Universidad Nacional Mayor de San Marcos
Universidad del Perú. Decana de América

Dirección General de Estudios de Posgrado
Facultad de Medicina Veterinaria
Unidad de Posgrado

Actualización de Reportes de *Ehrlichia* spp. y *Anaplasma* spp. en animales domésticos y silvestres en las Américas

TRABAJO ACADÉMICO

Para optar el Título de Segunda Especialidad Profesional en Animales de Compañía

AUTOR

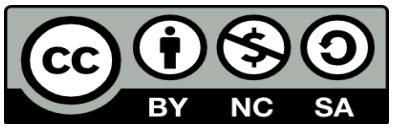
Mayra Ubertina CÓRDOVA CUELLAR

ASESOR

Mg. Luis Antonio HOYOS SIFUENTES

Lima - Perú

2025



Reconocimiento - No Comercial - Compartir Igual - Sin restricciones adicionales

https://creativecommons.org/licenses/by-nc-sa/4.0/

Usted puede distribuir, remezclar, retocar, y crear a partir del documento original de modo no comercial, siempre y cuando se dé crédito al autor del documento y se licencien las nuevas creaciones bajo las mismas condiciones. No se permite aplicar términos legales o medidas tecnológicas que restrinjan legalmente a otros a hacer cualquier cosa que permita esta licencia.

Referencia bibliográfica

Córdova M. Actualización de Reportes de *Ehrlichia* spp. y *Anaplasma* spp. en animales domésticos y silvestres en las Américas [Trabajo académico de segunda especialidad]. Lima: Universidad Nacional Mayor de San Marcos, Facultad de Medicina Veterinaria, Unidad de Posgrado; 2025.

Metadatos complementarios

Datos de autor	
Nombres y apellidos	Mayra Ubertina Córdova Cuellar
Tipo de documento de identidad	DNI
Número de documento de identidad	42413083
URL de ORCID	https://orcid.org/0009-0006-4310-1145
Datos de asesor	
Nombres y apellidos	Luis Antonio Hoyos Sifuentes
Tipo de documento de identidad	DNI
Número de documento de identidad	41175479
URL de ORCID	https://orcid.org/0000-0003-4432-3904
Datos del jurado	
Presidente del jurado	
Nombres y apellidos	Luis Antonio Gómez Puerta
Tipo de documento	DNI
Número de documento de identidad	10810335
Miembro del jurado 1	
Nombres y apellidos	Jacqueline Cahua Ugarte
Tipo de documento	DNI
Número de documento de identidad	09521579
Miembro del jurado 2	
Nombres y apellidos	David Montes Iturrizaga
Tipo de documento	DNI
Número de documento de identidad	09388141
Miembro del jurado 3	
Nombres y apellidos	
Tipo de documento	
Número de documento de identidad	

Datos de investigación	
Línea de investigación	B.4.1.9. Patología Clínica y Biología molecular
Grupo de investigación	"Círculo Profesional de Investigación en enfermedades zoonóticas transmitidas por vectores del Perú"
Agencia de financiamiento	Autofinanciamiento.
Ubicación geográfica de la investigación	Universidad Nacional Mayor de San Marcos FMV UNMSM Edificio: Facultad de Medicina Veterinaria – UNMSM. País: Perú Departamento: Lima Provincia: Lima Distrito: San Borja Urbanización: Javier Prado – 3ra Etapa Calle: Avenida Circunvalación Cdra. 28 s/n Latitud: -12.080943278079829 Longitud: -76.98752608672436
Año o rango de años en que se realizó la investigación	Octubre 2023 – noviembre 2025 (últimos 6 años, 2019-2025).
URL de disciplinas OCDE	Ciencia veterinaria https://purl.org/pe-repo/ocde/ford#4.03.01

UNIVERSIDAD NACIONAL MAYOR DE SAN MARCOS
Universidad del Perú. Decana de América
Facultad de Medicina Veterinaria
UNIDAD DE POSGRADO

ACTA DE SUSTENTACIÓN DE TRABAJO ACADÉMICO PARA OPTAR EL TÍTULO DE SEGUNDA ESPECIALIDAD PROFESIONAL EN ANIMALES DE COMPAÑIA

En la Facultad de Medicina Veterinaria de la Universidad Nacional Mayor de San Marcos, siendo las 11:00 horas del día martes 16 de diciembre del 2025, el Jurado Ad-Hoc designado para llevar a cabo la sustentación, presidido por el Mg. Luis Antonio Gómez Puerta y conformado por los siguientes miembros docentes: Mg. Luis Antonio Hoyos Sifuentes (asesor), Mg. Jacqueline Cahua Ugarte y el Mg. David Montes Iturrizaga, se dio inicio a la sustentación oral y pública del Trabajo Académico titulada:

"Actualización de Reportes de *Ehrlichia* spp. y *Anaplasma* spp. en animales domésticos y silvestres en las Américas", presentado por la Médico Veterinario:

MAYRA UBERTINA CÓRDOVA CUELLAR

Luego de sustentar el Trabajo Académico para obtener el Título de Segunda Especialidad y absolver satisfactoriamente las preguntas y objeciones formuladas por el Jurado y practicada la votación obtuvo la calificación de: **MUY BUENO, (18) DIECIOCHO** _____

A continuación, el Presidente del Jurado recomendó a la Unidad de Posgrado de la Facultad de Medicina Veterinaria, proponga el otorgamiento del Título de Segunda Especialidad Profesional en Animales de Compañía, a la Médico Veterinario Mayra Ubertina Córdova Cuellar.

Siendo las 12:22 horas del día martes 16 de diciembre de 2025, se dio por concluido el acto académico, suscribiéndose la presente Acta.

…….
Mg. Luis Antonio Gómez Puerta (P.A.T.C.)
Presidente

……..
Mg. Luis Antonio Hoyos Sifuentes (P.A. T.C.)
Miembro (Asesor)

……..
Mg. David Montes Iturrizaga
Miembro

……..
Mg. Jacqueline Cahua Ugarte (P.A.T.C.)
Miembro

……..
Dr. Cesar Miguel Gavidia Chucán (P.P.D.E.)
Director de la Unidad de Posgrado

UNIVERSIDAD NACIONAL MAYOR DE
SAN MARCOS
Universidad del Perú, Decana de América

CERTIFICADO DE SIMILITUD

Yo, Luis Antonio Hoyos Sifuentes en mi condición de asesor acreditado con el Dictamen N°000035-UPG-FMV-2025 del Trabajo Académico, cuyo título es "**Actualización de Reportes de *Ehrlichia* spp. y *Anaplasma* spp. en animales domésticos y silvestres en las Américas**", presentado por la Médico Veterinario Mayra Ubertina Córdova Cuellar para optar el Título de Segunda Especialidad Profesional en Animales de Compañía.

CERTIFICO que se ha cumplido con lo establecido en la Directiva de Originalidad y de Similitud de Trabajos Académicos, de Investigación y Producción Intelectual. Según la revisión, análisis y evaluación mediante la plataforma PIDS, el documento evaluado cuenta con el 5% de similitud, nivel **PERMITIDO** para continuar con los trámites correspondientes y para su **publicación en el repositorio institucional.**

Se emite el presente certificado en cumplimiento de lo establecido en las normas vigentes, como uno de los requisitos para la obtención del Título de Segunda Especialidad Profesional en Animales de Compañía.

Lima, 16 de diciembre de 2025

Firma del Asesor: _____

Nombres y Apellidos del asesor: Luis Antonio Hoyos Sifuentes

DNI: 41175479

La vigencia del presente certificado corresponde a un periodo de noventa (90) días desde la fecha de su emisión; siempre que no haya observaciones en el texto durante el proceso de revisión por el jurado informante o surja alguna contingencia.

INDICE

RESUMEN ……..…….... 6

ABSTRACT ……... 7

I. INTRODUCCION ……..…… 8

II. REVISION DE LA LITERATURA 9

2.1. Clasificación Taxonómica de *Ehrlichia* spp. y *Anaplasma* spp. ……..… 9

2.2. *Ehrlichia* spp. ……..……..……..… 9

2.2.1. Especies de *Ehrlichia* 10

2.2.1.1. *Ehrlichia canis* ……..10

2.2.1.2. *Ehrlichia chaffeensis* ……..11

2.2.1.3. *Ehrlichia ewingii* ……..…….... 12

2.2.1.4. *Ehrlichia minasensis* ……..…….....13

2.2.1.5. *Ehrlichia muris* ……..…….....14

2.2.1.6. *Ehrlichia ruminantium* ……..…….... 15

2.2.2. Patogenia de *Ehrlichia* spp. ……..... 16

2.2.3. Métodos de Diagnóstico de *Ehrlichia* spp. ……..…..... 16

2.2.3.1. Frotis Sanguíneo ……..… 17

2.2.3.2. Pruebas Serológicas ……..……..…… 17

2.2.3.2.1. Inmunofluorescencia Indirecta (IFI) ..…….…… 17

2.2.3.2.2. El ensayo de inmunoabsorción ligado a enzimas (ELISA) …….…… 18

2.2.3.3. Pruebas moleculares (PCR) ……..……..... 18

2.2.4. Tratamiento ……...……...…….. 19

2.3. *Anaplasma* spp. ……..…… 20

2.3.1. Especies de Anaplasma ……..…… 21

2.3.1.1. *Anaplasma marginale* ……..…..... 21

2.3.1.2. *Anaplasma centrale* ……..…..... 22

2.3.1.3. *Anaplasma ovis* ……..…….. 23

2.3.1.4. *Anaplasma phagocytophilum* ..……..…….. 23

2.3.1.5. *Anaplasma bovis* ……..…..... 25

2.3.1.6. *Anaplasma platys* ……..…..... 25

2.3.1.7. *Anaplasma capra* ……..…..... 26

2.3.1.8. *Anaplasma odocoilei* ……..…..... 27

2.3.2. Patogenia de *Anaplasma* spp. ……..……... 28

2.3.2.1. En garrapatas 28
2.3.2.2. En el huésped 28
2.3.3. Diagnóstico 29
2.3.3.1. Frotis Sanguíneo 29
2.3.3.2. Pruebas serológicas 30
2.3.3.3. Pruebas Moleculares 30
2.3.4. Tratamiento 31
2.4. Casos reportados de Ehrlichiosis y Anaplasmosis en Animales Domésticos y Silvestres . 32
2.4.1. América del Sur: 32
2.4.1.1. Colombia 32
2.4.1.2. Perú 33
2.4.1.3. Ecuador 34
2.4.1.4. Argentina 35
2.4.1.5. Brasil. 36
2.4.1.6. Chile 39
2.4.1.7. Paraguay 39
2.4.1.8. Bolivia 40
2.4.1.9. Uruguay 40
2.4.1.10. Guyana Francesa 40
2.4.2. América Central: 41
2.4.2.1. Cuba 41
2.4.2.2. Guatemala 42
2.4.2.3. Nicaragua 42
2.4.2.4. Costa Rica 43
2.4.2.5. Granada 43
2.4.3. América del Norte: 44
2.4.3.1. Estados Unidos 44
2.4.3.2. Canadá 45
2.4.3.3. México 45
III. DISCUSION 52
IV. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIÓN 56
LITERATURA CITADA 57

LISTA DE TABLAS

Tabla 1. Clasificación Taxonómica ……. 9
Tabla 2. Detección de *Anaplasma* spp. *y Ehrlichia* spp. en animales silvestres en Guyana Francesa ….41
Tabla 3. Detección de *Anaplasma* spp. *y Ehrlichia* spp. en animales domésticos en América ……. 46
Tabla 4. Detección de *Anaplasma* spp. *y Ehrlichia* spp. en animales silvestres …… 51

“Actualización de Reportes de *Ehrlichia* spp. y *Anaplasma* spp. en Animales Domésticos y Silvestres en las Américas”

Córdova Cuellar Mayra Ubertina

Universidad Nacional Mayor de San Marcos, Posgrado de la Facultad de Medicina Veterinaria

mayra28077@gmail.com

RESUMEN

El objetivo del presente trabajo fue presentar información actualizada sobre los casos de ehrlichiosis y anaplasmosis en animales (domésticos y silvestres) reportados y/o publicados en todo el continente americano. Las especies reportadas (en los últimos 6 años) en América fueron: *E. canis, E. ewingii, E. chaffeensis, E. minasensis, A. platys, A. phagocytophilum, A. marginale, A. ovis,* y dos nuevas especies de *Ehrlichia y Anaplasma* en caballos (Nicaragua y Costa Rica), las cuales se hallaron en animales domésticos como perros, gatos, vacunos, ovinos, caprinos, caballos. Los agentes reportados en especies silvetres tales como monos, murciélagos, carpinchos, venados, osos, armadillos, tayras, zarigüeyas, coyotes, tortugas y aves fueron: *Anaplasma* spp., *Ehrlichia* spp., y solo en algunos casos se identificaron especies como *A. marginale* en búfalos, *A. odocoilei* y *E. chaffensis* en venados; además, de una nueva especie de *Ehrlichia* en pingüinos, un nuevo genotipo de *Anaplasma* en un jabalí, y un nuevo clado de *E. minasensis* en zariguellas. Cabe señalar, que también se encontraron reportes de *Ehrlichia* spp. y *Anaplasma* spp. en animales domésticos sin identificación especifica de las especies porque estas se diagnosticaron mediante frotis sanguíneo y pruebas serológicas. En conclusión, existen varias especies de *Ehrlichia* y *Anaplasma* infectando a los animales domésticos (principalmente) y silvestres en América actualmente. Finalmente, se realizó la búsqueda de información (fuentes corroborables) en páginas especializadas en ciencias de la salud (Pubmed, Medline), páginas con literatura académica científica (Google académico), paginas oficiales de las universidades (repositorios), en revistas y artículos científicos (Elsevier, ScienceDirect, etc).

Palabras claves: *Ehrlichia, Anaplasma*, animales domésticos, animales silvestres

ABSTRACT

The objective of this work was to present updated information on cases of ehrlichiosis and anaplasmosis in animals (both domestic and wild) reported and/or published throughout the American continent. The species reported in the last six years in the Americas were: *E. canis, E. ewingii, E. chaffeensis, E. minasensis, A. platys, A. phagocytophilum, A. marginale, A. ovis*, and two newly identified species of *Ehrlichia* and *Anaplasma* in horses (from Nicaragua and Costa Rica). These pathogens were found in domestic animals such as dogs, cats, cattle, sheep, goats, and horses. The agents reported in wild species such as monkeys, bats, capybaras, deer, bears, armadillos, tayras, opossums, coyotes, turtles and birds included *Anaplasma* spp*., Ehrlichia* spp., with some specific identifications such as *A. marginale* in buffalo, *A. odocoilei* and *E. chaffensis* in deer, as well as a new *Ehrlichia* species in penguins, a new genotype of *Anaplasma* in a wild boar and a new clade of *E. minasensis* in opossums. It is worth noting that there were also reports of *Ehrlichia* spp. and *Anaplasma* spp*.* in domestic animals without specific species identification, as diagnoses were based on blood smears and serological tests. In conclusion, several species of *Ehrlichia* and *Anaplasma* currently infect both domestic (primarily) and wild animals in the Americas. Finally, the information search was carried out using verifiable sources from specialized health science platforms (PubMed, Medline), academic literature sites (Google Scholar), official university pages (repositories), and scientific journals and articles (Elsevier, ScienceDirect, etc.).

Key words: *Ehrlichia, Anaplasma*, domestic animals, wild animals

I. INTRODUCCIÓN

Actualmente existen muchos casos reportados de ehrlichiosis y anaplasmosis en animales domésticos y muy pocos o antiguos en animales silvestres en toda América, debido a que todavía no se toma conciencia sobre el papel importante que cumplen estos animales como posibles reservorios y medios de transmisión de estas enfermedades a través de las garrapatas a los animales domésticos (principalmente mascotas) y humanos, y es poco común realizar pruebas serológicas o moleculares para confirmar o descartar estas enfermedades, porque, en la mayoría de los casos no comprometen su salud, comportándose solo como portadores; además, los animales silvestres viven libres en su habitad o en cautiverio en zonas protegidas por instituciones del estado en los cuales no se practican métodos de control y prevención de vectores; motivo por el cual en el presente trabajo brindaremos información actualizada, exhaustiva, detallada y confiable de fuentes académico científicas oficiales de las universidades y fuentes especializadas en ciencias de la salud (Medline, Pubmed, Sciencedirect, Elsevier, etc) sobre los casos reportados en todos los animales de cada país de América del norte, América del sur y Centroamérica; el cual servirá para ampliar nuestro conocimiento en cuanto a presentación y casuística de especies de *Ehrlichia* y *Anaplasma* presentes en nuestro continente, para tomarlos en cuenta al momento de tratar estas enfermedades en nuestros pacientes.

II. REVISIÓN DE LA LITERATURA

2.1. Clasificación Taxonómica de *Ehrlichia* spp. y *Anaplasma* spp.

Los géneros *Ehrlichia* y *Anaplasma* pertenecen al orden Rickettsiales, los cuales son un gran grupo de bacterias Gram-negativas intracelulares obligadas (Salje, 2021); las familias Rickettsiaceae y Anaplasmataceae son los linajes más importantes de este orden (ver cuadro 1). La familia Rickettsiaceae esta conformada por tres géneros reconocidos: *Rickettsia, Orientia y Occidentia;* además, existen grupos de especies bacterianas candidatas a formar nuevos géneros*;* y, la familia Anaplasmataceae esta conformada por 4 géneros: *Anaplasma, Ehrlichia, Wolbachia* y *Neorickettsia*; de igual modo se han propuesto géneros candidatos como *Candidatus Neowolbachia* y *Candidatus Neoehrlichia* (Lu *et al*., 2023).

Tabla 1. Clasificación Taxonómica

Filo	Proteobacteria
Clase	Alphaproteobacteria
Orden	Rickettsiales
Familia	Anaplasmataceae
Géneros	*Anaplasma, Ehrlichia, Wolbachia, Neorickettsia*

(Dumler *et al*., 2001)

2.2. *Ehrlichia* spp.

El género *Ehrlichia,* comprende bacterias Gram negativas, intracelulares obligadas, que se encuentran en las vesículas citoplasmáticas de monocitos, granulocitos, plaquetas y células endoteliales (dependiendo de la especie infectante) y se transmiten a los huespedes a través de la mordedura de las garrapatas; causando ehrlichiosis en humanos y animales (Doyle *et al*., 2005).

Estas bacterias tienen un alto grado de biodiversidad y una amplia distribución geográfica (Tang *et al*., 2024). Manteniéndose en la naturaleza a través de ciclos enzoóticos que incluyen garrapatas de la familia Ixodidae y huéspedes vertebrados (Rar *et al*., 2010). Los animales que se recuperan de la infección permanecen con una pequeña cantidad de células sanguíneas infectadas por mucho tiempo, comportándose por lo tanto como portadores (Dumler *et al*., 2001).

2.2.1. Especies de *Ehrlichia*

Existen actualmente 7 especies de *Ehrlichia* reconocidas, las cuales son: *Ehrlichia canis, Ehrlichia muris, Ehrlichia chaffeensis, Ehrlichia ewingii, Ehrlichia minasensis, Ehrlichia ovina y Ehrlichia ruminantium*; 7 especies de Candidatus, las mismas que son: *Candidatus Ehrlichia hainanensis, Candidatus Ehrlichia pampeana, Candidatus Ehrlichia khabarensis, Candidatus Ehrlichia urmitei, Candidatus Ehrlichia shimanensis, Candidatus Ehrlichia regneryi, Candidatus Ehrlichia ovata* y algunas especies todavía no clasificadas por no tener similitudes genéticas con ninguna de las anteriores (Li *et al*., 2023). Aun se siguen descubriendo algunas nuevas especies de *Ehrlichia,* tal es así que recientemente en el 2022 se descubrió una nueva especie llamada "*Candidatus Ehrlichia zunyiensis*" en roedores (*Berylmys bowersi)* de la provincia de Guizhou, al suroeste de China (Lu *et al*., 2022).

