, ha sido una medida recomendada para el control. En observaciones preliminares sobre el tema en Colombia, Betancourt (1996), infestó bovinos y ovinos africanos con 40.000 larvas de *R. microplus* cada uno y encontró que, mientras en los bovinos recuperaba entre 800 y 1000 teleoginas por animal/día durante cinco días, en los ovinos la producción de teleoginas no solo empezó tardíamente, sino que alcanzó solamente 25/animal/ día.

En una revisión de Giraldo y Uribe, (2007) se refieren a la utilización de ovejas africanas de pelo (Camuros) para el control integrado de garrapatas. Los ovinos ingresan a los potreros donde pastorea el ganado y las garrapatas ascienden por el cuerpo del animal; sin embargo, los ovinos poseen una sustancia llamada Lanolina que repele las garrapatas. Los ovinos atraen y concentran las garrapatas en el potrero, regresan al cultivo de caña y por acción de la lanolina se caen sobre el suelo de los callejones donde no encuentran otros hospederos para completar su ciclo parasitario” Estos resultados permiten recomendar el empleo de ovinos como una estrategia para incorporar en programas de control integrado de la garrapata *R. microplus* (Figura 101).



Figura 101. hospederos desfavorables. (Fuente: A. Betancourt).

Remoción de animales muy susceptibles

Una alternativa más que se presenta ante tanta dificultad para un control efectivo de garrapatas es la eliminación de animales muy susceptibles o “dulces” para la infestación con garrapatas. Estos animales sobresalen en el hato porque siempre presentan un grado de infestación superior al del resto de los animales y por tanto contribuyen a mayor infestación de las praderas con larvas de garrapatas. En opinión de Sutherst (1979) entre el 20 y 30% de los animales más susceptibles, del hato, porta el 50% o más de todas las garrapatas

de este. Hechas las debidas consideraciones económicas y de su capacidad de producción, el retiro de estos animales de una explotación causa un descenso dramático en la infestación de las praderas con larvas de garrapata. Posiblemente la estrategia podría combinarse con tratamientos selectivos de los animales muy susceptibles pero valiosos que por su alta genética y/o productividad no puedan ser eliminados del hato. (Betancourt, 1990). (Figura 102).



Figura 102. Bovino altamente susceptible a garrapatas

Extractos de Plantas

Una de las alternativas más promisorias para el control de garrapatas sin recurrir a los compuestos químicos, sin lugar a duda, debe ser la utilización de extractos de plantas lo que permitiría un efectivo control integrado. En los estudios iniciales se han incluido extractos del árbol de Neem (*Azadirachta indica*); extractos de Tabaco (*Nicotiana tabacum*); extracto etéreo de la semilla del Mamey (*Mammea americana*), extracto de Rústico (*Monnina phytolaccaefolia*), como ha sido reportado por Benavides y Romero (2001), Oliveros *et al.*, 1996; Portela *et al.*, (2003).

En un estudio preliminar en campo y laboratorio realizado por Benavides *et al.*, (2001), se determinó el efecto ixodicida de semillas del árbol del Neem. Con la técnica de inmersión de adultos de garrapatas se evaluó el efecto de soluciones acuosas en alcohol y éter sobre la capacidad reproductiva. En el campo se comparó el efecto sobre bovinos en pastoreo con hidrato jabonoso al 15% de semillas del Neem, con un acaricida comercial. En las pruebas de laboratorio el porcentaje de control de la eficiencia reproductiva (PCONER) en solución en éter al 5% la efectividad observada fue del 100% y en el extracto alcohólico la efectividad fue del 70 y 69% en las diluciones 1:5 y 1:20 respectivamente, sin encontrar diferencias con el producto comercial. Lo anterior demuestra la efectividad de las semillas del árbol del Neem y sugiere la realización de nuevos ensayos a fin de determinar con certeza la efectividad de las semillas y utilizarlos en los programas de control integrado de las garrapatas. (Figura 103).



Figura 103. árbol del Neem (*Azadirachta indica*)

En Colombia Neira *et al.*, (2009), reportaron un efecto de tintura de tabaco (*N. tabacum*), sobre garrapatas en caninos, similar al tratamiento con Amitraz, con resultados de efectividad de 70% para larvas, 61.79% en ninfas y 64.9% en adultos a una concentración de 0.0117%, en comparación con una efectividad promedio de Amitraz contra los tres estados, de 92%. Estudios desarrollados en Boyacá, Colombia, evaluando el efecto sobre la garrapata *R. microplus*, de extractos etanólicos de las plantas “Borrachero” (*Brugmasia arborea*), “Saúco” (*Sambucus nigra*), “Chipaca, Amor seco” (*Bidens pilosa*), “Altamisa” (*Ambrosia cumanensis*) y “Tabaco” (*Nicotiana tabacum*), confirmaron la eficacia de esta última especie, a concentraciones desde 0.5:10 hasta 5:10 y recomendaron su posible uso como ixodicida natural en bovinos. (Rodríguez *et al.*, 2010).