2.2.1.1. *Ehrlichia canis*

Ehrlichia canis se identificó por primera vez en 1935 por Donatien y Lestoquard del Instituto Pasteur de Argelia, esta bacteria fue visualizada en los monocitos de perros que presentaban fiebre y anemia y estaban infestados de garrapatas, siendo esta especie la primera en identificarse (Donatien y Lestoquard, 1935).

Ehrlichia canis, puede infectar monocitos, linfocitos o macrófagos (Rikihisa, 1991). Afecta principalmente a los miembros de la familia Canidae (Ehrlichiosis Monocítica Canina), pero, se han reportado en más de 800 hospedadores, incluyendo los humanos; tales son los casos descritos en Venezuela, Panamá y recientemente en el 2022 en el norte de México en humanos (Pérez *et al*., 2006;

Bermúdez *et al*., 2019; García *et al*., 2022). Los vectores que transmiten esta bacteria son las garrapatas *Dermacentor variabilis* y *Rhipicephalus sanguineus* (Rar y Golovljova, 2011).

Los caninos afectados presentan signos clínicos y trastornos hematológicos como fiebre, depresión, anorexia, letargo, pérdida de peso, hemorragia, epistaxis, linfadenomegalia, esplenomegalia, petequias, equimosis, sangrado prolongado durante el estro, melena, trombocitopenia cíclica, anemia (mucosas pálidas), hematuria y en casos graves la muerte (Mylonakis y Theodorou, 2017); la presentación de estos signos y la gravedad de cada animal depende de la cepa bacteriana infectante, la inmunidad del hospedador y la coinfección con otros patógenos como *Babesia canis*, *Rickettsia rickettsii* y *Hepatozoon canis* (Attipa *et al*., 2017).

El periodo de incubación de la EMC (Ehrlichiosis Monocítica Canina) va de 8 a 20 días seguido generalmente de 3 fases clínicas: aguda, subclínica y crónica. La fase aguda dura de 15 a 30 días, esta etapa se caracteriza por fiebre, depresión, esplenomegalia, linfadenomegalia y una tendencia a la hemorragia lo que conduce a petequias, equimosis y epistaxis frecuentemente (Harrus *et al*., 2012, 2023). En la fase subclínica generalmente no se observan signos, pero si pueden observarse alteraciones hematológicas como pancitopenia, hiperglobulinemia y alta concentración de nitrógeno ureico en sangre. Por último, en la fase crónica se observan los signos clínicos de la fase aguda pero más graves, además, deterioro neurológico, lesiones oculares, estomatitis ulcerosa, glomerulonefritis, acompañadas de alteraciones sanguíneas como trombocitopenia, leucopenia y anemia; las cuales se pueden presentar en todas las fases (Bai *et al*., 2017; Harrus *et al*., 2012; Mylonakis *et al*., 2019).

E. canis, tiene una distribución mundial tanto en zonas rurales como urbanas, pero su prevalencia es mayor en climas tropicales y subtropicales donde el vector está presente, siendo, por lo tanto, una de las enfermedades notificadas con mayor frecuencia en las clínicas y centros veterinarios para perros (Ramakant *et al*., 2020).

2.2.1.2. *Ehrlichia chaffeensis*

Fue descubierta infectando monocitos de sangre periférica en 1986 en los Estados Unidos, determinándose esta bacteria como la primera especie de *Ehrlichia* patógena para el hombre, posteriormente fue denominada *Ehrlichia chaffeensis* (Dawson *et al*., 1991). *E. chaffeensis* también se transmite al ganado, perros y otros mamíferos a través de las garrapatas (Dumler *et al*., 2001); desde entonces, se han ido descubriendo nuevas especies, subespecies y cepas de *Ehrlichia* patógenas para el hombre (Pritt *et al*., 2017).

E. chaffensis es transmitida por la garrapata *Amblyomma americanum* (estrella solitaria) (Childs y Paddock, 2003). *A. americanum* es la garrapata más común que se encuentra en humanos, animales domésticos y silvestres como el venado de cola blanca (huésped preferido) y las aves que habitan en el sur de los Estados Unidos, esta variedad de seres vivos que infectan además de la vegetación del ambiente hace que su supervivencia sea posible y su infección a los humanos más fácil (McClung y Little, 2023).

Los signos clínicos que presenta la persona afectada son, temperatura elevada y hepatitis, en perros los signos son generalmente leves y algunas pocas veces graves. En la actualidad *E. chaffeensis* es reconocido como un agente etiológico emergente que causa Ehrlichiosis Monocítica Humana (EMH), una de las enfermedades transmitidas por garrapatas más prevalentes en América del Norte (Ismail y McBride, 2017).

2.2.1.3. *Ehrlichia ewingii*

En 1971, el Dr, Sidney Ewing publicó el aislamiento de una nueva cepa de *Ehrlichia canis* en un perro de Arkansas, inicialmente se observó a esta cepa como mórulas en los neutrófilos y eosinófilos de perros con trombocitopenia y poliartritis; posteriormente, basándose en el análisis de secuencias del gen ARNr 16S esta bacteria fue identificada como una especie distinta de *E. canis* denominada *E. ewingii* (Anderson *et al*., 1992).

Ehrlichia ewingii afecta a perros y humanos, causando Ehrlichiosis Granulocítica Canina (EGC) y Ehrlichiosis Granulocitica Humana (EGH) respectivamente (Anderson *et al*., 1992).

El vector principal de *E. ewingii* también es la garrapata *Amblyomma americanum* al igual que de *E. chaffeensis*, esta garrapata agresiva pica a los humanos y se alimenta de múltiples huéspedes reservorios, incluidos venados de cola blanca, reptiles, aves y perros (Allan *et al.,* 2010). Los perros infectados experimentalmente pueden permanecer con este patógeno durante más de dos años sin mostrar signo aparente de enfermedad (Starkey *et al*., 2015), comportándose como reservorio y fuente de infecciones zoonóticas (Breitschwerdt *et al*., 2014).

Los signos clínicos informados en perros con EGC incluyen fiebre, poliartritis, cojera, problemas neurológicos, linfadenomegalia, edema periférico; las alteraciones hematologías, bioquímicas y de orina fueron: neutrofilia, trombocitopenia, leucopenia, alteración de la fosfatasa alcalina, enzimas hepáticas y renales elevadas, proteinuria (Goodman *et al*., 2003; Qurollo *et al*., 2019); Siendo los signos clínicos menos graves en relación con la Ehrlichiosis Monocítica Canina (EMC), causada por *E. canis*, pero también se informaron de perros infectados con *E. ewingii* sin anomalías clínicas (Little *et al*., 2010).

2.2.1.4. *Ehrlichia minasensis*

En el 2010 se informó por primera vez la detección de *Ehrlichia minasensis* en bovinos y ciervos (*Odocoileus hemionus*) en Canadá, a partir de cepas altamente variables de *E. canis* según el análisis de la evolución molecular. Posteriormente, también se informó su detección y caracterización en bovinos y garrapatas *Rhipicephalus microplus* en Brasil (Cabezas *et al*., 2016).

E. minasensis no solo infecta a bovinos y ciervos sino también a perros (Thomson *et al*., 2018). Además, se ha identificado en varias especies de garrapatas, aparte de *R. microplus* y su transmisión transestadial (Carvalho *et al*., 2016).

El ganado y los terneros infectados manifiestan signos como: fiebre, letargo, depresión y anorexia y alteraciones hematologías como anemia, leucopenia y trombocitopenia (Aguiar *et al*., 2014; Moura *et al*., 2019).

E. minasensis se puede diagnosticar mediante PCR convencional o el nuevo método TaqMan, el cual es un ensayo que utiliza técnicas moleculares con alta sensibilidad y especificidad para detectar y diferenciar *E. canis* y *E. minasensis* en sangre infectada (Thomson *et al*., 2018), los otros métodos de diagnóstico como los serológicos son poco eficaces debido a la reactividad cruzada de los anticuerpos de las diferentes especies de la familia Anaplasmataceae (Lobanov *et al*., 2012).

La distribución geográfica de este patógeno se ha extendido a otros continentes como, Europa (Francia), Asia (Pakistan, Israel) y África (Etiopía) tal como lo señalan los reportes publicados (Cicculli *et al*., 2019; Rehman *et al*., 2019; Hailemariam *et al*., 2017; Thomson *et al*., 2018).

2.2.1.5. *Ehrlichia muris*

En 1995, fue publicada la identificación molecular en base a las secuencias del gen 16S ARNr de *E. muris*, un nuevo agente infeccioso aislado de un ratón salvaje en Japón. *E. muris* fue observada en el citoplasma de macrófagos del bazo y peritoneo de ratones cuando estos se inyectaron por vía intraperitoneal, causando posteriormente signos clínicos graves como esplenomegalia y linfadenopatía observados en el laboratorio (Wen *et al*., 1995).

Ehrlichia muris está estrechamente relacionada con *E. chaffeensis* por la alta similitud de secuencia genética (97.9%) en comparación con otras especies de *Ehrlichia*; por lo que *E. muris* causa Ehrlichiosis Monocítica Humana (EMH) en humanos al igual que *E. chaffeensis* y la enfermedad en ratones C57BL/6 (MacNamara *et al.,* 2011); además también afecta a perros (Hegarty *et al*., 2012).

La infección por *E. muris,* modula el nicho de las células madre hematopoyéticas que se encuentran en la medula ósea a través de la producción de interferón gamma (IFNγ) ocasionando

alteraciones hematológicas severas como trombocitopenia, linfopenia y anemia. Además, el interferón gama promueve la mielopoyesis y la diferenciación de las células inmunitarias que contribuyen a la defensa del huésped (MacNamara *et al.,* 2011).

Actualmente *E. muris* se distribuye por varias regiones del hemisferio norte, incluidas América del Norte, Japón, Rusia y Europa del Este. Existen dos secuencias genómicas disponibles para *E. muris*, aislado AS145 de ratón de Japón (Thirumalapura *et al*., 2014) y el aislado de la garrapata *Ixodes scapularis* de Wisconsin en los Estados Unidos (Pritt *et al*., 2017); ambas se analizaron y se propuso la subdivisión en dos subespecies con nuevas denominaciones, el aislado AS145 como *E. muris* subsp. *muris*, que se transmite por garrapatas *Haemaphysalis flava* en Japón y garrapatas *Ixodes persulcatus* en Europa del Este y el de los Estados Unidos como *E. muris eauclairensis* (EME), que está asociada con las garrapatas *Ixodes scapularis* (garrapatas de patas negras) (Pritt *et al*., 2017).

2.2.1.6. *Ehrlichia ruminantium*

Fue descrita por primera vez en 1938 por Voortrekker Louis Trichardt en Sudáfrica como *Cowdria ruminantium*, posteriormente fue reclasificada y denominada *Ehrlichia ruminantium*, la cual produce la cowdriosis en rumiantes domésticos y algunos salvajes (Bezuidenhout, 2009). *E. ruminantium* es la única otra especie de *Ehrlichia* que se sabe que infecta naturalmente al ganado aparte de *E. minasensis*, teniendo como vectores a las garrapatas del género *Amblyomma*, por lo que la enfermedad está presente en regiones donde ellas están (Allsopp, 2015).

La cowdriosis también puede a afectar a los humanos ocasionando la muerte (Allsopp *et al*., 2005). La enfermedad es grave en razas de ganado exótico, desnutrido o estresado, y aquellos que han sido trasladados a un área endémica (Bekker *et al*., 2002), se caracteriza por presentar en algunos casos signos leves y en otros graves como: temperatura elevada, pérdida de apetito, anemia, dificultad respiratoria, cabeza caída, marcha rígida, depresión, parpadeo y movimientos de masticación exagerados, agrandamiento de ganglios linfáticos, anorexia, hiperestesia, lagrimeo, convulsiones,

decúbito y muerte (Allsopp, 2015). La enfermedad se limita al África subsahariana y algunas islas del Caribe (Allsopp, 2010).

Actualmente, existen vacunas experimentales elaboradas con varias cepas de *E. ruminantium*, como: vacunas atenuadas elaboradas con las cepas Senegal, Gardel, Welgevonden; vacunas inactivadas elaboradas con la cepa Gardel; vacunas recombinantes elaboradas DNA del gen map1 de la cepa Welgevonden; pero, ninguna ha sido plenamente validada para uso comercial ni generalizado internacionalmente como estándar, porque todas tienen limitaciones importantes debido principalmente a la alta diversidad genética de *E. ruminantium* (WOAH, 2025).

2.2.2. Patogenia de *Ehrlichia* spp.

La infección inicia con la mordedura de las garrapatas infectadas de *Ehrlichia* sp. a un huésped sano, estas al ingerir la sangre del huésped lo infectan mediante sus secreciones salivales (puede durar horas); una vez ingresado el microorganismo al interior se dirige al torrente sanguíneo en el cual se adhiere a la superficie de las células diana (mononucleares) que pueden ser monocitos, macrófagos o linfocitos (dependiendo de la especie de *Ehrlichia* infectante) y por endocitosis ingresan a ellas (Rikihisa, 1991). En el interior de la célula el patógeno da inicio a su desarrollo mediante 3 etapas consecutivas, en la primera etapa se forman los denominados cuerpos elementales, los cuales tienen un diámetro de 0.2 a 0.9 µm, en la segunda etapa, estos cuerpos elementales incrementan su tamaño y se replican por fisión binaria para luego agruparse denominándose cuerpos iniciales con un diámetro de 1.0 a 2 µm y en la tercera continúan replicándose, aumentando de tamaño y agrupándose denominándose esta vez mórulas (colonias de bacterias) o cuerpos de inclusión intracitoplasmáticos (2 a 5 µm), estos últimos contienen aproximadamente 100 cuerpos elementales (Nyindo *et al*., 1971; Forbes *et al*., 1998); posteriormente los organismos pueden salir de las células por lisis o por exocitosis para infectar a nuevas células (Rikihisa, 1991). Finalmente, la infección se disemina vía sanguínea o linfática dentro de las células infectadas, llegando a órganos como hígado, bazo, médula ósea y ganglios linfáticos donde se siguen multiplicando (Rikihisa, 1991).

2.2.3. Métodos de Diagnóstico de *Ehrlichia* spp.

El diagnóstico clínico, las anomalías hematológicas y bioquímicas ante la sospecha de infección por *Ehrlichia* spp. debe confirmarse mediante pruebas de laboratorio como:

2.2.3.1. Frotis Sanguíneo

El frotis sanguíneo de sangre periférica es uno de los métodos de diagnóstico comúnmente practicados por ser el más económico. Este método consiste en la observación de mórulas citoplasmáticas típicas en monocitos, macrófagos y células epiteliales utilizando un microscopio óptico; sin embargo, pocas veces las mórulas son observadas en las muestras sanguíneas debido a que estas se encuentran en pequeñas cantidades en los leucocitos circulantes (Harrus y Waner, 2011). Además, la búsqueda de mórulas es difícil y requiere mucho tiempo, por lo que el éxito de encontrarlas ocurre en el 4 % de los casos (Woody y Hoskins, 1991).

El frotis de capa leucocitaria incrementa la posibilidad de observar las mórulas por la gran cantidad de leucocitos que contiene, pero, requiere de personal calificado que realice múltiples visualizaciones por campo (por lo menos 1000) para su observación, porque de lo contrario puede ser confundido las mórulas con plaquetas fagocitadas, restos nucleares y gránulos azurófilos linfocíticos. Además, esta prueba solo detecta el género de la bacteria y no la especie (Mylonakis *et al*., 2003).

Esta técnica puede ser útil emplearla durante la fase aguda de la enfermedad porque en esta etapa la bacteria se multiplica y es posible observar las mórulas (Derakhshandeh *et al*., 2017). Sin embargo, un diagnostico definido mediante este método no es posible debido a la baja sensibilidad que tiene, por lo que sería necesario realizar las otras pruebas como las serologías o moleculares (Franco *et al*., 2019).

2.2.3.2. Pruebas Serológicas

2.2.3.2.1. Inmunofluorescencia Indirecta (IFI)

La IFI es capaz de detectar la exposición a *E. canis,* a través de la detección de anticuerpos IgG contra el patógeno, por lo que es considerada la "gold stándar". Los títulos de anticuerpos de *E. canis* iguales o mayores a 1/40 son considerados positivos. En casos de infecciones agudas se recomiendan realizar dos pruebas consecutivas de IFI con una diferencia de 7 a 14 días para la detección de una infección activa cuando se observa un aumento de 4 veces el título de anticuerpos (Harrus y Waner, 2011).

Esta técnica de diagnóstico tiene una sensibilidad de 82% al 100%, y una especificidad de 67% y 100% debido esta última a la reportada reactividad cruzada entre *E. canis*, *E. chaffeensis*, *E. ewingii*, y *A. phagocytophilum*. (Martínez *et al*., 2016). La IFI puede usarse para la detección de *E. canis* y *E. chaffeensis* debido a que puede tener una sensibilidad y especificidad mayores a 90% y estos pueden elevarse aún más si se utilizan antígenos de cultivos puros para su detección (Franco *et al*., 2019).

2.2.3.2.2. El ensayo de inmunoabsorción ligado a enzimas (ELISA)

Este tipo de pruebas diagnósticas permiten la detección de anticuerpos IgG contra *E. canis* a través del uso de: polipéptidos sintéticos de proteínas p30 y p30-1, proteínas antigénicas recombinantes 2 (rMAP2) y extracto crudo de cultivo de *Ehrlichia*. Existen muchas pruebas comerciales con estos componentes, de las cuales las pruebas SNAP 3Dx® (71% y 100%) y SNAP 4Dx® (97.8% y 92.3%) de laboratorios IDEXX (usan polipéptidos sintéticos de proteínas p30 y p30-1) son las que mayor porcentaje de sensibilidad y especificidad muestran en comparación con otras según un estudio comparativo de 3 pruebas de ELISA con estos diferentes componentes (Harrus *et al*., 2002; Piantedosi, *et al*., 2017).

2.2.3.3. Pruebas moleculares (PCR)

La reacción en cadena de la polimeraza es un método molecular que detecta el ADN de los patógenos, utilizando una polimerasa a altas temperaturas (79ºC a 85%C) para lo cual requiere el uso de un termociclador (Kramer y Coen, 2001).

Las muestras que se pueden usar para una amplificación exitosa del ADN de *Ehrlichia* pueden ser: sangre completa, médula ósea, bazo, nódulos linfáticos, hígado, riñón, pulmón y líquido cefalorraquídeo o en muestras de suero residuales (Mylonakis *et al*., 2009).

Existen tipos de PCR que mejoran la especificidad y sensibilidad del ensayo de PCR convencional para *Ehrlichia* spp., estas son las PCRs anidadas, en la que se utilizan cebadores géneros específicos en la primera reacción para detectar ADN de *Ehrlichia*, para luego utilizar cebadores especie específicos en la segunda reacción para diferenciar las especies (Kelly, 2000). La PCR de un solo paso, en la que se utilizan cebadores que permiten la amplificación de todas las especies de *Ehrlichia* (Iqbal *et al*., 1994). La PCR en tiempo real cuantitativa (qPCR) que permite la cuantificación de la carga bacteriana en perros con *E. canis* (Baneth *et al*., 2009). La qPCR multiplex para la detección simultánea de varios patógenos en una muestra (Doyle *et al*., 2005). Hace poco se desarrolló un nuevo método de detección cuantitativa de *E. canis* denominado PCR digital de gotas (ddPCR) que tiene una sensibilidad de 100% y una especificidad del 75% que podría ser útil para diagnosticar infecciones leves y para realizarlo luego del tratamiento como parte de seguimiento del paciente (Wichianchot *et al*., 2022).