En México, Rodríguez-Vivas *et al.*, (2014), citan trabajos de diferentes autores reportando efectividades por encima de 85% contra *R. microplus*, de extractos de *Petiveria alliacea*, *Cuminum cyminum*, *Pimienta dioica*, orégano (*Lipia graveolens*), romero (*Rosmarinus officinalis*) y bulbos de ajo (*Allium sativum*).

Extractos de numerosas y variadas plantas han sido reportadas con efecto sobre garrapatas de diferentes especies, pero muchos de ellos no ofrecen información sobre el tipo de extracto, el vehículo adecuado, toxicidad para mamíferos, viabilidad económica y otros. Jonsson (2005), presenta algún detalle sobre especies vegetales que han sido consideradas como promisorias para el control de garrapatas. Entre ellas se mencionan: Neem (*A. indica*), *Capsicum spp.*, aceites de cáscaras de varias especies de cítricos (*Citrus spp*) tabaco (*N. tabacum*), Pimienta (*Pimenta dioica*) y otras predominantemente africanas. El mismo autor (Jonsson, 2005) expresa que, antes de recomendar un extracto vegetal como componente de control integrado, se deben responder preguntas como: forma de extracción (formulación), efectividad frente a especies locales del artrópodo, costo del tratamiento, seguridad para animales y humanos en contacto con el extracto, seguridad para el ambiente y residuos indeseables en productos animales.

Enemigos naturales, depredadores y parasitoides

En este grupo se incluyen Nematodos Entomopatógenos, Aves, Hormigas y Avispas

Nematodos: En las familias de nematodos Sterneimatiidae y Heterorhabditidae existen cerca de 25 especies patógenas para insectos, especialmente de interés en agricultura. Estos nematodos se aplican, en su estado larvario, en el agua de irrigación o en los cultivos, penetran el hemocele del artrópodo y liberan bacterias simbióticas (*Xenorhabdus* o *Photorhabdus*) que colonizan y matan el insecto. Aunque hay productos comerciales a base de estos nematodos, para plagas de cultivos, no se han desarrollado para control de garrapatas del ganado. En ensayos *in vitro*, *Steinernema carpocapsae* causó 100% de mortalidad en *Rhipicephalus (Boophilus) annulatus* adultos, pero, al parecer, *R. microplus* no ha mostrado susceptibilidad a estos nematodos, a diferencia de *R. appendiculatus* y *R. sanguineus*. Lo anterior y la falta de experimentación en campo, no ofrecen soporte sólido para incorporar estos nematodos en programas de control integrado de *R. microplus* (Jonsson, 2005).

Aves: Las aves silvestres y domésticas pueden ser depredadores eficientes de garrapatas. Entre ellas se cuentan los “Garrapateros” (Oxpeckers) como *Buphagus* sp. la gallina doméstica (*Gallus domesticus*), las “Gallinetas” (*Numida meleagris*) y las garzas como *Bubulcus ibis*. (Jonsson, 2005) (figura 104). En la Reserva Natural El Hatico, El Cerrito, Valle del Cauca, Colombia, se han identificado como depredadoras de garrapatas el “Garrapatero Caucano” *Milchivago chimachina*, el “Garrapatero Común” *Crotophaga ani* y la “Garcita del Ganado” *Bubulcus ibis* (Giraldo & Uribe, 2007). Estos autores recomiendan promover sistemas sostenibles de producción ganadera, amigables con la naturaleza y que favorezcan el establecimiento de estas especies.



Figura 104. Garza *Bubulcus ibis*. (Jonsson, 2005)

Hormigas: Algunas especies de hormigas como *Iridomyrmex detectus*, *Pheidole megacephala* y *Solenopsis invicta* se han identificado como predadores importantes de garrapatas. En la Reserva Natural El Hatico, arriba mencionada, la hormiga *P. megacephala* ha sido encontrada depredando larvas de garrapatas. (Giraldo y Uribe, 2007). Al parecer, las hormigas no solo pre-

dan en huevos y larvas de garrapatas, sino que su ácido fórmico puede repele-
r garrapatas. (Véase Jonsson, 2005).

Avispas: Los parasitoides son insectos cuyas larvas parasitan otras especies de artrópodos, matando usualmente, el estadio que parasitan. Todos los parasitoides de garrapatas son avispas himenópteras entre las cuales se incluyen *Ixodiphagus texanus*, *Ixodiphagus hookeri* (antes *Hunterellus hookeri*), *Ixodiphagus mysorensis*, *I. biroi*, *I. hirtus*, *I. theileri* e *I. sagarensis*. Se considera que los parasitoides *Ixodiphagus* son muy efectivos en el control de garrapatas, con altos porcentajes de parasitismo natural; sin embargo, es necesario liberar números altos (300.000 parasitoides hembras de *I. hookeri*/km²), para obtener 95% de parasitismo de larvas de *Ixodes scapularis*. Algunos estudios sugieren que *Ixodiphagus hookeri* puede tener valor en el control de *Amblyomma variegatum*, pero no afecta a *Rhipicephalus appendiculatus*. (Véase Jonsson, 2005).

Control de garrapatas por hibridación o irradiación (machos estériles)

El cruce de machos de *R. annulatus* x hembras de *R. microplus* produce hembras fértiles y machos estériles; el cruce de estas hembras fértiles con machos produce machos estériles y hembras fértiles por seis generaciones. Los machos híbridos son menos competitivos reproductivamente que los machos *R. microplus* puros, lo cual significa que un programa de control con esta estrategia requiere liberar 20 machos estériles por cada garrapata pura. Por esta razón, y por los altos costos de producción de los híbridos, esta estrategia no parece ser una herramienta promisoría en programas de control integrado de *R. microplus* (Davey, 1986; Jonsson, 2005).

De otro lado, el control de insectos mediante la técnica de esterilización por irradiación ha sido una técnica muy utilizada a nivel mundial. Esta técnica fue utilizada para la esterilización de machos *R. microplus* con resultados exitosos en el proceso de esterilización; sin embargo es una técnica que en la actualidad no tiene aplicación para el control de esta especie de garrapata, por cuanto el número de machos estériles requeridos para competir con machos fértiles deben estar en proporción 20 a 1, siendo un número muy elevado de machos estériles que se requerirían en un hato; además como las garrapatas requieren la presencia del hospedero para realizar su ciclo sería necesario construir muchos laboratorios para tener los animales donantes, además de que los gonandros irradiados pierden mucha movilidad. (Núñez *et al.* 1987).

CONTROL INTEGRADO

En la actualidad, en gran parte de las fincas del mundo, una sola estrategia para manejar la infestación del ganado con la garrapata *R. microplus*, no garantiza un control satisfactorio del parásito. Por esta razón lo recomendado es el **Control Integrado** combinando alternativas químicas con una o varias de

las herramientas no químicas que se han venido presentando en este capítulo. El control integrado se define como “la asociación del medio ambiente y la dinámica de población de las especies de plagas, utilizando una combinación de técnicas y métodos sustentables que sean compatibles y que mantengan niveles bajos de las poblaciones de plagas que causan pérdidas económicas” (Rodríguez-Vivas *et al.* 2011).

En términos más sencillos, el control integrado consiste en “echar mano” de todas las estrategias de control (químicas y no químicas) que se puedan emplear en una ganadería, para mejorar el control de la plaga. Los resultados no son absolutos ni inmediatos, pero son altamente rentables, amigables con el ambiente, disminuyen la deposición de residuos de pesticidas en leche y carne, permiten extender considerablemente el intervalo entre tratamientos, favorecen la población refugio del parásito, mejoran la estabilidad enzoótica para hemoparásitos y prolongan la vida útil de los acaricidas. (Rodríguez-Vivas *et al.*, 2011).

En un estudio de tres años de duración en fincas del Piedemonte Llanero colombiano, Cassalet *et al.*, (2013), hallaron que esquemas de Control Integrado de *R. microplus*, permitieron una reducción en los costos de pesticidas entre 76 y 92%, una economía de 84.6% por leche no descartada y una disminución importante de mano de obra necesaria para control, con el consiguiente incremento de rentabilidad de la explotación. Los esquemas de manejo integrado de la garrapata se deben acompañar de un juicioso criterio de **umbral de daño o umbral económico** para hacer uso de los químicos solo cuando la población de estos parásitos en los animales alcance niveles que comprometan realmente su salud y su productividad.

Bibliografía

- AGBEGE, R.S.S., KEMP, D.H. (1986). Immunization of cattle against *Boophilus microplus* using extracts derived from adult female ticks: histopathology of ticks feeding on vaccinated cattle. *Int J. Parasitol* 16: 35-41.
- ARTECHE, C.C.P., ARREGUI, L.A., LARANJA, R.J. (1975). Algunos aspectos de resistência do *Boophilus microplus* (Canestrini 1888) aos carrapaticidas organofosforados no Rio Grande do Sul (Brasil). *Boletim do Instituto de Pesquisas Veterinárias "Desidério Finamor"*, 2:15-24
- BARCELOS, A.; FIORIN, A.; MONTEIRO, A.; VERISSIMO, C. (1998). *Effects of Metarhizium anisopliae on the tick Boophilus microplus* (Acari: Ixodidae) in stabled cattle. *J. invertebr. Pathol.* 71: 189- 191
- BARRÉ N, LI AY, MILLER RJ, GAIA H, DELATHIERE JM, DAVEY RB & GEORGE JE. (2008). *In vitro* evaluation of deltamethrin and amitraz mixtures for the control of *Rhipicephalus* (*Boophilus*) *microplus* (Acari: Ixodidae) in New Caledonia. *Veterinary Parasitology*, 155: 110-119.
- BENAVIDES O.E, JIMÉNEZ CP, BETANCUR HO, VÉLEZ G, POLANCO N & MORALES J. (2017). Effect of the use of fluazuron for the control of *Rhipicephalus* (*Boophilus*) *microplus* in cattle. *Rev. MVZ Córdoba*, 22(Supl): 6050-6061.
- BENAVIDES, O. E., ROMERO, A. (2001). Consideraciones para el control integral de parásitos externos del ganado. Anexo Coleccionable "Manejo integrado de plagas y enfermedades en explotaciones ganaderas 7". *Carta Fedegan* 70: 64-86.
- BENAVIDES, O.E.; HERNÁNDEZ, M. G.; ROMERO, M.A.; HERTWIDO, C. C.; RODRIGUEZ, B. J.L. (2001). Evaluación preliminar del extracto del Neem (*Azadirachta indica*), como alternativa para el control de la garrapata del ganado *Boophilus microplus* (Acari: Ixodida). *Revista Colombiana de Entomología*. 27(1-2): 1-8.
- BENAVIDES O, E. (2000). Situación actual de resistencia de la garrapata *Boophilus microplus* a acaricidas (tercera entrega) *Carta Fedegán* 61: 14-24
- BENAVIDES O, E. (1995). Resistencia de artrópodos a pesticidas. Factores que favorecen su desarrollo y estrategias para combatirla. *Revista ACOVEZ* 20:26-33.