Esta técnica permite el diagnóstico de la ehrlichiosis en etapas agudas y crónicas de la enfermedad, además, que muestra una mejor sensibilidad y especificidad en comparación con las pruebas serológicas (Franco *et al*., 2019)

2.2.4. Tratamiento

El antibiótico comúnmente usado, recomendado y eficaz para el tratamiento de las infecciones por *Ehrlichia* spp. es la doxiciclina cada 24 horas en dosis de 10mg/kg o cada 12 horas en dosis de 5mg/kg vía oral durante 28 días (Neer *et al*., 2002).

En caninos que se encuentran en la fase aguda y en la fase crónica pero leve de la enfermedad la mejoría se observa en 24 a 48 horas de iniciado el tratamiento con doxiciclina (Neer *et al*., 2002; Sainz *et al*., 2015).

En casos severos donde los perros muestran pancitopenia aplásica con septicemia y sangrado severo donde son limitadas las posibilidades de supervivencia y la doxiciclina resulta ineficaz (Mylonakis *et al*., 2004), se podría utilizar rifampicina en dosis de 10mg/kg cada 24 horas durante 21 días, ya que este antibiótico a demostrado su eficacia resolviendo la pancitopenia y los signos clínicos (Theodorou *et al*., 2013); además del tratamiento de apoyo el cual incluye la administración de soluciones cristaloides balanceadas, transfusiones periódicas de glóbulos rojos concentrados o sangre completa tipificada y cruzada (Mylonakis *et al*., 2010). Un caso de ehrlichiosis crónica se trató con éxito con una combinación de factores de crecimiento hematopoyético, vincristina en dosis bajas, doxiciclina y glucocorticoides (Aroch y Harrus, 2001).

En conclusión, según la presentación de los signos, los valores hematológicos y bioquímicos en sangre, se puede adicionar al tratamiento con antibióticos otros fármacos como glucocorticoides en pacientes con trombocitopenia o hemorragias severa, fluidos intravenosos en pacientes deshidratados o con enfermedad renal secundaria, transfusiones sanguíneas en pacientes anémicos (hematocrito muy bajo) o fármacos antipiréticos y analgésicos (Little, 2010; Ettinger *et al*., 2017).

2.3. *Anaplasma* spp.

El género *Anaplasma* fue descubierto en 1910 por Sir Arnold Theiler (Theiler, 1910), posteriormente basándose en las secuencias de los genes 16S rRNA y groESL esta bacteria fue incluida en la familia Anaplasmataceae del orden Rickettsiales (Dumler *et al*., 2001).

Este grupo de bacterias son pequeñas, pleomórficas, intracelulares obligadas, gramnegativa, con un diámetro aproximado de 0,35 a 1,55µm, las cuales se multiplican dentro de vacuolas unidas a membranas llamadas mórulas en el citoplasma de eritrocitos, monocitos, plaquetas, leucocitos, o células endoteliales de vertebrados dependiendo de la especie de *Anaplasma* involucrada causando anaplasmosis (Dumler *et al*., 2001; Atif, 2016; Vanstreels *et al*., 2018).

La anaplasmosis es una enfermedad transmitida por garrapatas que puede afectar a humanos, una amplia gama de animales domésticos y salvajes a nivel mundial (Dumler *et al*., 2001; Rar *et al*., 2021).

2.3.1. Especies de *Anaplasma*

Actualmente existen 8 especies reconocidas de *Anaplasma*, estas son: *Anaplasma phagocytophilum*, *Anaplasma bovis, Anaplasma capra, Anaplasma centrale, Anaplasma marginale, Anaplasma ovis, Anaplasma platys* y *Anaplasma odocoilei* (Yan *et al*., 2021), seis especies candidatas (nuevas genovariantes) y numerosas especies no clasificadas transmitidas por vectores no identificados (Rar *et al*., 2021).

Cabe mencionar que la clasificación de los genovariantes de *Anaplasma* es complicada debido a su gran número, alta variabilidad genética y el uso de varios loci genéticos para su caracterización, por lo que se utilizan diferentes términos para describirlos tales como, especie candidatus, bacteria similar a *A. phagocytophilum* o simplemente *Anaplasma* sp. (Rar *et al*., 2021).

2.3.1.1. *Anaplasma marginale*

A. marginale fue descrita por primera vez en Sudáfrica en 1910 por el Dr. Theiler, refiriéndose a la observación de las bacterias como “puntos marginales” ubicados cerca del borde de los eritrocitos en la sangre del ganado enfermo parasitado por garrapatas (Theiler, 1910).

Este patógeno se puede transmitir por fómites contaminados con sangre de ganado infectado (Singh *et al*., 2012), por varias especies de garrapatas (aproximadamente 20) y por moscas hematófagas (Akwongo y Byaruhanga, 2024). Además, se ha demostrado su transmisión transplacentaria (Costa *et al*., 2016).

Anaplasma marginale, es reconocido como el principal agente causal de la anaplasmosis bovina en todo el mundo (Singh *et al*., 2012), el cual produce una enfermedad hemolítica grave (Peter *et al*.,

2020). Afecta tanto a rumiantes domésticos como salvajes (Aubry y Geale, 2011). Entre los rumiantes salvajes, se ha detectado *A. marginale* en ciervos rojos (*Cervus elaphus*), búfalos de agua (*Bubalus bubalis*), bisontes americanos (*Bison bison*), venados de cola blanca (*Odocoileus virginianus*), venados mulos (*Odocoileus hemionus*) y alces de las Montañas Rocosas (*Cervus elaphus nelsoni*) (Rar *et al*., 2021).

La enfermedad se caracteriza por presentar signos como: anemia, ictericia, anorexia, depresión, pérdida de peso, disminución de la producción de leche, aborto y en casos extremos muerte de los ganados (Kocan *et al*., 2010; Singh *et al*., 2012).

La infección por *A. marginale* está ampliamente distribuida en ganado de áreas tropicales y subtropicales de América, Europa, Asia, Australia y África; aunque también se ha detectado en áreas con clima moderado como Rusia y Hungría (Rar *et al*., 2021).

2.3.1.2. *Anaplasma centrale*

Anaplasma centrale fue aislada inicialmente por Dr. Theiler en 1911, en ese entonces se creía que *A. centrale* era una variedad de *A. marginale,* posteriormente se determinó que era una especie distinta.

Este patógeno se ubica en el centro de los eritrocitos a los cuales infecta, es de menor tamaño y menos virulento que *A. marginale* por lo que se podría inocular al ganado para prevenir infecciones por *A. marginale* (Theiler, 1911).

A. centrale produce una infección leve y tiene como huéspedes a varias especies de rumiantes domésticos (bovinos) y salvajes como: búfalos africanos (*Syncerus caffer*), ñus (*Connochaetes gnou*, *Connochaetes taurinus*), elands (*Taurotragus oryx*) y antílopes acuáticos (*Kobus ellipsiprymnus*), los cuales se infectan a través de la garrapata *Rhipicephalus simus* (Khumalo *et al*., 2016).

Se ha demostrado que *A. centrale* proporciona una inmunidad protectora y duradera contra cepas altamente virulentas de *A. marginale* por lo que se utilizan como vacunas vivas para prevenir anaplasmosis graves en Sudáfrica, Israel, Sudamérica y Australia (Kocan *et al*., 2003).

Actualmente existen 32 genotipos identificados de *A. centrale*, los cuales fueron obtenidos mediante estudios del gen Mspla demostrándose una alta diversidad genética de esta bacteria (Khumalo *et al*., 2016).

2.3.1.3. *Anaplasma ovis*

En 1912 fue identificado y reportado por primera vez *A. ovis* en los eritrocitos de las ovejas; posteriormente se han reportado muchos casos en varias partes del mundo, tales como: Asia, África, Estados Unidos y Europa (M'ghirbi *et al*., 2022).

Los huespedes de *A. ovis* son principalmente ovejas, pero también se han reportado casos en cabras, algunos rumiantes salvajes (corzos y ciervos), ganado vacuno (raras ocasiones) y camellos (Friedhoff, 1997 y Selmi, 2020); y a humanos (Chochlakis *et al.,* 2010).

A. ovis se transmite a las ovejas por garrapatas pertenecientes a los géneros *Ixodes*, *Rhipicephalus*, *Dermacentor y Amblyomma* (Rymaszewska y Grenda, 2008).

La infección por *A. ovis* se presenta generalmente de forma aguda y leve, con signos como fiebre intermitente, anorexia, emaciación severa, anemia severa, pérdida de peso, ictericia, alteración de la fertilidad, menor producción de leche, aborto (Taqadus *et al*., 2023) y en algunos pocos casos además epifora y hematuria en los animales hospedadores (Lacasta *et al*., 2021). Los animales que sobreviven a la fase aguda desarrollan una infección persistente que puede durar toda su vida reproductiva (4 a 6 años) (Ruiz *et al*., 2024). En casos extremos la enfermedad se agrava cuando los animales están estresados o tienen coinfecciones pudiendo provocar la muerte (Renneker *et al*., 2013).

2.3.1.4. *Anaplasma phagocytophilum*

A. phagocytophilum se identificó por primera vez en 1932 como un patógeno desconocido que afectaba ovejas que tenían garrapatas y presentaban fiebre (Dumler *et al*., 2005). Este patógeno infecta los neutrófilos y produce la enfermedad denominada fiebre transmitida por garrapatas (FTG) en rumiantes domésticos (Battilani *et al*., 2017).

A. phagocytophilum morfológicamente presenta formas cocoides a elipsoides que miden entre 0,2 y 2,0 µm de diámetro (Dumler *et al*., 2001). Sus vectores son varias garrapatas de la familia Ixodidae, principalmente *Ixodes ricinus* en Europa (Rouxel *et al*., 2024), *Amblyomma* spp. *y Dermacentor* spp. en Estados Unidos y México, *Rhipicephalus sanguineus*, *Amblyomma* spp. y *Dermacentor variabilis* en América central y del sur (Campos *et al*., 2016; Sosa *et al*., 2016), y aproximadamente 22 especies de garrapatas en China; siendo por este motivo *A. phagocytophilum* el patógeno que parasita el mayor número de garrapatas en este país (Zhao *et al*., 2021).

A. phagocytophilum afecta a los humanos (especie principalmente encontrada en infecciones por *Anaplasma*), una amplia variedad de animales domésticos como: perros, gatos, rumiantes (ganado vacuno y ovejas) y caballos; y animales silvestres como: zorros rojos (*Cervus elaphus*), tejones europeos (*Meles meles*), jabalíes (*Sus scrofa*), erizos, roedores, aves y reptiles (Rar *et al*., 2021; Lesiczka *et al*., 2023).

Se han realizado muchos estudios para determinar la diversidad genética de *A. phagocytophilum* encontrándose cuatro ecotipos principales, de los cuales solo el ecotipo I ha demostrado infectar a humanos y animales en Europa (Jahfari *et al*., 2014; Jaarsma *et al*., 2019; Lesiczka *et al*., 2023).

Los rumiantes afectados presentan signos como: hipertermia, signos respiratorios, disminución de la producción de leche, anorexia, debilidad, abortos e infertilidad (Rar *et al*.,2021; Noaman y Shayan, 2009). Además, pueden complicarse su salud con infecciones secundarias graves como, la piemia por

garrapatas (más común) debido a los efectos inmunosupresores de *A. phagocytophilum,* pudiendo ocasionar incluso la muerte (Rar *et al*., 2021).

En caninos, la anaplasmosis granulocítica generalmente se presenta de forma aguda con signos clínicos inespecíficos como fiebre, letargo, anorexia, pérdida de peso, dolor musculo esquelético y cojera (Granick *et al*., 2023). Además, en algunas ocasiones se presentan signos gastrointestinales o se observan petequias y equimosis (Kohn *et al*., 2008).

Actualmente, *Anaplasma phagocytophilum* está distribuido en Asia, Oriente Medio, Europa, América y África (Akwongo y Byaruhanga, 2024).

2.3.1.5. *Anaplasma bovis*

A. bovis, fue detectado por primera vez en 1936 en el ganado vacuno en Brasil (Donatien y Lestoquard, 1936). Las células sanguíneas que infecta son los monocitos (Dumler *et al*., 2001).

A. bovis es transmitido por varias especies de garrapatas de los géneros: *Amblyomma*, *Hyalomma*, *Dermacentor*, *Haemaphysalis* y *Rhipicephalus* (Shpynov *et al.,* 2006; Gofton *et al*., 2017; Han *et al*., 2019).

Este patógeno infecta principalmente ganado vacuno y búfalos, pero también ovejas, cabras, equinos, perros, ciervos, corzos, gatos monteses, monos, topillos, ratones, ratas, ardillas, musarañas (Rar *et al*., 2021); y humanos, recientemente detectados en China (Lu *et al*., 2021) y Estados Unidos (Karpathy *et al*., 2023).

Los ganados infectados pueden manifestar signos clínicos como: fiebre, agrandamiento de ganglios linfáticos, pérdida de peso, menor producción de leche, aborto y en algunos casos muerte (Atif, 2016).

A. bovis, está ampliamente distribuido en varios continentes como: Asia, África, América y el sur de Europa (Rar *et al*., 2021).

2.3.1.6. *Anaplasma platys*

En 1978 se describió en por primera vez, *Anaplasma platys* en las plaquetas de un perro en Florida (Harvey *et al*., 1978), posteriormente este agente fue reconocido como la única especie Rickettsial que infecta las plaquetas y produce la enfermedad llamada trombocitopenia cíclica infecciosa canina (TCIC) (Dumler *et al*., 2001).

A. platys tiene como vectores a las garrapatas *Rhipicephalus sanguineus* principalmente (Harvey *et al*., 1978; Ybañez *et al*., 2016); las cuales transmiten eficientemente de forma transovárica, transestadial y horizontal al patógeno (Snellgrove *et al*., 2020).

Los hospedadores de *Anaplasma platys* no solo son los caninos, sino también lo son: el ganado vacuno (aislado en sus neutrófilos), los gatos, las cabras, los camellos bactrianos (*Camelus bactrianus*), los ciervos rojos (*Cervus elaphus*), los ciervos sika (*Cervus nippon*) y los humanos (Venezuela y Estados Unidos) (Rar *et al*., 2021).

La presentación clínica de las infecciones por *A. platys* son diferentes en los diversos países, tal es así que, se presenta comúnmente de forma subclínica y asintomática en Los Estados Unidos y Australia, pero no así en Sudamérica, Europa (sur) y África (norte) donde se observan los signos clínicos como: fiebre, letargo, anorexia, uveítis, secreción mucopurulenta y trastornos hemorrágicos que pueden ser graves (Atif, 2016; Sainz *et al*., 2015). Además, los signos clínicos pueden verse agravados por coinfecciones con otros patógenos (*E. canis* frecuentemente), cepas altamente virulentas o factores específicos relacionados con el animal (edad, la raza y el estado inmunológico) (Bouzouraa *et al*., 2016).

A. platys tiene una distribución mundial en zonas tropicales y subtropicales de: América, Europa mediterránea, Asia, África y Australia (Atif, 2016; Ybañez *et al*., 2016).

2.3.1.7. *Anaplasma capra*

En 2015 en China, se reportó la presencia e identificación mediante cultivo y análisis filogenético de los genes 16S rRNA, gltA, groEL, msp2 y msp4 de una nueva especie de *Anaplasma* en cabras asintomáticas a la que se denominó *Anaplasma capra*, el mismo año este agente fue detectado en la sangre de 28 pacientes humanos que habían sido picados por garrapatas y presentaban fiebre, dolor de cabeza, malestar y otros síntomas inespecíficos (Li *et al*., 2015). En 2021, se ha demostrado que *A. capra* invade los eritrocitos del huésped (Peng *et al*., 2021).

A. capra, infecta principalmente cabras y ovejas domésticas, pero también se ha detectado en vacunos y rumiantes salvajes como, muntjac de Reeves (*Muntiacus reevesi*), ciervos almizcleros del bosque *(Moschus beresovskii*), ciervos acuáticos coreano (*Hydropotes inermis argyropus*), ciervos rojos (*Cervus elaphus*), ciervos de los pantanos (*Blastocerus dichotomus*), corzos siberianos (*Capreolus pygargus*), takin (*Budorcas taxicolor*), onagro (*Equus hemionus*) y búfalos; así como perros y seres humanos (Rar *et al*., 2021; Faruk *et al*., 2022).

Este patógeno es transmitido por varias especies de garrapata, como: *Ixodes persulcatus*, *Haemaphysalis longicornis*, *Haemaphysalis qinghaiensis*, *Dermacentor abaensis*, *Dermacentor nuttalli*, *Dermacentor everetianus*, *Rhipicephalus microplus* y *Hyalomma truncatum* (Li *et al*., 2015; Guo *et al*., 2019; Faruk *et al*., 2022; Addo *et al*., 2023).

Según un estudio recientemente publicado *A. capra*, está distribuido en varios países de Asia, África y Europa, pero se cree que podría ser más amplia su distribución debido a la gran cantidad de hospedadores que infecta. (Lin *et al*., 2023).

2.3.1.8. *Anaplasma odocoilei*

Este patógeno se detectó por primera vez en 1997 en los venados de cola blanca de los EE. UU, posteriormente también fueron detectados en los venados: mulos (*Odocoileus hemionus*), mazama

(*Mazama rufina*) y de cola blanca (*Odocoileus virginianus*) en México con el nombre de especie similar a *Ehrlichia*. Fue en 2013 cuando se confirmó mediante estudios experimentales y moleculares que dicho patógeno era una especie distinta del género *Anaplasma* que infecta las plaquetas y se le denominó *Anaplasma odocoilei* sp. nov. (Tate *et al*., 2013).

A. odocoilei se transmite por la garrapata *Amblyomma americanum* de manera natural (Brandsma *et al*., 1999), pero no es así de manera experimental (Tate *et al*., 2013).

Los signos clínicos de la infección experimental con este patógeno en los venados de cola blanca son inaparentes, pero algunos muestran alteraciones sanguíneas como trombocitopenia. (Tate *et al*., 2013).

2.3.2. Patogenia de *Anaplasma* spp.

2.3.2.1. En garrapatas

Las garrapatas de la familia Ixodidae se infectan de *Anaplasma* spp. al picar y succionar sangre de un animal infectado, una vez adentro del vector estas bacterias se reproducen en las células intestinales, para luego infectar sus glándulas salivales y trasmitir el patógeno a través de la picadura a un animal sano (Kocan *et al*., 2003). Se ha demostrado que las garrapatas mantienen y transmiten al patógeno entre ellas de forma transestadial, intraestadial o transovárica en algunos casos, pero también se han encontrado algunas especies de *Anaplasma spp*. en huevos, larvas, pupas y adultos de mosquitos (Guo *et al*., 2016).

2.3.2.2. En el huésped

El periodo de incubación varía entre 7 a 60 días, el cual depende de la dosis infectiva (Kocan *et al*., 2003; Fourie *et al*., 2019).

Las bacterias se desarrollan de dos formas: las células pequeñas de núcleo denso (con capacidad para unirse a las células del huésped) y las células grandes reticuladas, estas últimas tienen capacidad

de madurar a células de núcleo denso y liberarse tras la lisis celular para propagarse a otras células y múltiples órganos (Lai *et al*., 2009).

En el caso de *A. phagocytophilum* las garrapatas infectadas transmiten el patógeno, en un periodo de 24 a 48 horas tras la picadura (Fourie *et al*., 2019), en este periodo el patógeno se disemina por las células endoteliales de la microvasculatura, se desarrollan en sus dos formas para luego ingresar por endocitosis a los granulocitos de la sangre periférica, las cuales luego se liberan por lisis celular y se propagan vía sanguínea hacia varios órganos (Wang *et al*., 2015), como el bazo, el hígado, el corazón, los pulmones y los riñones causando inflamación, además daña la medula ósea (Lepidi *et al*., 2000).

En el caso de *A. marginale*, estos ingresan a los eritrocitos y se multiplica en cuerpos iniciales (4 a 8) para posteriormente liberarse al torrente sanguíneo e infectar a otros eritrocitos, los cuales serán luego fagocitados por el bazo produciendo anemia leve o grave con ictericia, ocasionando en algunos casos la muerte o la persistencia de los animales que sobreviven (Kocan *et al*., 2003).

2.3.3. Diagnóstico

Actualmente, el diagnostico efectivo de las infecciones por bacterias de la familia Anaplasmataceae en perros con signos clínicos se logra mediante el uso combinado de las pruebas de laboratorio hematológicas, serologías y moleculares (Facile *et al*., 2024).

2.3.3.1. Frotis Sanguíneo

El frotis sanguíneo es un método de detección directo, sencillo y económico, se realiza habitualmente mediante el examen microscópico de frotis de sangre periférica o capa leucocítica teñidos con Giemsa, Wright o Diff-Quick para detectar la presencia de mórulas (Dziegiel *et al*., 2013).

En este método se pueden observar mórulas en los neutrófilos en caso de *A. phagocytophilum* y mórulas en las plaquetas en el caso de *A. platys* (Sainz *et al*., 2015). Se requiere observar más de tres mórulas en el frotis para dar un diagnóstico definitivo, es recomendable utilizar este método en la etapa

aguda de la enfermedad, pero es difícil en casos de enfermedad subclínica debido a poca cantidad de patógenos (Dziegiel *et al*., 2013).

La desventaja de este método de diagnóstico es que no puede diferenciar la especie del patógeno entre *Anaplasma* y *Ehrlichia*, tal es el caso *A. phagocytophilum* y *E. ewingii* porque ambas infectan neutrófilos (Sainz *et al*., 2015).

2.3.3.2. Pruebas serológicas

Las pruebas serológicas más usadas son dos: la inmunofluorescencia indirecta (IFA) y ELISA, las mismas que pueden ser cualitativas y cuantitativas, siendo estas segundas más sensibles y específicas porque no solo detectan los anticuerpos como las primeras sino también su concentración (Harrus *et al*., 2002).

Los procedimientos de inmunofluorescencia (IFA) se utilizan para detectar anticuerpos contra antígenos de superficie, puede ser útil emplearlos a partir del día 7 al día 21 después de la infección, (*A. Phagocytophilum*) debido a que en este tiempo recién están presentes los anticuerpos y pueden ser detectados (IgM, IgG) (Lester *et al*., 2005). Este método es el preferido para el diagnóstico serológico en caballos (Nyindo *et al*., 1978) y se pueden utilizar principalmente para estudios de epidemiologia ya que los anticuerpos pueden estar presentes hasta por dos años en el organismo afectado, lo cual indicaría la prevalencia de la enfermedad en una zona geográfica (Joachim *et al*., 2022).

La prueba de ELISA, es un inmunoensayo que detecta anticuerpos contra péptidos específicos de *Anaplasma* spp., y otros patógenos, las más empleadas son las pruebas rápidas de IDEXX, llamadas SNAP 3Dx, SNAP 4Dx y SNAP 4Dx plus, que son denominadas así porque desde que se iniciaron a usar en el 2001 han ido constantemente incrementando los péptidos específicos en su composición para detectar más patógenos; siendo los SNP 4Dx plus de primera generación los que detectan los anticuerpos contra las *A. phagocytophilum* y *A. platys* (Little, 2010; Sillman, 2014). Estas pruebas han sido diseñadas para su uso en perros, pero se pueden usar también gatos, ovejas y caballos; al igual que las pruebas de

IFA no es recomendable usarlo en la etapa temprana de la enfermedad (Little, 2010; Sillman, 2014). Las pruebas SNAP tiene una sensibilidad de 83.1% a 84.7% y una especificidad del 95.8% al 99.2% para detectar *Anaplasma* spp. (Liu *et al*., 2018). En el 2002 fue lanzado el nuevo producto SNAP 4Dx plus de segunda generación (ELISA POC) que detecta más temprano la infección (3 a 22 días post infección) y muestra una sensibilidad del 94.1% mayor que el de la primera generación (Beall *et al*., 2022).

2.3.3.3. Pruebas Moleculares

La prueba molecular comúnmente usada para la detección de patógenos Rickettsiales es la Reacción en Cadena de la Polimerasa (PCR). Esta prueba es altamente sensible debido a que detecta al patógeno antes de la formación de anticuerpos a través de la amplificación del ADN, y posteriormente a través de la secuenciación determina la especie específica del patógeno (Harrus *et al*., 1998).

La PCR, utiliza cebadores basados en ADN de diferentes genes diseñados específicamente para cada patógeno, su resultado es confiable si proviene de muestras de pacientes sin tratamiento previo y que han seguido un estricto control de calidad para evitar su contaminación (Little, 2010). La muestra requerida es sangre periférica taponada con EDTA y es ideal realizarla (PCR) en la etapa aguda de la enfermedad (Sainz *et al*., 2015).

Existen variantes de este método como lo son la PCR convencional, en tiempo real y anidada que están dirigidas al estudio de los genes 16S, groEL, msp4, msp1α, msp1β, gltA, msp5, ankA y p44 para la detección de diferentes especies de *Anaplasma* (Atif, 2016).

2.3.4. Tratamiento

El tratamiento recomendado en casos de anaplasmosis en caninos causadas por *A. phagocytophilum* y *A. platys* es la doxiciclina en dosis de 5mg/kg /12 horas o 10mg/kg/24 horas por 14 a 21 días en el caso del primero y solo de 8 a 10 dias en caso del segundo; alternativamente las infecciones causadas por *A. platys* también se pueden tratar con enrofloxacina a dosis de 5mg/kg/12 horas por 14 a 21 días. En casos de complicaciones inmunomediadas, se puede adicionar al tratamiento

con antibioticos, el uso de glucocorticoides como la prednisona en dosis de 0.5 a 2mg/kg/día (Sainz *et al*., 2015).

En casos de anaplasmosis causado por *Anaplasma* spp. en ovinos y caprinos se recomienda el uso de oxitetraciclina en dosis de 10 a 20mg/kg como primera elección o el uso de dipropionato de imidocarb o el diaminazeno (Atif, 2016).

En casos de anaplasmosis en bovinos también se recomienda el uso de oxitetraciclina en dosis de 10 a 20mg/kg, intramuscular o intravenosa (Atif, 2016). En el caso de equinos también se puede aplicar el mismo antibiótico por vía intravenosa en dosis de 7mg/kg/24 horas (1er día) y luego continuar con doxiciclina en dosis de 10mg/kg/12 horas por 7 días. (Axt *et al*., 2024).

2.4. Casos reportados de Ehrlichiosis y Anaplasmosis en Animales Domésticos y Silvestres

A continuación, se describen los reportes publicados de presentación de casos de infección por *Ehrlichia* spp. y *Anaplasma* spp. actualizados (últimos 6 años) de cada país de América, divido por regiones; además de un resumen de todos los reportes ordenados por año de publicación, de animales domesticos (Ver tabla 3) y animales silvestres (Ver tabla 4).

2.4.1. América del Sur:

2.4.1.1. Colombia

En animales domésticos

En el año 2022, fueron reportados infecciones causadas por *E. minasensis* y por *A. marginale* con prevalencias del 30% y 33.3% respectivamente, además de coinfecciones entre ambas bacterias en Bovinos con garrapatas, detectados mediante PCR, en los municipios de El Tambo y Santander de Quilichao (departamento del Cauca) (Ramirez *et al*., 2022).

En 2023, se reportaron varios estudios, tal es el caso de Medellín (Departamento de Antioquia) en el que se reportaron 2 estudios (retrospectivos) de la base de datos de 1418 gatos y 3300 perros

diagnosticados molecularmente con *Ehrlichia* spp., *Anaplasma* spp., con frecuencias que oscilan entre el 0.49% y 6.1% para el primero y 0.64% y 14.1% para el segundo respectivamente. **(**Ríos *et al*., 2023**;** Jaramillo *et al*., 2023); Ibagué (Departamento de Tolima) en el que se reportó una prevalencia de 69.73% de casos de infecciones por *Ehrlichia canis* en 337 perros de zonas urbanas y rurales molecularmente, siendo este el primer estudio molecular y con alta prevalencia en esta ciudad (Petano, 2023); Finalmente, en Bucaramanga (Departamento de Santander) una de las regiones con mayor densidad de mascotas de Colombia, se reportó un estudio de caracterización y prevalencia molecular de 13% de *E. canis* en 185 perros, mediante PCR convencional (inicialmente), posteriormente estas muestras positivas a *E. canis* se sometieron a una PCR hemi-nested del gen trp36 y se determinó la presencia de genogrupos de EE.UU., Brasil y Costa Rica, en el 62,5 %, 16,6 % y 16,6% de las muestras positivas a *E. canis*, respectivamente (Gallego *et al*., 2023).

En animales silvestres

En 2023 se reportaron 2 casos de anaplasmosis en animales silvestres; uno diagnosticado molecularmente en un mono aullador rescatado del tráfico ilegal en el Valle de Aburra (Departamento de Antioquia) (Sierra, 2023); y otro diagnosticado por frotis sanguíneo en una población de 265 murciélagos de varias especies de la familia Phillostomidae, capturados de las diferentes ecorregiones del departamento de Córdoba (Costanera, Sabanas, San Jorge, Alto, Medio y Bajo Sinú) resultando una prevalencia del 2.64%, siendo estas las especies infectadas: *Artibeus jamaicensis* (3), *Artibeus phaeotis* (1), *Phyllostomus discolor* (1), *Phyllostomus hastatus* (1), *Glossophaga soricina* (1) (Celis y García, 2023).

2.4.1.2. Perú

En animales domésticos

En el Perú existen muchas publicaciones sobre reportes de casos de Ehlichiosis y anaplasmosis en casi todos los departamentos en los últimos años, tal es así que, en el 2019, se publicaron 2 estudios diagnosticados por frotis sanguíneo, uno de infeccion por *A. phagocytophilum* con una prevalencia del 9% en equinos aparentemente sanos en la provincia de Chiclayo (Lambayeque) y otro de infeccion por

Ehrlichia spp. con prevalencias del 23.3% en caninos en la provincia de Chepén (La Libertad) (Masgo *et al*., 2019; Cabanillas, 2019).

En 2020, se publicó un estudio realizado en el distrito de Chiclayo (Lambayeque) en 88 perros, detectándose *A. platys* en el 2.3% de ellos mediante frotis sanguíneo, además de *Anaplasma* spp. en el 22.7% y *Ehrlichia* spp. en el 21.6% de ellos mediante serología (Álvarez *et al*., 2020).

En el 2021, se publicaron 2 estudios de casos de ehrlichiosis y anaplasmosis en caninos, uno realizado en tres distritos de la provincia de Huánuco (Huánuco, Amarilis y Pillcomarca) con una frecuencia del 61% para *Anaplasma* spp. y 85% para *Ehrlichia* spp.; y otro realizado en cinco distritos de la provincia de San Martin (Tarapoto, La Banda de Shilcayo, Morales, Juan Guerra y Cacatachi) detecatandose *Anaplasma* spp. con una prevalencia de 43% mediante serología (Tasayco y Vásquez, 2021; Cubas, 2021).

En el 2023, se publicaron varios estudios de casos de ehrlichiosis canina diagnosticados mediante serología en los departamentos de Cuzco (Quillabamba), Ancash (Chimbote) y Lima (Comas, Ventanilla y San Juan de Miraflores) con prevalencias que van de 25.5 % al 59% y, casos de Ehrlichiosis y Anaplasmosis canina diagnosticados mediante serología también, en Lima (Comas) y Piura (Castilla), con prevalencias que oscilan entre 60.4 % y 62.9% para *Ehrlichia* spp. y 33.9% y 43.2% para *Anaplasma* spp. (Pillco, 2023; Garrido, 2023; Medrano, 2023; Auris, 2023; Torres, 2023; Porras, 2023; Huamán, 2023).

En el 2024, se publicaron 2 estudios de infección por *E. canis,* uno en el departamento de Loreto (Iquitos) con una prevalencia del 80.3% diagnosticados serológicamente y otro en Cajamarca (Provincia de Jaén) con una prevalencia de 28.9% diagnosticados molecularmente (Sayas, 2024; Fernández, 2024).

2.4.1.3. Ecuador

En animales domésticos

En el 2020, se reportaron casos de infecciones en caninos, causadas por *Ehrlichia* spp. con prevalencias de 48.3% y causadas por *Anaplasma* spp. con prevalencias 12.1% detectados serológica y molecularmente en la ciudad de Puerto Ayora de la Isla Santa Cruz (Provincia de Galápagos), así como también infecciones causadas por *E. canis* con prevalencias del 68% también en caninos en la ciudad la Mana (Provincia de Cotopaxi) mediante serología (Jiménez *et al*., 2020; Rivadeneira, 2020).

En 2021, en el distrito de Quito (Provincia de Pichincha) se publicó el caso de un gato infectado con *A. phagocytophilum* diagnosticado mediante serología (prueba SNAP 4DX PLUS comúnmente usada en caninos) (Lucero, 2021).

En el 2023, se reportó un caso poco común de un canino con coinfección por *E. canis* y *E. ewingii* diagnosticado molecularmente, debido a que *E. ewingii* no había sido reportado nunca antes en este país (Guerrero *et al*., 2023). También se reportaron casos de anaplasmosis en rumiantes detectados por frotis sanguineo, uno causado por *A. marginale* en bovinos en la Parroquia Unión Milagreña (Provincia de Orellana) y otro causado por *A. ovis* en ovinos en el Cantón Vinces (Provincia de Rios) con prevalencias de 1.78 % y 11.29% respectivamente (Correa, 2023; Oleas, 2023).

En 2024, en la Provincia los Ríos, se reportaron casos de Ehrlichiosis en la ciudad de Quevedo y anaplasmosis en Cantón Vinces en caninos mediante serología con prevalencias del 39% y 63.3% respectivamente (Solarte, 2024; Carranza, 2024).

En animales silvestres

En el 2021, se publicó un informe sobre la detección de parásitos sanguíneos en animales silvestres que ingresaron al Hospital de Vida Silvestre de la Universidad San Francisco de Quito (Provincia Pichincha) mediante observación microscópica de frotis de sangre desde abril del 2012 hasta enero del 2019, encontrándose la presencia de *Anaplasma* spp. en 4 monos: dos monos capuchinos de frente blanca (*Cebus albifrons*), un mono lanudo pardo (*Lagothrix lagotricha*) y un tití de manto marrón

(*Saguinus fuscicollis*) y *Ehrlichia* spp. en 2 corzos colorado (*Mazama rufina*), y otros hemoparásitos de un total de 290 animales (209 mamíferos, 52 reptiles y 29 aves) (Diaz *et al*., 2021).

2.4.1.4. Argentina

En animales domésticos

En el 2020, se publicó un estudio realizado en 14 perros con Ehrlichiosis (diagnosticados mediante frotis sanguíneo) en la ciudad de Concordia (Provincia Entre Ríos) detectándose molecularmente *E. canis* en 12 de ellos (Sánchez *et al*., 2020).

En el 2023, se publicó otro estudio en Buenos Aires en el que se detectó también *E. canis* molecularmente en perros, con una prevalencia de 77.6% (De Salvo *et al*., 2023).

En animales silvestres

En el 2020, se publicó un estudio realizado en 70 carpinchos en Los Esteros del Iberá (Provincia de Corrientes), a los cuales se les extrajo sangre para detectar *Anaplasma* spp. *y Ehrlichia* spp. molecularmente, encontrándose una prevalencia del 50% y 12.8% respectivamente, además se determinó que *Anaplasma* sp. estaba relacionado con *A. odocoilei* de América del norte y *Ehrlichia* sp. estaba relacionada con *Candidatus Ehrlichia khabarensis* de Rusia oriental, concluyéndose en este estudio la presencia de nuevas especies afectando a los carpinchos (Monje *et al*., 2020).

2.4.1.5. Brasil.

En animales domésticos

En el 2021, se publicaron varios estudios sobre detección de *Ehrlichia* spp. y *Anaplasma* spp. en perros y gatos diagnosticados por frotis sanguíneo; uno de los cuales fue publicado en la Ciudad de Araguaína de la región de la Amazonia Legal (Estado Tocantins) con prevalencias de 31.4% de *E. canis* y 17.4% de *A. platys* en perros, y prevalencias de 4.4% de *Ehrlichia* spp. y 17.8% de *A. platys* en gatos (Alves *et al*.,2021); y otros 2, uno de perros con prevalencias de 1.09% para *E. canis*, 6.55% para *A. phagocytophilum* y 0.54% para *A. platys*; y, otro de gatos con prevalencias de 3.2% para *Ehrlichia* spp.,

11.1% para *A. phagocytophilum* y 1.6% para *A. platys*, domiciliados en el municipio de Rolin de Moura (Estado de Rondonia) como parte de una investigación de prevalencia de hemoparásitos (Laporti *et al*., 2021; Lins *et al*., 2021). Además, se publicó un estudio en equinos, en los cuales se detectó *E. minasensis* molecularmente en 3 de los 148 equinos que fueron evaluados en un Hospital veterinario del Estado de Mato Grosso, siendo esta la primera evidencia de infección por este tipo de *Ehrlichia* en equinos de Brasil (Muraro *et al*., 2021).

En el 2023, se publicaron 3 estudios en perros, los 2 primeros diagnosticados molecularmente y el tercero por frotis sanguíneo; el primero, realizado en las Clínicas Veterinarias de la Universidad Federal de Pelotas en el Estado de Rio Grande del Sur reportándose prevalencias del 16.8% de infecciones por *E. canis;* el segundo de dos comunidades indígenas (Tapirapé y Karajá) de la Región Amazónica (pertenecientes a los Estados Tocantins y Goiás) en los que se detectaron *E. canis* en un 12.2% y *A. platys* en 0.61%; y el tercero de la ciudad Patos de Minas (Estado de Minas Gerais) en los que se detectó *Ehrlichia* spp. en un 21.3% (Buitrago, 2023; Minervino *et al*., 2023; Romao *et al.,*2023).

En 2024, se publicaron dos estudios en perros, uno de detección molecular de *E. canis* con prevalencias de 7.7% en 2 ciudades del Estado de Ceará (Sobral y Alcántaras) y otro de detección molecular también de *E. canis* en un 16.5% y *A. platys* en un 2.7% de una población de perros (814) atendidos en el Hospital Veterinario Mário Días Teixeira de la UFRA (Universidad Federal Rural de la Amazonía) en la ciudad de Belén (Estado Pará) (Fernandes *et al*., 2024; Santos, 2024). Además de un estudio realizado en 3 ciudades (Juazeiro del Norte, Crato y Barbalha) de la región Cairiri (Estado Ceará) sobre detección de hemoparásitos en gatos y perros mediante frotis sanguíneo, obteniéndose la frecuencia de 0% y 34.4% de animales positivos a *Ehrlichia* spp. y 84.6% y 28.1% positivos a *Anaplasma* spp. respectivamente (Beserra *et al*., 2024).