- BENAVIDES O., E. (1992). Control de garrapatas, moscas y hemoparásitos en bovinos del trópico. ICA- Informa (Colombia). Enero – marzo, v. 26(1) p. 9-15
- BENAVIDES. O. E., (1989). Resistencia a la Garrapata y adaptación al trópico de bovinos en Colombia. Seminario internacional sobre Diagnóstico, Epidemiología y Control de Enfermedades hemoparasitarias. Convenio Colombo Alemán ICA GTZ. Palmira (Colombia), nov- 22-24. En: Memorias. Bogotá (Colombia) ICA-GTZ p.148-150.
- BENAVIDES, O. E. (1988). Selección de animales resistentes a enfermedades: Alternativa genética para el futuro. Revista Nacional de Zootecnia. 9(28): 24-29
- BENJAMÍN, M.; ZHIOUA, E.; OSTFELD, R. (2002). Laboratory and field evaluation of the entomopathogenic fungus *Metarhizium anisopliae*.
- BETANCOURT EJA. (2019). Control integrado de la garrapata *Rhipicephalus microplus* (garrapata común del ganado) con base en la vacuna Go Tick® en fincas lecheras de diferentes regiones de Colombia. Rev. Acovez, 48(1): Ed. 132: 7-12.
- BETANCOURT EJA. (2017). Las vacunas contra la garrapata común del ganado: Componente fundamental para control integrado del parásito. Rev. Acovez, 46(3): 15-20.
- BETANCOURT, E. A., TORRES, O. (2007). Vacuna contra la garrapata *Boophilus microplus*. Rev. Acovez 37:(3): 31- 36.
- BETANCOURT A, PATIÑO F, TORRES O & EUGENIO B. (2005). Prueba de establo para evaluar la efectividad de la vacuna Tick Vac® contra la garrapata *Boophilus microplus*. Rev. Acovez, 34(3): 18-25.
- BETANCOURT E, A.; CASSALETT B. E., ESCOBAR G. A., URIBE G. L.F. (1999). Experiencias sobre susceptibilidad de la garrapata *Boophilus microplus* a diferentes alternativas de control. Agricultura de las Américas. Ed. 272. P. 31-34 (mayo).
- BETANCOURT J.A. (1996). Tratamientos estratégicos y control integrado de la garrapata. En: Seminario Internacional de Parasitología. Paipa, nov. 22-24. Pfizer. Pp. 11-16.
- BETANCOURT, E.A. (1990). Experiencias colombianas en Bioecología de la garrapata *Boophilus microplus* (Can.). Documento presentado en: Memorias del Seminario Internacional sobre Diagnóstico, Epidemiología y Control de Enfermedades Hemoparasitarias., Palmira, Valle del Cauca (Colombia). p. 54-71.
- BETANCOURT, E. A. (1980b). Resistencia de garrapatas a insecticidas. En: Control de garrapatas Instituto Colombiano Agropecuario - ICA Regional 4. p. 81-110. (Compendio N° 39).