En animales silvestres

En el 2020, se publico un estudio realizado en Caatinga (bioma semiarido que incluye 8 estados de Brasil), en el cual se recolecto muestras de sangre de 70 pequeños mamiferos silvestres que

incluyeron: 51 roedores (40 *Thrichomys laurentius*, 3 *Rhipidomys cariri*, 2 *Calomys expulsus*, 2 *Wiedomys pyrrhorhinos*, 1 *Galea spixii*, 1 *Kerodon rupestris* y 2 *Rattus rattus*), 18 marsupiales (9 *Monodelphis domestica*, 7 *Didelphis albiventris* y 2 *Gracilinanus agilis*) y 1 cánido silvestre (1 *Cerdocyon thous*); reportándose molecularmente la infeccion por *Ehrlichia* sp. cepa Natal en un marsupial (*Gracilinanus agilis*) (Barboza *et al*., 2020).

En el 2022, se publicó un estudio realizado en jabalíes (*Sus crofa*) capturados para luego ser sacrificados por cazadores legalizados de los municipios de Barretos, Colina, Guaraci, Jaboticabal, Monte Alto, Monte Azul Paulista, Morro Agudo, Olímpia y Torrinha (Estado de Sao Paulo), detectándose molecularme (gen 16S rRNA) un caso de infeccion por un posible nuevo genotipo de *Anaplasma* sp. en una muestra de sangre (Santana *et al*., 2022).

En el 2023 se publicaron dos estudios, uno en el cual se recolectaron muestras de sangre de tortugas terrestres (*Chelonoidis carbonaria*) de 3 diferentes Estados: el primero, del Centro de Crianza de Fauna Silvestre (CETAS) del Estado de Alagoas (22); el segundo, del Zoológico de Aracaju capital del Estado de Sergipe (25); y el tercero, de un criadero comercial del Estado de Bahía (26), detectándose moleculamente 2 casos de infeccion por *Ehrlichia* sp. en las tortugas del zoologico (Mendoza *et al*., 2023); y el otro, realizado en 45 zarigüeyas comunes (*Didelphis marsupialis*) en la Isla São Luís do Maranhão (Estado de Maranhão) con una prevalencia de 17.77% (8) de casos de infeccion por *Ehrlichia* spp., de las cuales 4 muestras fueron secuenciadas y posicionadas en un nuevo clado hermano de *E. minasensis* y clado de *Ehrlichia* sp. molecularmente (Costa *et al*., 2023).

En el 2024, se publico un estudio realizado en los Estados de São Paulo y Mato Grosso do Sul, en los cuales se recolectaron muestras de sangre de armadillos y osos hormigueros, siendo estos de las siguientes especies: 48 de armadillos de seis bandas (*Euphractus sexcinctus*), 29 de armadillos gigantes (*Priodontes maximus*), 4 de armadillos de nueve bandas (*Dasypus novemcinctus*), 1 de armadillo de cola desnuda (*Cabassous unicinctus*); 79 osos hormigueros gigantes (*Myrmecophaga tridactyla*) y 6 tamandúas del sur (*Tamandua tetradactyla*); detectándose molecularmente *Anaplasma* spp. (al que se

agrupo al clado de *Candidatus Anaplasma brasiliensis*) en un armadillo *(E. sexcintus);* y *Ehrlichia* spp. (al que se agrupo al clado de *E. minasensis*) en un oso hormiguero (*M. tridactyla*) (Mateus *et al*., 2024).

2.4.1.6. Chile

En animales domésticos

En el 2020, se publicaron 2 estudios sobre detección de *A. phagocytophilum*; uno transversal realizado en perros en 4 regiones (Arica y Parinacota, Coquimbo, Metropolitana y Araucanía) mediante serología con una prevalencia del 44%; y otro estudio realizado en caballos pura sangre de 3 hipódromos de la ciudad de Santiago (Región Metropolitana), Viña del Mar (Región Valparaíso) y Concepción (Región Biobío) respectivamente, con una prevalencia del 13.6% molecularmente, y una prevalencia de 7.9% serológicamente obtenida de solo dos de las 3 ciudades (Santiago y Viña del Mar); cabe señalar que solo 3 caballos de Santiago fueron positivos tanto serológica como molecularmente (Acosta *et al*., 2020; Hurtado *et al*., 2020).

En animales silvestres

En 2019, en la Isla Magdalena (Región Aysén), se publicó un estudio realizado en 72 cadáveres de pingüinos de Magallanes (72 bazos y 17 pulmones), 54 de los cuales habían fallecido mientras estaban alojados en el Centro de Rhabilitación de Animales Marinos en el Estado de Espíritu Santo en Brasil y 18 habían sido recogidos muertos en la Isla Magdalena (18), detectándose molecularmente en estos últimos una nueva *Ehrlichia* sp. en 3 de ellos (Muñoz *et al*., 2019).

2.4.1.7. Paraguay

En animales domésticos

En Paraguay se publicaron 2 estudios realizados en Asunción, uno de estos en 384 perros, en los que se detectó molecularmente *E. canis* y *A. platys* con una prevalencia de 10.41% y 10.67% respectivamente, en el 2019; y otro en el que se detectó *A. platys* molecularmente también, en un solo perro, en el año 2023 (Pérez *et al*.,2019; Tintel *et al*., 2023).

2.4.1.8. Bolivia

En animales domésticos

En el 2021 se publicó un estudio en el cual se detectó molecularmente *A. marginale, A. platys*, y *A. platys* – like en bovinos de diferentes razas, de 3 fincas administradas por la Universidad Autónoma Gabriel Rene Moreno y 3 fincas privadas de Santa Cruz (Departamento de Santa Cruz) (Ogata *et al*., 2021).

En el 2024 se publicó un estudio de perros afectados por *E. canis* diagnosticados por frotis sanguíneo en el Municipio de Cobija (Departamento de Pando) (Alvarado *et al*., 2024).

2.4.1.9. Uruguay

En animales domésticos

Recientemente en 2024, fue publicado un estudio realizado en 803 perros anémicos y trombocitopénicos de diferentes localidades de Uruguay en los que se detectó una frecuencia de 10.1% *A. platys* y otros hemoparásitos molecularmente (Parodi *et al*., 2024).

2.4.1.10. Guyana Francesa

En animales silvestres

Recientemente en el 2024, se publicó un estudio amplio realizado en la selva amazónica de la Guyana Francesa entre los años 1994 y 2021 (en 16 de las 22 comunas), que incluía 1919 especímenes de 72 especies (humanos, vertebrados silvestres y garrapatas) en los que se detectó *Anaplasma* spp. y *Ehrlichia* spp. mediante genética molecular y reconstrucción metagenómica, para este trabajo se utilizaron una colección de plantillas de ADN individuales por espécimen archivadas que habían sido recolectados como parte de estudios de evaluación de proyectos entre poblaciones humanas y fauna silvestre (Buysse *et al*., 2024). A continuación, se mencionan todas las especies afectadas por los patógenos mencionados (Tabla 2).

Tabla 2. **Detección de *Anaplasma* spp. y *Ehrlichia* spp. en animales silvestres en Guyana Francesa.**

Especímenes	Especie (nombre común)	Población	Patógeno detectado	Casos positivos
Mamíferos salvajes	*Bradypus tridactylus* (perezoso de 3 dedos)	108	*Anaplasma* spp.	70
	Choloepus didactylus (perezoso de 2 dedos)	90	*Anaplasma* spp.	50
	Dasypus novemcinctus (armadillo de nueve bandas)	15	*Anaplasma* spp. *Ehrlichia* spp.	2 1
	Hydrochoerus hydrochaeris (carpincho)	2	*Ehrlichia* spp.	1
	Eira barbara (tayra)	4	*Ehrlichia* spp.	1
	Didelphis marsupialis (zarigüeya común)	51	*Ehrlichia* spp.	1
Aves (Paseriformes)	*Glyphorynchus spirurus* (trepatronco picocuñado)	96	*Ehrlichia* spp.	10
	Pipra aureola (saltarin de capucha carnesi)	36	*Ehrlichia* spp.	10
	Ceratopipra erythrocephala (saltarín de cabeza dorada)	35	*Ehrlichia* spp.	3
	Chiroxiphia pareola (saltarín de espalda azul)	44	*Ehrlichia* spp.	10
	Myrmotherula axillaris (Hormiguerito de flancos blancos)	36	*Ehrlichia* spp.	4

(Buysse *et al*., 2024)

2.4.2. América Central:

2.4.2.1. Cuba

En animales domésticos.

En el 2019, se reportó la detección de *E. canis* y *A. platys* mediante frotis sanguíneo y de capa flogística en perros aparentemente sanos de diferentes razas, edades y sexos de tres municipios de la provincia de la Habana (Habana del este, Boyeros y Cotorro) y un municipio de la provincia de Mayabeque (San José de las Lajas) (González *et al*., 2019).

En el 2020, se reportó la presencia de *A. marginale* molecularmente con una prevalencia del 95.5% en bovinos del occidente de Cuba, además se observó una alta diversidad genética de las cepas cubanas, relacionándose esta con cepas reportadas en México, Brasil y Países asiáticos (Diaz *et al*., 2020).

En el 2023, se reportó nuevamente en la Habana (10 municipios) la presencia de *E. canis, A. platys* y coinfecciones entre ambas en perros, con prevalencia del 62 %, 40% y 28% respectivamente mediante frotis sanguíneo y molecularmente (Corona *et al*., 2023).

En animales silvestres

En 2019 se publicó un estudio transversal, en el cual se detectó molecular y serológicamente una alta prevalencia de infección por *A. marginale* en búfalos de agua (terneros) de granjas seleccionadas al azar y en animales de diferentes edades en las regiones con más población de búfalos del occidente de Cuba (Obregón *et al*., 2019).

2.4.2.2. Guatemala

En animales domésticos

En el año 2024 se publicaron dos estudios en perros, un estudio retrospectivo realizado en el Hospital Veterinario de Animales de Compañía de la Universidad San Carlos de la ciudad de Guatemala (Departamento Guatemala) en el que se detectó *Ehrlichia* spp. con una prevalencia del 3.06% por frotis sanguíneo y prueba serológica; y, otro en la aldea el Hawaii (Departamento Santa Rosa) en el que se tomaron muestras de perros mayores de 1 año detectandose *E. canis* con una prevalencia de 58%, *Anaplasma* spp. con una prevalencia de 23% y coinfecciones, mediante frotis sanguíneo y pruebas serológicas también (Mejicanos, 2024; Estin, 2024)

2.4.2.3. Nicaragua

En animales domésticos

En el 2019, se reportó la presencia de una nueva *Ehrlichia* sp. designada H7, diagnosticada molecularmente en caballos con *Ehrlichia* spp. en una Clínica temporal en la comunidad rural de Mérida (departamento de Rivas) (Tyrrell *et al*., 2019).

En el 2020, se publicó un estudio en el que se detectó una prevalencia del 6.6% de *E. canis* mediante frotis sanguíneo en perros del barrio José Benito Escobar (Departamento de Estelí) (Cortez y Tenorio, 2020).

En el 2021, se publicó una prevalencia de 10.2% de *Anaplasma* sp. mediante frotis sanguíneo en Bovinos de dos fincas del municipio de Reynaga (departamento de León) (Baca y Mendoza, 2021).

En el 2023, se reportaron dos estudios, uno en perros (caninos) en los que se detectaron *Ehrlichia* spp., *Anaplasma* spp. y coinfecciones mediante pruebas serológicas en un Clínica Veterinaria de Managua (Departamento de Managua) y otro de bovinos con *Anaplasma* spp. detectados mediante frotis sanguíneo en varias fincas del municipio de León (departamento de León) y otro en perros en los que se detectaron *Ehrlichia* spp., *Anaplasma* spp. y coinfecciones mediante pruebas serológica en un Clínica Veterinaria de Managua (Departamento de Managua) (Hernández y Abrego, 2023; Miranda y Ganga, 2023).

2.4.2.4. Costa Rica

En animales domésticos

En el 2019, se publicó un estudio realizado en todo el país (7 provincias) en el que se detectó molecularmente *Ehrlichia* spp. con seroprevalencias del 34.46% y *Anaplasma* spp. con seroprevalencias de 13.27% inicialmente, para luego determinar las especies, *E. canis*, *A. phagocytophilum*, *A. platys*, además de 4 casos de coinfección entre ambas especies de anaplasma en perros (Springer *et al*., 2019).

En el 2021, se reportó la presencia de una nueva *Anaplasma* sp. (dos casos) y una nueva *Ehrlichia* sp. (1 caso) molecularmente (ambas no han sido identificadas ni descritas con anterioridad) en caballos de la Unidad de la Policía Montada de Pavas (Provincia de San José) (Arguedas, 2021).

2.4.2.5. Granada

En animales domesticos

En el 2021, se publicaron 2 estudios de reportes de casos de ehrlichiosis y anaplasmosis en este país realizado medinate métodos moleculares; uno realizado en rumiantes y caninos de las 6 parroquias de Granada, encontrándose las siguientes prevalencias: en bovinos 34.4% de casos de *A. marginale* y 9.3% de *A. platys*; en caninos 16.4% de casos de *A. platys*, 13.9% de *E. canis* y 0.2% de *E. chaffeensis* (además coinfecciones); y, en ovinos y caprinos 4.6% causadas por *A. marginale*, seguida de 1.5% causada por *E. canis* y 3% causadas por *A. platys* (Sharma *et al*., 2021). Otro estudio realizado en perros asintomáticos con prevalencias de 18.7% de *A. platys* y 16.8% de *E. canis* en cuatro parroquias de la isla caribeña de Granada (St. Andrew, St. David, St. George y St. Mark) (Alhassan *et al*., 2021).

2.4.3. América del Norte:

2.4.3.1. Estados Unidos

En animales domésticos

En el 2020, se reportaron seroprevalencias que oscila entre 0.9% y 8.4% de *E. canis* y/o *E. ewingii*, y 3.9% y 4.3% de *A. phagocytophilum* y/o *A. platys* mediante serología en perros de las Regiones del Centro Sur de Texas y Cumberland Gap (Tennessee, Kentucky y Virginia) (Fudge *et al*., 2020; Patterson *et al*., 2020).

En el 2021, se reportaron prevalencias de 1.3% por *Ehrlichia* spp. y 1.5% por *Anaplasma* spp. mediante serología, en perros de trabajo del gobierno de 40 estados (Meyers *et al*., 2021).

En el 2022, se reportó una prevalencia de 20.2% de casos de *Ehrlichia* spp. mediante serología en perros sin dueños de sociedades protectoras de los condados de Alabama y Georgia (Estado de Alabama y Georgia) (Perregrino *et al*., 2022).

En el 2023, se reportaron prevalencias de 2.4% para *Anaplasma* spp. y 8% para *Ehrlichia* spp. mediante serología en 3750 perros de refugios de 19 estados del este de Estados Unidos y una prevalencia de 8.3% de casos de *Anaplasma* spp. detectados mediante serología también en una

población grande de perros (19894) de todas las regiones de los Estados Unidos (Hazelrig *et al*., 2023; Braff *et al*., 2023).

2.4.3.2. Canadá

En animales domésticos

Existen pocos estudios publicados en este país. En el 2019, se reportó un estudio amplio realizado en perros de todo el país de Canadá (10 provincias y 3 territorios) obteniéndose la seroprevalencia de 0.5% de infecciones por *Ehrlichia* spp. y 0.4% de infecciones por *Anaplasma* spp. mediante pruebas serológicas (Evason *et al*., 2019).

En el 2021, se reportó la detección de *A. phagocytophilum* mediante pruebas serológicas en la sangre de los hígados de coyotes orientales recolectados en la provincia de Nueva Escocia (Zinck *et al*., 2021).

2.4.3.3. México

En animales domésticos

En el 2019, se reportaron prevalencias de 38.46% de *E. canis* molecularmente en perros de 3 comunidades rurales del estado de Yucatán (Sucopo, Yaxcheku y Chan San Antonio) (Ojeda *et al*., 2019).

En el 2021, se reportaron casos de *Ehrlichia* spp., *E. canis, A. platys* y coinfecciones entre estos dos últimos patógenos, mediante técnicas moleculares en perros del municipio de Cajeme (Estado Sonora) (Aragón *et al*., 2021).

En el 2023, se publicaron 2 estudios en perros; el primero, de infección por *E. canis* detectados mediante pruebas serológicas en la ciudad Chihuahua (Estado Chihuahua) y el segundo en la ciudad Tuxtla Gutiérrez (Estado Chiapas) en el que se reportaron casos de *E. canis*, *E. ewingii*, *A. platys* y un caso de coinfección entre *E. canis* y *E. ewingii* molecularmente (Espino *et al*., 2023; Gonzales, 2023)

En 2024, se publicó en el municipio Pungarabato (Estado Guerrero) el caso de un bovino con *Anaplasma* spp. detectado mediante frotis sanguíneo inicialmente, para luego confirmarse mediante serología (Delgado y Hernández, 2024).

En animales silvestres

En el 2019, se publicó un reporte de infecciones por *E. chaffeensis* (1), *A. odocoilei* (2), y coinfecciones de *E. chaffensis* con *A. phagocytophilum* (3) y *E. chaffensis* con *A. odocoilei* (1) molecularmente en venados de cola blanca y venados mazama en Yucatán (Ojeda *et al*., 2019); y otros dos reportes de infecciones por *Ehrlichia* spp. y *A. phagocytophilum* detectados molecularmente en coyotes y en venados (3 bura y 5 cola blanca) en Samalayuca y Chihuahua respectivamente (Estado Chihuahua) (Hernández, 2019; Montiel, 2019).

Tabla 3. **Detección de *Anaplasma* spp. y *Ehrlichia* spp. en animales domésticos en América.**

País (depart., prov., estado)	Año (F.E.)	Especie (huésped)	Pobl.	Método de diagnóstico	Especie de bacteria reportada	Nº casos	PMID
Canadá	2019 (2008 al 2015)	*Canis familiaris* (perro)	753468 753208	Serológico	*E. canis y E. ewingii* *A. phagocytophilum y A. platys*	3510 3112	30691522
Nicaragua (Rivas)	2019 (2013 Y 2014)	*Equus caballus* (caballo)	93 ++ *Ehrlichia spp.*	qPCR y cPCR	Nueva *Ehrlichia* sp. H7	9	31518572
Cuba (La Habana y Mayabeque)	2019 (2013 a 2014)	*Canis familiaris* (perro)	253	(152) Frotis Sanguíneo (101) Frotis capa flogística	*E. canis* *A. platys* *E. canis*	6 1 8	*
Costa Rica	2019 (2014)	*Canis familiaris* (perro)	294	PCR	*Ehrlichia* spp. *Anaplasma* spp. *E. canis* *A. phagocytophilum* *A. platys*	116 39 60 5 1	31214605
Perú (Lambayeque)	2019 (2015)	*Equus caballus* (caballo)	100	Frotis sanguíneo	*A. phagocytophilum*	9	*
Paraguay (Asunción)	2019 (2015 al 2016)	*Canis familiaris* (perro)	384	PCR conven.	*E. canis* *A. platys*	40 41	*
México (Yucatán)	2019 (2016 a 2017)	*Canis familiaris* (perro)	246	PCR en tiempo real y PCR anidada	*E. canis*	95	*

Perú (La Libertad)	2019 (2018)	*Canis familiaris* (perro)	60	Frotis Sanguíneo	*Ehrlichia* spp.	14	*
Ecuador (Cotopaxi)	2020 N.E.	*Canis familiaris* (perro)	100	Serológico	*E. canis*	68	*
Nicaragua (Estelí)	2020 N.E.	*Canis familiaris* (perro)	120	Frotis Sanguíneo	*E. canis*	8	*
Cuba (Occidente N.E.)	2020 N.E.	*Bos taurus* (vacuno)	223	qPCR multiplex	*A. marginale*	213	*
Chile (Arica y Parinacota, Coquimbo, Metropolitana, La Araucanía)	2020 (2010 al 2012)	*Canis familiaris* (perro)	905	Serológico	*A. phagocytophilum*	398	*
USA (Texas)	2020 (2014 al 2019)	*Canis familiaris* (perro)	418	Serológico	*A. phagocytophilum* y *A. platys* *E. canis* y *E. ewingii*	18 35	33032588
Chile (Metropolitana, Valparaíso y Bibío)	2020 (2015 y 2016)	*Equus caballus* (caballo)	457	Serológico qPCR	*A. phagocytophilum*	23 62	*
USA (Tennessee, Kentucky, Virginia)	2020 (2017 al 2018)	*Canis familiaris* (perro)	232	Serológico	*A. phagocytophilum* y *A. platys* *E. canis* y *E. ewingii*	2 23	32605566
Ecuador (Galápagos)	2020 (2018)	*Canis familiaris* (perro)	58	Serológico PCR	*Ehrlichia* spp. *Anaplasma* spp. *E. canis*	28 7 7	32057400
Argentina (Entre Ríos)	2020 (2017 al 2019)	*Canis familiaris* (perro)	53	PCR	*E. canis*	12	*
Perú (Lambayeque)	2020 (2019)	*Canis familiaris* (perro)	88	Frotis sanguíneo Serológico	*A. platys* *Anaplasma* spp. *Ehrlichia* spp.	2 20 19	*
Perú (San Martín)	2021 N.E.	*Canis familiaris* (perro)	65	Serológico	*Anaplasma* spp.	28	*
Ecuador (Pichincha)	2021 (2021)	*Felis catus* (gato)	1	Serológico	*A. phagocytophilum*	1	*
México (Sonora)	2021 N.E.	*Canis familiaris* (perro)	170	1er PCR 2do PCR	*Ehrlichia* spp. *Ehrlichia canis* *A. platys*	92 47 18	*
Costa Rica (San José)	2021 (2021)	*Equus caballus* (caballo)	41	PCR conven. o qPCR	Nueva *Anaplasma* sp. Nueva *Ehrlichia* sp.	2 1	*
Granada (6 Parroquias)	2021 (2014 y 2018)	*Canis familiaris*, *Capra aegagrus hircus, Ovis*	358 65	PCR y captura magnética de ADN	*A. marginale* *E. canis* *A. platys* *E. chaffeensis*	14 51 64 1	*

		aries, Bos taurus (perro, cabra y oveja y vacuno)	32				
USA (40 Estados)	2021 (2015 y 2018)	*Canis familiaris* (perro)	476	Serológico	*Ehrlichia* spp. *Anaplasma* spp.	6 7	33601954
Brasil (Tocantins)	2021 (2016 al 2017)	*Canis familiaris*, *Felis catus* (perro, gato)	334 45	Frotis Sanguíneo	*E. canis* *A. platys* *Ehrlichia* spp. *A. platys*	105 58 2 8	*
Granada (4 Parroquias)	2021 (2017 al 2018)	*Canis familiaris* (perro)	155	PCR	*A. platys* *E. canis*	29 26	33865177
Brasil (Mato Grosso)	2021 (2018)	*Equus caballus* (caballo)	148	PCR	*E. minasensis* *Ehrlichia* spp.	3 61	33669023
Brasil (Rondonia)	2021 (2019)	*Canis familiaris* (perro)	183	Frotis sanguíneo	*E. canis* *A. phagocytophilum* *A. platys*	2 12 1	*
Brasil (Rondonia)	2021 (2019 al 2020)	*Felis catus* (gato)	63	Frotis sanguíneo	*Ehrlichia* sp. *A. phagocytophilum* *A. platys*	2 7 1	*
Bolivia (Santa Cruz)	2021 (2019 al 2020)	*Bos taurus* (vacuno)	104	PCR anidada	*A. marginale* *A. platys* *A. platys* - like	1 23 3	*
Perú (Huánuco)	2021 (2020)	*Canis familiaris* (perro)	100	Serológico	*Anaplasma* sp. *Ehrlichia* sp.	61 85	*
Nicaragua (León)	2021 (2020)	*Bos taurus* (vacuno)	68	Frotis Sanguíneo	*Anaplasma* spp.	7	*
Colombia (Cauca)	2022 (2017)	*Bos taurus* (vacuno)	30	PCR	*E. minasensis* *A. marginale*	9 10	36148977
USA (Alabama y Georgia)	2022 (2019)	*Canis familiaris* (perro)	114	Serológico	*Ehrlichia* spp.	23	35115124
Perú (Lima)	2022 N.E.	*Canis familiaris* (perro)	240	Serológico	*E. canis*	133	*
Perú (Cuzco)	2023 N.E.	*Canis familiaris* (perro)	115	Serológico	*E. canis*	29	*
Ecuador (N.E.)	2023 N.E.	*Canis familiaris* (perro)	1	PCR	Coinfección *E. canis* y *E. ewingii*	1	*
Ecuador (Los Ríos)	2023 N.E.	*Ovis aries* (oveja)	248	Frotis sanguíneo	*A. ovis*	28	**
Ecuador (Orellana)	2023 N.E.	*Bos taurus* (vacuno)	112	Frotis sanguíneo	*A. marginale*	2	**

Brasil (Tocantins y Goiás)	2023 N.E.	*Canis familiaris* (perro)	327	PCR	*E. canis* *A. platys*	40 2	37566524
Paraguay (Asunción)	2023 N.E.	*Canis familiaris* (perro)	1	qPCR	*A. platys*	1	*
Cuba (La Habana)	2023 N.E.	*Canis familiaris* (perro)	100	Frotis Sanguíneo y qPCR	*E. canis* *A. platys*	53 34	*
USA	2023 (2019 al 2020)	*Canis familiaris* (perro)	19894	Serológico	*Anaplasma* spp.	1646	87783532
Brasil (Minas Gerais)	2023 (2014)	*Canis familiaris* (perro)	150	Frotis Sanguíneo	*Ehrlichia* spp.	32	*
México (Chihuahua)	2023 (2014 al 2017)	*Canis familiaris* (perro)	586	Serológico	*E. canis*	156	*
Argentina (Buenos Aires)	2023 (2016 al 2017)	*Canis familiaris* (perro)	268	PCR	*E. canis*	208	*
USA (19 Estados)	2023 (2016 al 2020)	*Canis familiaris* (perro)	3750	Serológico	*Anaplasma* spp. *Ehrlichia* spp.	90 299	37301970
Perú (Lima)	2023 (2018 al 2020)	*Canis familiaris* (perro)	192	Serológico	*E. canis* *Anaplasma* spp.	116 83	*
Perú (Lima)	2023 (2021)	*Canis familiaris* (perro)	49	Serológico	*E. canis*	27	*
Perú (Loreto)	2023 (2021)	*Canis familiaris* (perro)	544	Serológico	*E. canis*	437	*
Colombia (Antioquia)	2023 (2021 al 2022)	*Felis catus* (gato)	1418	qPCR	*Ehrlichia* spp. *Anaplasma* spp.	7 10	*
Colombia (Antioquia)	2023 (2021 al 2022)	*Canis familiaris* (perro)	3300	qPCR	*Anaplasma* spp. *Ehrlichia* spp.	465 201	*
Perú (Piura)	2023 (2022)	*Canis familiaris* (perro)	62	Serológico	*Ehrlichia* spp. *Anaplasma* spp.	39 23	*
Brasil (Rio Grande del Sur)	2023 (2022)	*Canis familiaris* (perro)	95	PCR	*E. canis*	16	*
Nicaragua (Managua)	2023 (2022)	*Canis familiaris* (perro)	30	Serológico	*Ehrlichia* spp. *Anaplasma* spp.	14 2	*
México (Chiapas)	2023 (2022)	*Canis familiaris* (perro)	28	PCR	*E. canis* *E. ewingii* *A. platys*	2 1 1	*

Colombia (Santander)	2023 N.E.	*Canis familiaris* (perro)	185	PCR	*E. canis* y genogrupos (US, BR, CR)	24	36574738
Colombia (Tolima)	2023 (2023)	*Canis familiaris* (perro)	337	PCR	*E. canis*	235	*
Perú (Lima)	2023 (2022 al 2023)	*Canis familiaris* (perro)	100	Serológico	*E. canis*	59	*
Perú (Ancash)	2023 (2022 al 2023)	*Canis familiaris* (perro)	100	Serológico	*E. canis*	50	*
Nicaragua (León)	2023 (2023)	*Bos taurus* (vacuno)	68	Frotis Sanguíneo	*Anaplasma* spp.	50	*
Ecuador (Los Ríos)	2024 (N.E.)	*Canis familiaris* (perro)	30	Serológico	*Anaplasma* spp.	19	**
Ecuador (Los Ríos)	2024 (2024)	*Canis familiaris* (perro)	100	Serológico	*E. canis*	39	**
Guatemala (Santa Rosa)	2024 N.E.	*Canis familiaris* (perro)	40	Serológico y Frotis Sanguíneo	*E. canis* *Anaplasma* spp.	18 7	*
Brasil (Ceará)	2024 (2018)	*Canis familiaris* (perro)	208	PCR	*E. canis*	16	38880564
Guatemala (Guatemala)	2024 (2019)	*Canis familiaris* (perro)	686	Serológico y Frotis Sanguíneo	*Ehrlichia* spp.	21	*
Brasil (Ceará)	2024 (2020 al 2021)	*Canis familiaris*, *Felis catus* (perro, gato	488 119	 Frotis Sanguíneo	*Ehrlichia* spp. *Anaplasma* spp. *Anaplasma* spp.	11 9 11	*
Brasil (Pará)	2024 (2020 al 2023)	*Canis familiaris* (perro)	814	PCR	*E. canis* *A. platys*	134 22	*
Bolivia (Pando)	2024 (2021)	*Canis familiaris* (perro)	244	Frotis sanguíneo	*E. canis*	18	*
Perú (Cajamarca)	2024 (2023)	*Canis familiaris* (perro)	161	PCR	*E. canis*	46	*
México (Guerrero)	2024 (2023)	*Bos taurus* (vacuno)	1	Frotis sanguíneo y serológico	*Anaplasma* spp.	1	*

Pobl. = Población, F.E. =fecha de estudio. N.E.= No específica, qPCR=PCR en tiempo real, USA=Estados unidos, Br=Brasil y CR =Costa Rica. PMID = Pubmed identification number, *Otras páginas web académico científicas.

Tabla 4. **Detección de *Anaplasma* spp. y *Ehrlichia* spp. en animales silvestres.**

País (dep., prov, est.)	Año (F.E.)	Especie (huesped)	Pobl.	Método Dx	Bacteria reportada	Nº casos	PMID
Cuba (Occidente N.E.)	2019 N.E.	*Bubalus bubalis* (búfalo de agua)	328	PCR anidada ELISA indirecto	*A. marginale*	259 192	30693380
Chile (Aysén)	2019 (2014 al 2016)	*Sphenicus magellanicus* (pingüino)	72	PCR con. y anidado	*Ehrlichia* sp. (nueva)	3	*
México (Yucatán)	2019 (2016 al 2017)	*Odocoileus virginianus yucatanensis* y *Mazama temama* (venado)	29	qPCR y PCR anidada	*E. chaffeensis* *A. phagocytophilum* *A. odocoilei*	5 3 3	30503893
México (Chihuahua)	2019 (2019)	*Canis latrans* (coyote)	21	PCR	*E. canis* *A. phagocytophilum*	2 1	*
México (Chihuahua)	2019 (2019)	*Odocoileus virginianus, Odocoileus hemionus* (venados)	8	PCR	*A. phagocytophilum* *Ehrlichia* spp.	4 6	*
Argentina (Corrientes)	2020 (2010 al 2016)	*Hydrochoerus hydrochaeris* (carpincho)	70	PCR	*Anaplasma* spp. *Ehrlichia* spp.	35 9	*
Brasil (Caatinga)	2020 (2014 al 2016)	*Gracilinanus agilis* (Marmosa enana)	18	PCR	*Ehrlichia* sp. cepa Natal	1	32111546
Ecuador (Pichincha)	2021 (2012 al 2019)	*Cebus albifrons* (Mono capuchino de frente blanca) *Lagothrix lagotricha* (mono lanudo pardo) *Saguinus fuscicollis* (tití de manto marrón) *Mazama Rufina* (corzos colorado)	290	Frotis sanguíneo	*Anaplasma spp.* *Anaplasma* spp. *Anaplasma spp.* *Ehrlichia* spp.	2 1 1 2	34475720
Canadá (Nueva Escocia)	2021 (2017 al 2018)	*Canis latrans* (coyotes)	173	Serológico	*A. phagocytophilum*	7	33956091
Brasil (Sao Paulo)	2022 (2018 y 2020)	*Sus scrofa* (jabalíes salvajes)	67	PCR	*Anaplasma* sp. (nuevo)	1	35717607
Brasil (Sergipe)	2023 N.E.	*Chelonoidis carbonaria* (Tortugas terrestres)	73	PCR	*Ehrlichia* sp.	2	37582213

Brasil (Maranhão)	2023 (2022)	*Didelphis marsupialis* (zarigüeyas comunes)	45	PCR	*Ehrlichia* spp.	8	37236334
Colombia (Córdoba)	2023 N.E.	*Mammalia Chiroptera* (murcielago*)*	265	Frotis sanguíneo	*Anaplasma* sp.	7	*
Colombia (Antioquia)	2023 (2021)	A*louatta seniculus* (mono aullador rojo)	1	qPCR	*Anaplasma* spp.	1	36148977
Guyana Francesa (Selva Amazónica)	2024 (1994 a 2021)	Mamíferos salvajes y aves (ver tabla 2)	873	PCR	*Anaplasma* spp. *Ehrlichia* spp.	122 41	38734682
Brasil (Sao Paulo y Mato Groso do Sul)	2024 N.E.	*Euphractus sexcinctus* (armadillos de seis bandas) *Myrmecophaga tridactyla* (osos hormigueros gigantes)	48 79	PCR	*Anaplasma* spp. *Ehrlichia* spp.	1 1	39622309

Pobl. =Población, F.E. = Fecha de estudio, N.E.= No específica, PCR con = PCR convencional, qPCR=PCR en tiempo real, PMID = Pubmed identification number, *Otras páginas web académico científicas.

III. DISCUSIÓN

Los resultados del presente estudio demuestran que *Ehrlichia* spp. y *Anaplasma* spp. se encuentra distribuidos en mayor o menor proporción en casi todos los países del continente americano, debido a la distribución mundial de las garrapatas que son los vectores, la presencia de el huésped (caninos) y los reservorios. Tal es asi que, actualmente existen más casos de ehrlichiosis y anaplasmosis reportadas en caninos (perros) en America del sur en comparacion con America Central y America del Norte. Entre los países con mas casos reportados y alto porcentaje de prevalencia se encuentran Perú con prevalencias de 21.6% a 85% (Alvarez *et al*., 2020; Tasayco y Vasquez, 2021), seguido de Ecuador con prevalencias de 12.1% al 68% (Jiménez *et al*., 2020; Rivadeneira, 2020), Colombia con prevalencia de 6.1% al 69.73% (Rios *et al*., 2023; Petano, 2023), y Brasil con prevalencias de 0.54 % a 34.4% (Laporte *et al*., 2021), debido a la mayor frecuencia de casos en climas tropicales y subtropicales que son ideales para la supervivencia del vector (*Rhipicephalus sanguineus)*, mientras que en los países como: Granada en los cuales las prevalencias son 0.2% a 18.7% (Sharma *et al*., 2021; Alhassan *et al*.,

2021) y Canada las prevalencias (en todo el país) son 0.4% a 0.5% (Evason *et al*., 2019), los casos reportados son menores al igual que las prevalencias; en el caso de Granada estos datos pueden deberse al pequeño tamaño de muestra pobalacionl de perros (358) ya que el vector (*Rhipicephalus sanguineus* esta presente y el clima es propicio (tropical) para su supervivencia; y en el caso de Canada se debe a que el clima (ártico al norte, templado al sur; inviernos muy fríos) no es el optimo para la supervivencia del vector ya que en esta caso el tamaño de muestra poblacional (753468) de perros si es optima.

Ademas de los caninos también existen reportados otras especies animales afectadas por ambos patógenos (*Ehrlichia* spp. y *Anaplasma* spp.), estos son los bovinos (Ramirez *et al*., 2022), felinos (gatos) (Rios *et al*., 2023; Alves *et al*., 2021, Lins *et al*., 2021), equinos (caballos) (Arguedas, 2021), ovinos y caprinos (Sharma *et al*., 2021), carpinchos (Monje *et al*., 2020), venados (Ojeda *et al*., 2019; Montiel, 2019), coyotes (Hernandez, 2019) y armadillos (Buysse *et al*., 2024); lo cual ocurre porque las garrapatas vectoras pueden estar infectadas con varios patógenos y tienen la capacidad de transmitirlos al huésped durante la mordedura.

Entre las especies de *Ehrlichia* más reportadas detectadas mediante métodos moleculares se encuentran *E. canis,* en países como Colombia (Petano, 2023), Perú (Fernandez, 2024), Argentina (Sanchez *et al*., 2020; De Salvo *et al*., 2023), Brasil (Buitrago, 2023; Minervino *et al*., 2023; Fernandes *et al*., 2024; Santos, 2024), Paraguay (Pérez *et al*., 2023), Cuba (Corona *et al*., 2023), Costa Rica (Springer *et al*., 2019), Granada (Sharma *et al*., 2021; Alhassan *et al*., 2021) y México (Ojeda *et al*., 2019; Aragón *et al*., 2021; Gonzales, 2023) en caninos, debido a que esta bacteria tiene predilección por los miembros de la familia canidae; y entre las *Ehrlichia* spp. menos reportadas se encuentran *E. ewingii* (3 reportes) y *E. chaffeensis* (3 reportes) en coinfecciones generalmente, como es el caso de *E. ewingii* con *E. canis* detectados en un canino en Ecuador y otro en México (Guerrero *et al*., 2023; Gonzales, 2023), *E. ewingii* con *A. platys* en un canino y *E. canis* con *E. chaffeensis* en dos caninos en Granada (Sharma *et al*., 2021); estos reportes podrían sugerir la presencia de muchos casos de coinfecciones no diagnosticados cuando solo se realicen pruebas serológicas o citológicas para el diagnostico de las infecciones por *Ehrilichia* spp. en caninos.