- BETANCUR H.O, (2017). Insecticide resistance management: A long term strategy to ensure effective pest control in the future. In: International Production and Processing Expo. IPPC. Veracruz, Mexico. 6 p.
- BRAM, R. (1975). Los principios que gobiernan los programas nacionales para el control de garrapatas. En: Seminario sobre Ectoparásitos. CIAT, Cali, (Colombia). Agosto 25-30. 270p.
- BRITES-NETO J, BRASIL J, DE ANDRADE J& SAQUI GL. (2017). Evaluation of an association of alpha-cypermethrin and flufenoxuron for tick control in an area at risk of Brazilian spotted fever. Veterinary Parasitology, xxx (2017) xxx-xxx. <http://dx.doi.org/10.1016/j.vetpar.2017.03.002>
- CASSALETT, BER, PARRA AJL & ONOFRE RHG. (2013). Diagnóstico, manejo y control integrado de ectoparásitos en bovinos doble propósito del piedemonte llanero. Boletín Técnico. Corpoica - Ministerio de Agricultura y Desarrollo Rural-Prosperidad para Todos. Produmedios, Bogotá. 55 p.
- COLMENARES, C.R. (1961). Investigaciones genéticas sobre el ganado colombiano BON. Universidad de Caldas. Rev. de Veterinaria y Zootecnia. 5:40-73.
- CONWAY, G.R.& COMINS, H.N. (1979). Resistance to pesticides. 2. Lessons in strategy from mathematical models. Span 22(2), 53- 55.
- CORTÉS, J. (2010). Cambios en la distribución y abundancia de garrapatas y su relación con el calentamiento global. Rev. Med. Vet. Z. 57, 65-75.
- CUJIÑO, R. (2022). Comunicación Personal a Gustavo López.
- DACOSTA, G.; SARQUS, M.; DE MORAES, A.; BITTENCOURT, V. (2002.) Isolation of *Beauveria bassiana* and *Metarhizium anisopliae* var *anisopliae* from *Boophilus microplus* tick (Canestrini, 1887), in Rio de Janeiro State, Brazil. Mycopathol154: 207-209.
- DAVEY RB. (1986). Mating competitiveness of hybrid *Boophilus* male ticks compared to pure strain *B. annulatus* and *B. microplus* males (Acari: Ixodidae). J. Med. Entomol, 23(4): 433-436.
- DE OLIVEIRA SHL, GARCÍA MV, CAVALCANTE BJ, KOLLER WW & ANDREOTTI R. (2015). Acaricide resistance status of the *Rhipicephalus microplus* in Brazil: A literature overview. Medicinal Chemistry, 5: 326-333.
- EVANS, D.E. (1978). *Boophilus microplus* Ecological Studies and a Tick Fauna Synopsis Related to the Developing Cattle Industry in the Latin American and Caribbean Region. PhD Thesis. Cnaa/NE London Polytechnic United Kingdom, 283 p.
- FRAGOSO, S.H. & SOBERANES, C.N. (2001). Control de la resistencia a los ixodídeos a la luz de los conocimientos actuales. Memorias de XXV Congreso nacional de Buiatría. Veracruz, Veracruz, México. Asociación Mexicana de Médicos especialistas en Bovinos, A.C. Pp. 40- 48.

- FREIRE, J.J. (1953). Arsenio e cloro resistência e emprego de tiofosfato de dietilparanitrofenila (Parathion) na luta antigarrapato *Boophilus microplus* (Canestrini 1888). Boletim da Directoria de Produção animal, 9(17): 3-21.
- GEORGE, J.E., POUND, J.M. and DAVEY, R.B. (2008). Acaricides to controlling ticks on cattle and the problem of acaricide resistance. In: Ticks Disease and Control. Edited by Bowman A.S and Nuttall P. Cambridge University Press. p: 408- 423.
- GIRALDO, C.; URIBE, F. (2007). Manejo integrado de garrapatas en sistemas sostenibles de producción ganadera. Carta FEDEGAN. 101: 66-74.
- GRAHAM, O.H. (1980). Algunos aspectos genéticos de la biología y del control de las garrapatas. conferencia dictada en: III Curso sobre Control de garrapatas. Maracay, Venezuela. febrero. Marzo. 10pp-
- GRAHAM, O.H., HOURRIGAN, J.L. (1977). Eradication Programs for the Arthropod Parasites of Livestock. Journal of Medical Entomology, vol 13 (6) June. P: 629- 658.
- GUEDES FAP, VAZ-JUNIOR IDS, MASUDA A, SCHRANK A & HENNING VM. (2000). *In vitro* assessment of *Metarhizium anisopliae* isolates to control the cattle tick *Boophilus microplus*. Veterinary Parasitology, 94: 117-125.
- GUTIÉRREZ OJD. (2006). Identificación de órganos blanco en garrapatas de la especie *Boophilus microplus* para anticuerpos anti-garrapatas en bovinos, inducidos por el inmunógeno Tick Vac® del laboratorio Limor de Colombia S.A. mediante métodos de inmunoperoxidasa. Tesis Microbiólogo Industrial. Pontificia Universidad Javeriana, Bogotá, 97 p.
- JACKSON D, CORNELL CB, LUUKINEN B, BUHL K & STONE D. (2009). Fipronil General Fact Sheet. National Pesticide Information Center. Oregon State University Extension Services. <http://npic.orst.edu/factsheets/fipronil.html>.
- JONSSON NN (2005). Integrated control programs for ticks on cattle: an examination of some possible components. FAO Animal Production and Health Paper. V Conferencia Electrónica Redectopar. Bogotá, agosto - septiembre. 78 p.
- JONSSON N.N., DAVIS R. & DE WITT M. (2001). An estimate of the economic effects of cattle Tick (*Boophilus microplus*) infestation on Queensland dairy farms. Australian Veterinary Journal. 79: 826-831
- JONSSON N.N., MAYER D.G. & GREEN P.E. (2000). Possible risk factors on Queensland dairy farms for acaricide resistance in cattle Tick (*Boophilus microplus*). Veterinary Parasitology. 88: 79-92.
- JONSSON NN, MAYER DG, MATSCHOSS AL, GREEN PE, ANSELL J. (1998). Production effects of cattle Tick (*Boophilus microplus*) infestation on cattle, with reference to *Bos indicus* cattle and their crosses. Vet Parasitol 137:1-4.