En cuanto a las especies de *Anaplasma* mas reportadas detectadas mediante métodos moleculares se informaron de: *A. platys* principalmente en caninos, en Brasil (Minervino *et al*., 2023; Santos, 2024), en Paraguay (Pérez *et al*.,2019; Tintel *et al*., 2023), en Uruguay (Parodi *et al*., 2024), en Cuba (Corona *et al*., 2023), en Costa rica (Springer *et al*., 2019), en Granada (Sharma *et al*., 2021; Alhassan *et al*., 2021) y en México (Aragón *et al*., 2021; Gonzales, 2023); seguido de *A. phagocytophilum* en caninos en países como Costa rica (Springer *et al*., 2019) y en equinos de Chile (Hurtado *et al*., 2020); y por ultimo *A. marginale* en bovinos de Colombia (Ramirez *et al*., 2022), Bolivia (Ogata *et al*., 2021), Cuba (Diaz *et al*., 2020) y Granada (Sharma *et al*., 2021); por ser principalmente los caninos las mascotas atendidas en las clinicas veterinarias de animales de compañía, que son sometidas a los examenes de detección de estos patógenos por presentar el vector (garrapatas) y/o presentar signos compatibles con la infeccion, aunque últimamente también lo son los felinos (gatos) en los cuales si bien es cierto no es común encontrar el vector, son considerados los hospedadores (Rar *et al*., 2021), ya que existen casos reportados de infeciones tanto por *A. platys* como *A. phagocytophilum* en estas mascotas (muy pocos) en paises como Brasil (Alves *et al*.,202; Lins *et al*., 2021) y Ecuador (Lucero, 2021); y por ultimo, *A. marginale* reportado en rumiantes, principalmente en bovinos de Cuba (Diaz *et al*., 2020), Colombia (Ramirez *et al*., 2022), Bolivia (Ogata *et al*., 2021) y Granada (Sharma *et al*., 2021); debido a que este agente tiene predilección por esta especie (bovinos) por lo cual es conocido como el principal causante de la anaplasmosis bovina en todo el mundo produciendo grandes perdidas económicas en la ganadería. Las especies de *Anaplasma* menos reportadas son *A. odocoilei* en venados en Mexico (Ojeda *et al*., 2019) y *A. ovis* en ovinos en Ecuador detectado mediante citología (Oleas, 2023); esta baja frecuencia de reportes se atribuye al escaso interés en realizar estudios en estas especies animales; pero, son de mucha importancia, ya que tanto venados como ovinos son hospederos y reservorios de estas especies de *Anaplama*, lo que representa un riesgo potencial para los otros animales domesticos y los humanos.

En equinos, existen pocos reportes publicados sobre infecciones por *Anaplasma* spp. (1) y *Ehrlichia* spp. (2), pero sus hallazgos son importantes, como lo es el primer reporte de infección por *E.*

minasensis en caballos en Brasil, que difiere con lo que mencionan Thomson *et al.* (2018) referente a que los hospedadores son los bovinos, ciervos y perros; este nuevo hallazgo podría deberse a la prevalencia de *E. minasesnsis* y su vector (*Rhipicephalus microplus)* en bovinos de Brasil tal como lo menciono Cabezas Cruz *et al.* (2016).

Además de haberse reportado infecciones por *Anaplasma* spp. y *Ehrlichia* spp. en animales domésticos en América, también se reportaron las mismas en animales silvestres. Entre los animales silvestres infectados por *Anaplasma* spp. se encuentran monos en Colombia (Sierra, 2023) y Ecuador (Diaz *et al*., 2021), carpinchos en Argentina (Monje *et al*., 2020), perezosos de dos y tres dedos en Guyana Francesa (Buysse *et al*., 2024), búfalos en Cuba (Obregón *et al*., 2019) y venados en Mexico (Ojeda *et al*., 2019; Montiel, 2019) los cuales son huéspedes y reservorios conocidos del patogeno; no obstante, también se han detectado *Anaplasma* spp. en animales silvestes que no han sido tradicionalmente reconocidos como hospedadores o reservorios, tales como: murciélagos en Colombia (Celis y García, 2023), armadillos y osos en Guyana Francesa (Buysse *et al*., 2024) y Brasil (Mateus *et al*., 2024), coyotes tanto en México (Hernández, 2019) como Canada (Zinck *et al*., 2021). Con respecto a *Ehrlichia* spp. se han reportado infecciones en venados en Ecuador (Diaz *et al*., 2021) y México (Ojeda *et al*., 2019; Montiel, 2019), aves en Guyana Francesa (Buysse *et al*., 2024) y coyotes en México (Hernández, 2019) todos ellos reconocidos como hospedadores del patógeno; pero, tambien se reportaron nuevos hospedadores y posibles reservorios del patógeno tales como, carpinchos de Argentina (Monje *et al*., 2020) y Guyana Francesa (Buysse *et al*., 2024), tortugas (Mendoza *et al*., 2023) y osos en Brasil (Mateus *et al*., 2024), asi como pingüinos en Chile (Muñoz *et al*., 2019) y otras especies silvestres como tayras, zariguellas y armadillos en Guyana Francesa (Buysse *et al*., 2024). La presencia de *Anaplasma* spp. y *Ehrlichia* spp. en animales silvestres no reconocidos previamente como hospedores evidencia la amplia distribución de estos patógenos en la fauna silvestre. Estos animales en su mayoría, no desarrollan la enfermedad lo que les permite actuar como reservorios naturales, manteniendo los agentes infecciosos en el ambiente. Esta condición representa un riesgo potencial tanto para la salud animal como para la salud humana; lo anterior concuerda con el informe de Duron *et al*., (2022) quienes documentaron la infeccion de un habitante de Guyana Francesa con una nueva especie de *Anaplasma*

previamente detectada en perezosos brasileños, lo que refuerza el papel de la fauna silvestre como fuente de infeccion tanto de *Anaplasma* spp. y *Ehrlichia* spp.

Existen reportes de infecciones por nuevas especies de *Ehrlichia* y *Anaplasma* en animales domesticos y silvestres en países como Chile (Muñoz *et al*., 2019), Nicaragua (Tyrrell *et al*., 2019), Costa Rica (Arguedas, 2021), Argentina (Monje *et al*., 2020) y Brasil (Barboza *et al*., 2020; Santana *et al*., 2022; Costa et al., 2023); además, se siguen descubriendo nuevas especies (Lu *et al*., 2022), lo que sugiere la presencia de muchas otras nuevas especies por identificar y nombrar en los animales.

Los métodos de deteccion utilizados para reportar casos de *Ehrlichia* spp. y *Anaplasma* spp. fueron, en primer lugar, los moleculares (PCR), ya que esta tecnica permite la identificación de la especie específica del patogeno con un alto grado de especificada y sensibilidad (Harrus *et al*., 1998; Kelly, 2000). En segundo lugar, se emplearon métodos serológicos, siendo los mas utilizados los SNAP 4DX y SNAP 4DX PLUS indicado en caninos (perros) por la practicidad de las pruebas y porque puede ser utilizado en otras especies como gatos (Lucero, 2021) y coyotes (Zinck *et al*., 2021) con resultados veraces. Por ultimo, el método menos empleado fue el citológico debido a que este identifica solo el género de la bacteria (*Ehrlichia* y *Anaplasma)* mas no las especies especificas con facilidad porque requiere personal altamente calificado para identificar las morulas en el frotis sanguíneo (Sainz *et al*., 2015).

IV. CONCLUSIONES

Las especies de *Ehrlichia* y *Anaplasma* reportadas en los últimos 6 años en animales en América fueron:

- En América del sur: *E. canis, A. platys, A phagocytophilum* y *E. ewingii* en perros; *E. minasensis, A. marginale* y *A. platys* en bovinos; *E. minasensis* y *A. phagocytophilum* en caballos; además de *Ehrlichia* spp*., A. phagocytophilum* y *A. platys* en gatos; *A. ovis* en ovinos y *Anaplasma* spp. en monos, murciélagos, osos, armadillos, carpinchos y jabalíes; así como

Ehrlichia spp. en venados, tayras, zariguellas, carpinchos, tortugas, osos y aves; y, la presencia de una nueva *Ehrlichia* sp. en pingüinos (en Chile).

- En América Central: *E. canis*, *E. chaffeensis*, *E. ewingii*, *A. platys* y *A. phagocytophilum* en perros; *A. marginale* y *A. platys* en bovinos y ovinos; *A. marginale*, *A. platys* y *E. canis* en caprinos; *A. marginale* en búfalos y, nuevas especies de *Ehrlichia* y *Anaplasma* en caballos en Nicaragua y Costa Rica.
- En América del norte: *E. canis*, *E. ewingii*, *Anaplasma* spp., y *A. platys* en perros; *Anaplasma* spp. en Bovinos; *Ehrlichia* spp., *E. chaffeensis*, *A. phagocytophilum* y *A. odocoilei* en venados; y, *A. phagocytophilum* y *E. canis* en Coyotes.

Los métodos de diagnóstico más empleados para la detección de estos patógenos fueron los moleculares, seguido de los serológicos y los menos empleados fueron los citológicos.

RECOMENDACIÓN

Incentivar la realización de estudios de prevalencia sobre ehrlichiosis y anaplasmosis en animales silvestres en el Perú, con la finalidad de actualizar el conocimiento sobre *Ehrlichia* spp. y *Anaplasma* spp. presentes en nuestro país, para así tomar medidas de control para evitar la propagación de los mismos a través de las garrapatas hacia nuestros animales domésticos ocasionando alta morbilidad y mortalidad a causa de especies de *Ehrlichia* y *Anaplasma* poco conocidas o no reportadas, ya que existen antecedentes de su presencia en países vecinos tal como lo demuestran los reportes publicados recientemente.

LITERATURA CITADA

1. Acosta G, Weitzel T, López J, Alvarado D, Abarca K. 2020. Prevalence and Risk Factors of Antibodies to Anaplasma spp. in Chile: A Household-Based Cross-Sectional Study in Healthy Adults and Domestic Dogs. Vector-Borne and Zoonotic Diseases. Volume 20, Issue 8. Pag. 557-565.
2. Addo SO, Baako BOA, Bentil RE, Addae CA, Behene E, Asoala V, Dadzie SK. 2023. Molecular survey of Anaplasma and Ehrlichia species in livestock ticks from Kassena-Nankana, Ghana; with a first report of Anaplasma capra and Ehrlichia minasensis. *Archives of Microbiology*, *205*(3), 92.
3. Aguiar DM, Ziliani TF, Zhang X, Melo AL, Braga IA, Witter R, Freitas LC, Rondelli AL, Luis MA, Sorte EC, Jaune FW, Santarém VA, Horta MC, Pescador CA, Colodel EM, Soares HS, Pacheco RC, Onuma SS, Labruna MB, McBride JW. 2014. A novel Ehrlichia genotype strain distinguished by the TRP36 gene naturally infects cattle in Brazil and causes clinical manifestations associated with ehrlichiosis. Ticks Tick. Dis. 5, 537–544.
4. Akwongo CJ, Byaruhanga Ch. 2024. Epidemiology of Anaplasma species amongst cattle in Africa from 1970 to 2022: A systematic review and meta-analysis, Preventive Veterinary Medicine, Volume 228, 106214, ISSN 0167-5877.
5. Alhassan A, Hove P, Sharma B, Matthew V, Karasek I, Lanza M, Werners AH, Wilkerson MJ, Ganta RR. 2021. Molecular detection and characterization of Anaplasma platys and Ehrlichia canis in dogs from the Caribbean. Ticks Tick Borne Dis. Jul; 12(4):101727.
6. Allan BF, Goessling LS, Storch GA, Thach RE. 2010. Blood meal analysis to identify reservoir hosts for *Amblyomma americanum* ticks. Emerg Infect Dis; 16:433-440.
7. Allsopp BA. 2010. Natural history of Ehrlichia ruminantium. Vet Parasit; 167:2–4.
8. Allsopp BA. 2015. Heartwater--Ehrlichia ruminantium infection. Revue Sci Tech (International Office of Epizootics); 34:557–568.
9. Allsopp MT, Louw M, Meyer EC. 2005. Ehrlichia ruminantium: An emerging human pathogen? Ann. N. Y. Acad. Sci. 2005; 1063:358–360.

10. Alvarado EB, Flores V, Sempertegui CC. 2024. Incidencia de *Ehrlichia canis* en caninos mediante la tinción de GIEMSA del distrito II del Municipio de Cobija. DICyT Área Ciencias Biológicas y Naturales vol. 1 Num 1.
11. Alvarez G, Li O, Cervantes M, Ramires L, Masgo D, Vasquez A, Barrios L, Hoyos L. 2020. Hallazgos hematológicos y detección de anticuerpos contra Anaplasma spp en perros con antecedentes de garrapatas en el distrito de Chiclayo (Lambayeque, Perú). *Revista de Investigaciones Veterinarias del Perú*, *31*(4), e19040. 12.
12. Alves KB, Ricardo A, Rocha S, Dias H, Vasconcelos T, Felipe Ak, Gomes CM, Ferreira FE. 2021. Frequência de Hemoparasitos em Cães e Gatos Domésticos Naturalmente Infectados, Provenientes de Zonas Urbanas no Município de Araguaína, Região da Amazônia Legal- TO, Brasil. Brazilian Journal of Development, Curitiba, v.7, n.5, p. 53147-53159.
13. Anderson BE, Greene CE, Jones DC, Dawson JE. 1992. *Ehrlichia ewingii* sp. nov., the etiologic agent of canine granulocytic ehrlichiosis. Int J Syst Bacteriol; 42:299-302.
14. Aragón C, Luna P, Ortiz V, Leyva J, Cantú E, Reyna J. 2021. Detección molecular de Ehrlichia canis, Anaplasma platys y Rickettsia rickettsii en caninos domésticos del municipio de Cajeme, Sonora, México. *Abanico veterinario*, *11*, e129.
15. Arguedas JE. 2021. Hemoparásitos en equinos de la Unidad de la Policía Montada del Ministerio de Seguridad Pública de Costa Rica. Tesis de Médico Veterinario. Univ. Nac. De Costa Rica. 84 p.
16. Aroch I, Harrus S. 2001. The use of recombinant human colony stimulating factor and recombinant human erythropoietin in the treatment of severe pancytopenia due to canine monocytic ehrlichiosis. Israel J Vet Med. 56(2):65–9.
17. Atif FA. 2016. Alpha proteobacteria of genus Anaplasma (Rickettsiales: Anaplasmataceae): Epidemiology and characteristics of Anaplasma species related to veterinary and public health importance. Parasitology. May;143(6):659-85.
18. Attipa C, Papasouliotis K, Solano L, Baneth G, Nachum Y, Sarvani E, Knowles TG, Mengi S, Morris D, Helps C, Tasker S. 2017. Prevalence study and risk factor análisis of selected

bacterial, protozoal and viral, including vector-borne, pathogens in cats from Cyprus. Parasit Vectors 10: 130.

19. Aubry P, Geale DW. 2011. A review of bovine anaplasmosis. Transbound. Emerg. Dis., 58, pp. 1-30
20. Auris RE. 2023. Determinar la prevalencia de ehrlichiosis canina en el sector Pachacutec del distrito de Ventanilla - Callao 2022. Tesis de Médico Veterinario. Ica: Univ. Nac. San Luis Gonzaga. 63 p.
21. Axt CW, Springer A, Besse A, Naucke TJ, Müller E, Strube C, Schäfer I. 2024. Equine granulocytic anaplasmosis (EGA): Case description and overview of the epidemiological situation with focus on Germany. Tierarztl Prax Ausg G Grosstiere Nutztiere. Dec; 52(6):352-360.
22. Baca JL, Mendoza RK. 2021. *Prevalencia de hemoparasitos y alteraciones hematologicas en bovinos de las fincas "Los Cerritos y Jiñocuabo" Leon, municipio la Reynaga, enero - marzo 2020.* Tesis de Médico Veterinario. Universidad Nacional Agraria. 56 p.
23. Bai L, Goel P, Jhambh R, Kumar P, Joshi VG. 2017. Molecular prevalence and haemato biochemical profile of canine monocytic ehrlichiosis in dogs in and around Hisar, Haryana, India. J Parasit Dis 41: 647-654.
24. Baneth G, Harrus S, Ohnona FS, Schlesinger Y. 2009. Longitudinal quantification of Ehrlichia canis in experimental infection with comparison to natural infection. Vet. Microbiol. 136(3-4):321-325.
25. Barboza GM, Gomes IW, Da Cruz AM, De Azevedo MC, Silva AN, Dutra V, Nakazato L, Moura D, Bahia M, Claudio M. de Oliveira GMB, da Silva IWG, da Cruz Ferreira Evaristo AM, de Azevedo Serpa MC, Silva Campos AN, Dutra V, Nakazato L, de Aguiar DM, Bahia Labruna M, Horta MC. 2020. Tick-borne pathogens in dogs, wild small mammals and their ectoparasites in the semi-arid Caatinga biome, northeastern Brazil. Ticks Tick Borne Dis. Jul;11(4):101409.
26. Battilani M, De Arcangeli S, Balboni A, Dondi F. 2017. Genetic diversity and molecular epidemiology of *Anaplasm.* Infect. Genet. Evol., 49, pp. 195-211.

27. Beall MJ, Mainville CA, Arguello-Marin A, Clark G, Lemieux C, Saucier J, Thatcher B, Breitschwerdt EB, Cohn LA, Qurollo BA, Chandrashekar R. 2022. An Improved Point-of-Care ELISA for the Diagnosis of Anaplasmosis and Ehrlichiosis During the Acute Phase of Tick-Borne Infections in Dogs. Top Companion Anim Med. Nov-Dec; 51:100735.
28. Bekker CPJ, deVos S, Taoufik A, Sparagano OAE, Jongejan F. 2002. Simultaneous detection of Anaplasma and Ehrlichia species in ruminants and detection of Ehrlichia ruminantum in Amblyomma variegatum ticks by reverse line Blot hybridization. Vet Microbiol; 89:223–238.
29. Bermúdez CSE, Daza C, Osorio J, Hurtado A, Suárez J, Santamaria A. 2019. Characterization of the first case of human infection by *Ehrlichia canis* in Panamá. Rev Med Panamá 38: 63-68.
30. Beserra EE, Gonzales AS, Santos M, Lima HD, Riveiro VL, Pereira S. 2024. Frequência de hemoparasitos em cães e gatos de três cidades da região Cariri, Ceará, Brasil. *Revista Principia*, *61*(1), 1–12.
31. Bezuidenhout JD. 2009. 'Heartwater: An abridged historical account', *Journal of the South African Veterinary Association* 80(4), 208–209.
32. Bouzouraa T, Rene M, Chene J, Attipa Ch, Lebert I, Chalvet K, Cadore JL, Halos L, Chabanne L. 2016. Clinical and laboratory features of canine Anaplasma platys infection in 32 naturally infected dogs in the Mediterranean basin. Ticks Tick Borne Dis. 7, 1256–1264.
33. Braff JC, Arguello A, Hanscom J, Saucier J, Beall MJ, Qurollo BA, Chandrashekar R, Buch J. 2023. Evaluation of Anaplasma spp. seroprevalence in dogs and association with incidence of human anaplasmosis. Vet Parasitol Reg Stud Reports. Oct; 45:100923.
34. Brandsma AR, Little SE, Lockhart JM, Davidson WR, Stallknecht DE, Dawson JE. 1999. Novel *Ehrlichia* organism (Rickettsiales: Ehrlichieae) in white-tailed deer associated with lone star tick (Acari: Ixodidae) parasitism. J. Med. Entomol. 36, 190–194.
35. Breitschwerdt EB, Hegarty BC, Qurollo BA, Saito TB, Maggi RG, Blanton LS, Bouyer DH. 2014. Intravascular persistence of Anaplasma platys, Ehrlichia chaffeensis, and Ehrlichia ewingii DNA in the blood of a dog and two family members. Parasit Vectors. Jul 1; 7:298.

36. Buitrago DF. 2023. Prevalência molecular de *Ehrlichia canis* em cães atendidos no Hospital de Clínicas Veterinária da UFPel. Tesis de Mestre em Ciencias. Pelotas: Universidade Federal de Pelotas. 50 p.

37. Buysse M, Koual R, Binetruy F, De Thoisy B, Baudrimont X, Garnier S, Douine M, Chevillon C, Delsuc F, Catzeflis F, Bouchon D, Duron O. 2024. Detection of Anaplasma and Ehrlichia bacteria in humans, wildlife, and ticks in the Amazon rainforest. Nat Commun. May 11;15(1):3988.

38. Cabanillas MM. 2019. Hemoparásitos encontrados en caninos infestados con garrapatas - Chepén, La Libertad – 2018. Tesis de Médico Veterinario. Cajamarca: Univ. Nac. De Cajamarca. 47 p.