- KEMP D H, F THULNER, K R GALE, A NARI, G A SABATINI. (1998). Acaricide resistance in the cattle ticks *Boophilus microplus* and *Boophilus decoloratus*. Report to the Animal Health Services. FAO. Pp. 1-32.
- KLAFKE GM. (2008). *In vitro* detection of ivermectin resistance in *Rhipicephalus microplus* (Acari: Ixodidae). VI Seminario Internacional de Parasitología Animal, Boca del Rio, Veracruz, septiembre 3 -5. 14 p.
- LÓPEZ, V. G.; PARRA- H. G. (2017). Parásitos Externos de importancia en Medicina Veterinaria. Ed. Universidad CES. 215p.
- LÓPEZ V. G. (2017). Garrapatas (Acari: Ixodidae y Argasidae) de Importancia Médica y veterinaria procedentes de Norte Centro y Suramérica. Ed. Universidad de Antioquia. Ed. CES. 2017 110pp.
- LÓPEZ E, LÓPEZ G & ORDUZ S. (2009). Control de la garrapata *Boophilus microplus* con el hongo *Metarhizium anisopliae*. Estudio de laboratorio y de campo. Revista Colombiana de Entomología 35 (1): 42-46.
- LÓPEZ, V. G. (1992). Sistemas de control de garrapatas. En: Primer foro nacional sobre la situación de las garrapatas y moscas en la ganadería. Conferencias. Santa fe de Bogotá, julio. p. 32.
- LÓPEZ, G. (1980). Ectoparásitos del ganado bovino. Rev. Col. de Cienc. Pec. 3(10): 47-56.
- MAPHOLI, N.O.; MARUFU M.C.; MAIWASHEA, A.; BANGA, C.B, MUCHENJEC, V.; MACNEIL, M.D.; CHIMONYO, M.; DZAMA, K. (2014). Towards a genomics approach to ticks (Acari: Ixodidae) control in cattle: A review. Ticks and Tick-borne Diseases. Vol. 5, (5): 475- 483, September.
- MARTINS, J.R.; FURLONG, J. (2001). Avermectin resistance of the cattle Tick *Boophilus microplus* in Brazil. Vet. Rec. 149:2, 64.
- METCALF, RL. (1989). Insect resistance to insecticides. Pesticide Sci. 26, 333- 358.
- MILLER RJ, ALMAZÁN-GARCÍA C, ESTRADA-ORTIZ M, DAVEY RB & GEORGE JE. (2008). A survey for fipronil and Ivermectin-Resistant *Rhipicephalus (Boophilus) microplus* collected in Northern Mexico and the options for the management an acaricide-resistant ticks with pesticides. VI Seminario Internacional de Parasitología Animal, Boca del Rio Veracruz, septiembre 3-7. 10 p.
- MORENO, F. (2022). Comunicación personal
- NEIRA J, CARVAJAL L, CALA F & GÓMEZ J. (2009). Evaluación del efecto de la tintura de tabaco (*Nicotiana tabacum*) en el control biológico de la garrapata. Revista Colombiana de Ciencias Pecuarias, 3(22): 551-552.
- NEWTON, L.G. (1967). Acaricide resistance and Tick control. 1967. Australian Veterinary Journal. 43, 389- 394.

- NUÑEZ, J.L.; MUÑOZ, M.E.; MOLTEDO, H.I. (1987). *Boophilus microplus*. La garrapata común del ganado. Primera reimpresión. Ed. hemisferio sur. 185p.
- OJEDA-CHIMM, RODRÍGUEZ-VIVAS RI, GALINDO-VELASCO E, LEZAMA-GUTIÉRREZ R & CRUZ-VAZQUEZ C. (2011). Control de *Rhipicephalus microplus* (Acari: Ixodidae) mediante el uso del hongo *Metarhizium anisopliae* (Hypocreales: Clavicipitaceae). Revisión. Rev. Mex. Cienc. Pecu. 2(2): 177-192.
- OKLAHOMA STATE UNIVERSITY. (1996). Breeds of livestock. Sahiwal Cattle.
- OLIVEROS J, ROIS E, BENAVIDES E & WILCHES M. (1996). Evaluación *in vitro* de posibles propiedades de la semilla del mamey (*Mammea americana*) en el control de la garrapata *Boophilus microplus*. XXXI Congreso Nacional de Ciencias Biológicas, octubre. Riohacha, Guajira.
- OTTE, J. (1991). Diagnóstico y limitantes de la salud y producción a nivel de campo. Experiencias en el departamento de Córdoba. En: Memorias V Congreso nacional de la asociación de criadores de ganado cebú. Asocebu. Cartagena.
- PATARROYO JH, PORTELA R, DE CASTRO R, CUOTO R, GUZMAN J, PATARROYO F *et al.*, (2002). Immunization of cattle with synthetic peptides derived from the *Boophilus microplus* gut protein (Bm86). Veterinary Immunology and Immunopathology, 88: 163-172.
- PORTELA R, RODRÍGUEZ GCE, BETANCOURT EA, QUINTERO GM, VELASQUEZ GC, DOMINGUEZVA & HERNANDEZ RA. (2003). Medicina herbaria en el control de ectoparásitos de bovinos. Corpoica-Pronata. Boletín Técnico No. 24. Palmira, Valle del Cauca, 32 p.
- POSADAS JB & LECUONA RE. (2009). Selection of native isolates of *Beauveria bassiana* (Ascomycetes: Clavicipitaceae) for the microbial control of *Rhipicephalus (Boophilus) microplus* (Acari: Ixodidae). J. Med. Entomol., 46(2): 284-291.
- RAND K.N., MOORE T., SRISKANTHA A, SPRING K., TELLAM R., WILLADSEN, P. & COBON G. (1989) Cloning and expression of a protective antigen from the cattle Tick *Boophilus microplus*. Proceeding of the National Academy of Science, USA 86.
- RECK J, KLAFKE GM, WEBSTER A, AGNOL BD, SCHEFFER R, ARAUJO SU *et al.*, (2014). First report of fluazuron resistance in *Rhipicephalus microplus*: A field tick population resistant to six classes of acaricides. Veterinary Parasitology.
- RESHMA, K.R.; PRAKASAN, K.(2020). Synthetic Acaricides as a Promising Tool in Tick Control Program-The Present Scenery. Entomology applied Science. Vol. 7(2): Issue 2.

- RIJO CE. (1995). Control de garrapata del ganado *Boophilus microplus* (Caneistrini) con hongos entomopatógenos. Curso Internacional de Sanidad Vegetal. Ciudad de La Habana, Cuba. 11 p.
- RODRÍGUEZ- VIVAS, R.I.; ROSADO A.; ROSADO- A. J.A: OJEDA-CHI. M.M.: PEREZ-CO. L.C.; TRINIDAD- MA. I.; BOLIO-G. M.E. (2014). Control integrado de garrapatas en la ganadería bovina. Ecosistemas y Recursos Agropecuarios. 1(3): 295- 308.
- RODRÍGUEZ- VIVAS, R.I., HODGKINSONB, J.E., TREESB, A.J. (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 Rev. Mex Cienc Pecu;3(Supl 1):9-24 9.
- RODRÍGUEZ-VIVAS RI, OJEDA-CHI MM, PÉREZ-COGOLLO LC & ROSADO-AGUILAR JA. (2011). Epidemiología y control de *Rhipicephalus (Boophilus) microplus* en México. Capítulo 33. En: Epidemiología de Enfermedades Parasitarias en Animales Domésticos. Editores: Quiroz RH, Figueroa CJA, López AME. AMPAVE, pp 477-504.
- RODRÍGUEZ SA, RODRÍGUEZ MC & CRUZ CA.(2010). Efecto ixodicida de los extractos etanólicos de algunas plantas sobre garrapatas *Rhipicephalus (Boophilus) microplus*. Rev. MVZ Córdoba, 15(3): 2175-2184.
- ROJAS, F., TORRES, P., RODRÍGUEZ, D. Y CANTOR, F. (2011). Efecto de tres densidades de *Tetranychus urticae* (Acari: Tetranychidae) sobre el crecimiento de plantas de rosa. Ingeniería Agroecológica. UNIMINUTO.
- SHAW, R.D. (1966). Culture of an organophosphorus resistant strain of *B. microplus* an assessment of its resistance spectrum. Bull. Entomol. Res. 56 (3): 389-405.
- STONE, B.F. (1972). The genetics of resistance by ticks to acaricides. Aust. Vet. J. 48, 345- 350.
- SUTHERST RW, WHARTON RH, COOK LM *et al.*, (1979). Long term populations studies on the cattle tick *Boophilus microplus* on untreated cattle selected for different levels of tick resistance. Aust. J. Agric. Res., 30. 353-368.
- SUTHERST, R. W., WAGLAND, B.M., ROBERT, J.A. (1978). Effects of density on survival of *Boophilus microplus* on previously unexposed cattle. Int. J. Parasitol. 8: 321- 324.
- TAHORI, A:S. (1975). Acaricidas y resistencia de las garrapatas a los acaricidas. En: Trabajos presentados en el Seminario sobre: "Ecología y control de los parásitos externos de importancia económica que afectan el ganado en América Latina. Agosto 25- 30. CIAT, 1977. P.163- 175 (Serie CS- 13).
- THOMPSON GD, HUTCHINGS SH & SPARKS TC. (1999). Desarrollo de Spinosad y atributos de una nueva clase de productos para control de insectos

tos. Radcliffe's El Texto Mundial de MIP. University of Minnesota. <http://ipmworld.umm.edu/cancelado/Spchapters/SpinosadSp.htm>

- THOMPSON, K.C., ROA, J., ROMERO, T. (1978). Anti-Tick grasses as the basis for developing practical Tropical Tick control packages. Trop. Anim. Hlth. Prod. 10(3): 179-82.
- WAGLAND, M. (1979). Host. Resistance to Cattle Tick (*Boophilus microplus*) in Brahman (*Bos indicus*) cattle. IV. Ages of ticks rejected. Aust.J. Agric. Res. 30: 211-218.
- WALKER, J.B. (1975). Survey technique for ticks species affecting domestic animals. Trabajo presentado en el Seminario sobre ectoparásitos. CIAT. Cali, agosto 25-30. 22 p.
- WHARTON, R.H.; ROULSTON, W.J. (1975). Resistencia de *Boophilus microplus* a los acaricidas en Australia. En: reunión de discusión sobre Hemoparásitos. memorias CIAT. 158p
- WARTON, R.H.; UTECH, K.B.W.; SUTHERST. R.W. (1971). Tick resistance cattle for the control of *Boophilus microplus*. Proceeding of 3er. International Congress of Acarology. Prague. P.697- 700.
- WEBSTERA, RECK J, SANTIL, SOUZAUA, DALLÁGNOL B, KLAFKE GM et al., (2015). Integrated control of an acaricide-resistant strain of the cattle tick *Rhipicephalus microplus* by applying *Metarhizium anisopliae* associated with cypermethrin and chlorpyrifos under field conditions. Veterinary Parasitology, 207: 302-308.
- WILKINSON, P.R., WILSON T.J. (1958) Survival of cattle ticks in central Queensland pastures. Aust. J. Agric. Res. 9: 130-143.
- WILKINSON, P.R. (1957). The spelling of pastures in cattle tick's control. Aust. J. Agric.
- WILLADSEN, P. (1987). Immunological approaches to the control of ticks. Int. J. Parasitol. 17: 671-677.
- WILLADSEN, O.; MACKENA, R.V.; and RIDING, G.A. (1987). Isolation from the cattle tick, *Boophilus microplus*, of antigenic material capable of eliciting a protective immunological response in the bovine host. Int. J. Parasitol. 18: 183-189
- WILLIAMS, H., ZOLLER, H., ROEPKE, R., ZSCHIESCHE, E., HECKEROTH, A.R. (2015). Fluralaner activity against life stages of ticks using *Rhipicephalus sanguineus* and *Ornithodoros moubata* *In vitro* contact and feeding assays. Parasites & Vectors, 8(1), 90.



Sobre los Autores



Gustavo López Valencia

Médico Veterinario de la Universidad de Antioquia; MSc. en Parasitología Animal del Instituto Colombiano Agropecuario ICA-Universidad Nacional; especialista en Acarología- hemo parasitología del Centro Internacional de Agricultura Tropical CIAT, especialista en Taxonomía de garrapatas del Rocky Mountain Laboratory, Hamilton, Montana. Profesional del Programa de Parasitología y Entomología Veterinaria del Instituto Colombiano Agropecuario ICA durante 35 años, Profesor de Parasitología Veterinaria en la Universidad de Antioquia, Universidad CES, Fundación Universitaria Autónoma de las Américas, Corporación Universitaria Lasallista. Investigador en Parasitología Animal durante 35 años en el Instituto Colombiano Agropecuario ICA; asesor científico del laboratorio Veterinario del Instituto Colombiano de Medicina Tropical ICMT de la Universidad CES.



Jesús Antonio Betancourt Echeverri

Médico Veterinario Zootecnista de la Universidad de Caldas, Máster of Science en Parasitología Veterinaria de Texas A. & M. University y PhD en Ciencias Veterinarias de la misma Universidad. Investigador por 33 años en el Instituto Colombiano Agropecuario – ICA – y en CORPOICA (hoy AGROSAVIA) por siete años. Profesor de Parasitología Veterinaria en las Universidades de Córdoba (Pregrado), San Martín (Pregrado), Universidad de Ciencias Aplicadas y Ambientales – UDCA – (Posgrado). Actualmente, Asesor Técnico de Limor de Colombia S.A.S. y profesor de cátedra de Parasitología Veterinaria en la Escuela de Microbiología y Bioanálisis de la Universidad Industrial de Santander – UIS -. Autor o co-autor de 100 publicaciones técnico/científicas.

ISBN: 978-628-96246-0-1



ACOVEZ | Calle 33 #16 36 - Teléfono: 601 340 1797 - www.acovez.org

LIMOR COLOMBIA S.A.S. | Calle 127 A # 7-19 Oficina 205

Teléfono: 601 460 7332 - www.limorcolombia.co

Bogotá, Colombia