39. Cabezas A, Zweygarth E, Vancová M, Broniszewska M, Grubhoffer L, Passos LMF, Ribeiro MFB, Alberdi P, de la Fuente J. 2016. *Ehrlichia minasensis* sp. nov., isolated from the tick *Rhipicephalus microplus*. Int J Syst Evol Microbiol. Mar; 66(3):1426-1430.

40. Campos L, Ábrego L, Solórzano A, Alberti A, Tore G, Zobba R, Jiménez AE, Dolz G. 2016. Molecular detection and identification of Rickettsiales pathogens in dog ticks from Costa Rica. Ticks Tick Borne Dis. Oct;7(6):1198-1202.

41. Cangi N, Gordon JL, Bournez L, Pinarello V, Aprelon R, Huber K, Lefrançois T, Neves L, Meyer DF, Vachiéry N. 2016. Recombination Is a Major Driving Force of Genetic Diversity in the Anaplasmataceae *Ehrlichia ruminantium*. Front Cell Infect Microbiol. Sep 29; 6:111.

42. Carranza AJ. 2024. Determinación de Anaplasmosis en perros atendidos en el Consultorio Veterinario “Pet's House del Cantón Vinces Provincia de los Ríos. Tesis de Médico Veterinario (trabajo Experimental). Babahoyo: Univ. Técnica de Babahoyo. 56 p.

43. Carvalho ITS, Melo ALT, Freitas LC, Verçoza RV, Alves AS, Costa JS, Chitarra CS, Nakazato L, Dutra V, Pacheco RC, Aguiar DM. 2016. Minimum infection rate of Ehrlichia minasensis in Rhipicephalus microplus and Amblyomma sculptum ticks in Brazil. Ticks Tick. Dis. 7, 849-852.

44. Celis J, García G. 2023. Detección de hemotrópicos en murciélagos (mammalia: chiroptera) en el departamento de Córdoba, Colombia. Tesis de Médico Veterinario. Córdoba: Universidad de Córdoba. 46 p.

45. Childs JE, Paddock CD. 2003. The ascendancy of *Amblyomma americanum* as a vector of pathogens affecting humans in the United States. Annu Rev Entomol; 48(1):307–337

46. Chochlakis D, Ioannou I, Tselentis Y, Psaroulaki A. 2010. Human anaplasmosis and Anaplasma ovis variant. Emerg. Infect. Dis. 16, 1031–1032.

47. Cicculli, V, Masse S, Capai L, de Lamballerie X, Charrel R, Falchi A. 2019. First detection of Ehrlichia minasensis in Hyalomma marginatum ticks collected from cattle in Corsica, France. Vet. Med. Sci. Volumen 5, issue 2, 243-248.

48. Corona B, Díaz AA, Hofmann R, Meli ML, Roblejo L, Lobo E, Chilton NB, Fonseca O, Vega E, Pérez A, Marrero R, Díaz C, Piloto E. 2023. Detection and molecular identification of tick-borne pathogens in Havana, Cuban dogs. *Anales de la Academia de Ciencias de Cuba*, *13*(1).

49. Correa EC. 2023. Prevalencia de hemoparásitos y factores de riesgo en bovinos mestizos, en la parroquia Unión Milagreña. Tesis de Médico Veterinario. El Coca: Escuela Superior Técnica de Chimborazo. 66 p.

50. Cortez MJ, Tenorio EM. 2020. *Prevalencia de Ehrlichia canis en cánidos mayores de 1 año de edad del Barrio José Benito Escobar, departamento de Estelí 2020*. Disertación Doctoral. Esteli: Universidad Católica del Trópico Seco. 49 p.

51. Costa MDS, Costa FB, Calchi AC, Califre VV, Baumel AC, Morato C, Bassini R, Conceição EM, Gomes J, Dos Santos LS, Pereira A, Evangelista FH, Abreu AL, Zacarías R, Rogerio M. 2023. Molecular detection and characterization of vector-borne agents in common opossums (Didelphis marsupialis) from northeastern Brazil. Acta Trop. 2023 Aug; 244:106955.

52. Costa SCL, de Magalhães VCS, de Oliveira UV, Carvalho FS, de Almeida CP, Machado RZ, Munhoz AD. 2016. Transplacental transmission of bovine tick-borne pathogens: Frequency, co-infections and fatal neonatal anaplasmosis in a region of enzootic stability in the northeast of Brazil. Ticks Tick. Borne Dis. 7, pp. 270-275

53. Cubas R. 2021. Determinación de la prevalencia de *Anaplasma sp* en caninos mediante la prueba rápida de ELISA (Snap 4dx plus test) en cinco distritos de la provincia de San Martin (Tarapoto, La Banda de Shilcayo, Morales, Juan Guerra y Cacatachi). Tesis de Médico Veterinario. Tarapoto: Universidad. Nacional de San Martin. 73 p.

54. Dawson JE, Anderson BE, Fishbein DB, Sanchez JL, Goldsmith CS, Wilson KH, Duntley CW. 1991. Isolation and characterization of an Ehrlichia sp. from a patient diagnosed with human ehrlichiosis. J Clin Microbiol 29:2741–2745.

55. De Salvo MN, Díaz PM, Martin PL, Cicuttin GL. 2023. Ehrlichiosis monocitica canina en el área metropolitana de Buenos Aires. Fave Sección Veterinaria. Periodicidad semestral 22: 1-6.

56. Delgado N, Hernández JB. 2024. Reporte de un Caso Clínico de Anaplasmosis Bovina en Pungarabato, Guerrero, México. *Ciencia Latina Revista Científica Multidisciplinar*, *7*(6), 4810-4819.

57. Derakhshandeh N, Sharifiyazdi H, Hasiri M A. 2017. Molecular detection of *Ehrlichia* spp. in blood samples of dogs in southern Iran using polymerase chain reaction Vet Res Forum. 8(4): 347-51.

58. Díaz AA, Meli ML, Obregón D, Fonseca O, Cabezas A, Hofmann R, Corona B. 2020. Development and application of a multiplex TaqMan® real-time qPCR assay for the simultaneous detection of Anaplasma marginale and Theileria annulata and molecular characterization of Anaplasma marginale from cattle in Western Cuba., Ticks and Tick-borne Diseases, Volume 11, Issue 2, 101356, ISSN 1877-959X.

59. Diaz E, Hidalgo A, Villamarin C, Donoso G, Barragan V. 2021. Vector-borne zoonotic blood parasites in wildlife from Ecuador: A report and systematic review. Vet World. Jul;14(7):1935-1945.

60. Donatien, A, Lestoquard, F. 1935. Existence en Algerie d'une Rickettsia du chien. Bull Soc Pathol Exot, 28:418-9.

61. Donatien A, Lestoquard F. 1936. Rickettsia bovis, novelle espece pathogene pour le boeuf. Bull. Soc. Pathol. Exot. 29, 1057–1061.

62. Doyle CK, Labruna MB, Breitschwerdt EB, Tang YW, Corstvet RE, Hegarty BC, Bloch KC, Li P, Walker DH, McBride JW. 2005. Detection of medically important Ehrlichia by quantitative multicolor TaqMan real-time polymerase chain reaction of the dsb gene. J. Mol. Diagn. 7(4):504-510.

63. Dumler JS, Barbet AF, Bekker CP, Dasch GA, Palmer GH, Ray SC, Rikihisa Y, Rurangirwa FR. 2001. Reorganization of genera in the families Rickettsiaceae and Anaplasmataceae in the order Rickettsiales: unification of some species of Ehrlichia with Anaplasma, Cowdria with Ehrlichia and Ehrlichia with Neorickettsia, descriptions of six new species combinations and designation of Ehrlichia equi and 'HGE agent' as subjective synonyms of Ehrlichia phagocytophila. Int J Syst Evol Microbiol. Nov; 51(Pt 6):2145-2165.

64. Dumler JS, Choi KS, Garcia JC, Barat NS, Scorpio DG, Garyu JW, Grab DJ, Bakken JS. 2005. Human granulocytic anaplasmosis and Anaplasma phagocytophilum. Emerg Infect Dis. Dec;11(12):1828-34.

65. Dzięgiel B, Adaszek L, Kalinowski M, Winiarczyk S. 2013. Equine granulocytic anaplasmosis, Research in Veterinary Science, Volume 95, Issue 2, Pages 316-320, ISSN 0034-5288.

66. Espino GP, Flores EA, Barreras A, García IC, De la Mora A, Jiménez F, Escárcega A. 2023. Clinical and pathological factors associated with *Ehrlichia canis* in companion dogs. J Infect Dev Ctries; 17(11):1598-1605.

67. Estin A. 2024. *Detección de anticuerpos contra Ehrlichia canis, Borrelia burgdorferi, Anaplasma phagocytophilum/ A. platys, Babesia canis y Microfilarias de Dirofilaria immitis en perros de la aldea El Hawaii, Santa Rosa, Guatemala.* Tesis de Médico Veterinario. Guatemala: Universidad de San Carlos. 60 p.

68. Ettinger SJ, Feldman EC y Côté E. 2017. Textbook of Veterinary Internal Medicine. 8 th edition. St. Louis, Missouri: Elsevier.

69. Evason M, Stull JW, Pearl DL, Peregrine AS, Jardine C, Buch JS, Lailer Z, O'Connor T, Chandrashekar R, Weese JS. 2019. Prevalence of Borrelia burgdorferi, Anaplasma spp., Ehrlichia spp. and Dirofilaria immitis in Canadian dogs, 2008 to 2015: a repeat cross-sectional study. Parasit Vectors. Jan 28; (1):64.

70. Facile V, Sabetti MC, Balboni A, Urbani L, Tirolo A, Magliocca M, Lunetta F, Dondi F, Battilani M. 2024. Detection of Anaplasma spp. and Ehrlichia spp. in dogs from a veterinary teaching hospital in Italy: a retrospective study 2012-2020. Vet Res Commun. Jun;48(3):1727-1740.

71. Faruk O, Erol U, Altay K. 2022. Buffaloes as new hosts for Anaplasma capra: Molecular prevalence and phylogeny based on gtlA, groEL, and 16S rRNA genes, Research in Veterinary Science, Volume 152, Pages 458-464.

72. Fernández MD. 2024. Prevalencia molecular de especies de Ehrlichia en perros domésticos de la provincia de Jaén en Cajamarca, Perú. Tesis de Médico Veterinario. Lima: Universidad Nacional Mayor de San Marcos. 61 p.

73. Forbes BA, Sahm DF, Weissfeld AS. 1998. Bailey and Scott's diagnostic microbiology. 1O ed. Mosby Inc, editor. American Journal of Computational Mathematics. St. Louis Missouri: Mosby Inc; 751–765 p.

74. Fourie JJ, Evans A, Labuschagne M, Crafford D, Madder M, Pollmeier M, Schunack B. 2019. Transmission of Anaplasma phagocytophilum (Foggie, 1949) by Ixodes ricinus (Linnaeus, 1758) ticks feeding on dogs and artificial membranes. Parasit Vectors. Mar 26;12(1):136.

75. Franco M, Adame J, Dzul K. 2019. Efectividad de los métodos diagnósticos para la detección de ehrlichiosis monocítica humana y canina. Rev. chil. infectol. 36(5): 650-655.

76. Friedhoff KT. 1997. Tick-borne diseases of sheep and goats caused by Babesia, Theileria or Anaplasma spp. Parassitologia 39, 99–109.

77. Fudge JM, Boyanowski B, Page B, Liu S, Rogovskyy AS. 2020. Serological prevalence of six vector-borne pathogens in dogs presented for elective ovariohysterectomy or castration in the South central region of Texas. BMC Vet Res. Oct 8;16(1):381.

78. Gallego MM, Triana-Chávez O, Mejia-Jaramillo AM, Jaimes-Dueñez J. 2023. Molecular characterization of Ehrlichia canis and Babesia vogeli reveals multiple genogroups associated with clinical traits in dogs from urban areas of Colombia. Ticks Tick Borne Dis. Mar;14(2):102111.

79. Garcia L, Escarcega A, Ramirez M, Manzanera D, Guevara E, Vaquera M, Alvarado C, Estrada BE, Jimenez F, Donis L, Espino GP. 2022. Immune monitoring of paediatric patients infected with Rickettsia rickettsii, Ehrlichia canisand coinfected. Pathogens 11: 1351.

80. Garrido MKA. 2023. *Ehrlichia canis* en perros atendidos en la Clínica Veterinaria Orejitas Vet, Chimbote – Perú. Tesis de Médico Veterinario. Cajamarca: Univ. Nac. de Cajamarca. 68 p.

81. Gofton AW, Waudby HP, Petit S, Greay TL, Ryan UM, Irwin PJ. 2017. Detection and phylogenetic characterisation of novel Anaplasma and Ehrlichia species in Amblyomma triguttatum subsp. from four allopatric populations in Australia. Ticks Tick Borne Dis. 8, 749–756.

82. Gonzales CD. 2023. Diagnóstico de *Ehrlichia canis*, *Ehrlichia ewingii y Anaplasma platys,* mediante PCR en perros de Tuxtla Gutiérrez. Tesis de licenciatura en Biologia. Chiapas: Universidad de Ciencias y Artes de Chiapas. 89 p.

83. González M, Bezerra C, Cuello S, Rodríguez MB, Henrique A. 2019. Diagnóstico de Ehrlichia canis en perros domiciliados de La Habana, Cuba. *Revista de Salud Animal*, *41*(2).

84. Goodman RA, Hawkins EC, Olby NJ, Grindem CB, Hegarty B, Breitschwerdt EB. 2003. Molecular identification of *Ehrlichia ewingii* infection in dogs: 15 cases (1997-2001). J Am Vet Med Assoc; 222:1102-1107.

85. Granick J, Lappin MR, Waner T, Harrus S, Mylonakis ME. Anaplasmosis. 2023. In: Sykes JE, editor. Greene's infectious diseases of the dog and cat. 5. St. Louis: Saunders Elsevier; pp. 542–554.

86. Guerrero A, Nirchio M, Herrera J, Chalco L. 2023. Detección molecular de coinfección por *Ehrlichia canis* y *Ehrlichia ewingii* en un perro en Ecuador. Revista Científica de la Facultad de Veterinaria, Vol 33, Issue 1, p1.

87. Guo WP, Tian JH, Lin XD, Ni XB, Chen XP, Liao Y, Yang SY, Dumler JS, Holmes EC, Zhang YZ. 2016. Extensive genetic diversity of Rickettsiales bacteria in multiple mosquito species. Sci. Rep. 6, 38770.

88. Guo WP, Zhang B, Wang YH, Xu G, Wang X, Ni X, Zhou EM. 2019. Molecular identification and characterization of Anaplasma capra and Anaplasma platys-like in Rhipicephalus microplus in Ankang, Northwest China. BMC Infect. Dis. 19, 434.

89. Hailemariam Z, Krücken J, Baumann M, Ahmed JS, Clausen PH, Nijhof AM. 2017. Molecular detection of tick-borne pathogens in cattle from Southwestern Ethiopia. PLoS One 12 (11), e0188248.

90. Han R, Yang JF, Mukhtar MU, Chen Z, Niu QL, Lin YQ, Liu GY, Luo JX, Yin H, Liu ZJ. 2019. Molecular detection of Anaplasma infections in ixodid ticks from the Qinghai-Tibet Plateau. Infect. Dis. Poverty. 8, 12.

91. Harrus S, Waner T, Aizenberg I, Foley JE, Poland AM, Bark H. 1998. Amplification of ehrlichial DNA from dogs 34 months after infection with *Ehrlichia canis*. J Clin Microbiol; 36:73-76.

92. Harrus S, Alleman A R, Bark H, Mahan S M, Waner T. 2002. Comparison of three enzyme-linked immunosorbant assays with the indirect immunofluorescent antibody test for the diagnosis of canine infection with *Ehrlichia canis.* Vet Microbiol 86 (4): 361-8.

93. Harrus S, Waner T. 2011. Diagnosis of canine monocytotropic ehrlichiosis (Ehrlichia canis): an overview. Vet J. 187(3):292–296.

94. Harrus S, Waner T, Neer M. 2012. Ehrlichia canis infection. In: Infectious Diseases of the Dog and Cat. St. Louis, Missouri: Elsevier Saunders; 227-238.

95. Harrus S, Waner T, Mylonakis ME, Sykes JE, Qurollo B. 2023. Ehrlichiosis. In: Sykes JE, editor. Greene's infectious diseases of the dog and cat. 5. St. Louis: Saunders Elsevier; pp. 522–541.

96. Harvey JW, Simpson CF, Gaskin JM. 1978. Cyclic thrombocytopenia induced by a Rickettsia-like agent in dogs. J. Infect. Dis. 137, 182–188.

97. Hazelrig CM, Gettings JR, Cleveland CA, Varela-Stokes A, Majewska AA, Hubbard K, Burton KW, Yabsley MJ. 2023. Spatial and risk factor analyses of vector-borne pathogens among shelter dogs in the Eastern United States. Parasit Vectors. Jun 10; 16(1):197.

98. Hegarty BC, Maggi RG, Koskinen P, Beall MJ, Eberts M, Chandrashekar R, Breitschwerdt EB. 2012. *Ehrlichia muris* infection in a dog from Minnesota J. Vet. Intern. Med., 26, pp. 1217-1220.

99. Hernández CF. 2019. Detección de ectoparásitos y patógenos rickettsiales en *Canis latrans* en el área de protección de flora y fauna Médanos de Samalayuca, Chihuahua. Tesis de Maestria. Chihuahua: Universidad Autónoma de Ciudad Juárez. 87 p.

100. Hernández JG, Abrego YY. 2023. Prevalencia de *Anaplasma spp. y Babesia spp*. en bovinos pertenecientes a 16 fincas en diferentes comarcas del municipio de León, Nicaragua, septiembre 2023. Monografía de Médico Veterinario. León: Universidad Nacional Autónoma de Nicaragua, Unan – León. 46 p.

101. Huamán SM. 2023. Prevalencia de ehrlichiosis canina, anaplasmosis canina y enfermedad de lyme en centros veterinarios del distrito de Castilla -Piura - Perú 2022. Tesis de Médico Veterinario. Piura: Univ. Nac. De Piura. 111 p.

102. Hurtado C, Torres R, Pérez-Macchi S, Sagredo K, Uberti B, de Souza DC, Zacarias R, Rogério M, Bittencourt P, Müller A. 2020. Serological and molecular detection of Anaplasma phagocytophilum in Thoroughbred horses from Chilean racecourses, Ticks and Tick-borne Diseases, Volume 11, Issue 4, 101441, ISSN 1877-959X.

103. Iqbal Z, Chaichanasiriwithaya W, Rikihisa Y. 1994. Comparison of PCR with other tests for early diagnosis of canine ehrlichiosis. J. Clin. Microbiol. 32(7):1658-1662.

104. Ismail N, McBride JW. 2017. Tick-borne emerging infections: ehrlichiosis and anaplasmosis. Clin Lab Med 37:317–340. doi: 10.1016/j.cll.2017.01.006.

105. Jaarsma RI, Sprong H, Takumi K, Kazimirova M, Silaghi C, Mysterud A, Rudolf I, Beck R, Földvári G, Tomassone L, Groenevelt M. 2019. Anaplasma phagocytophilum evolves in geographical and biotic niches of vertebrates and ticks. Parasit Vectors. 12:328.

106. Jahfari S, Coipan EC, Fonville M, Van Leeuwen AD, Hengeveld P, Heylen D, Heyman P, Van Maanen C, Butler CM, Földvári G, Szekeres S. 2014. Circulation of four Anaplasma phagocytophilum ecotypes in Europe. Parasit Vectors. 7:365.

107. Jaramillo IL, Ríos C, Arias A, Gómez D, Pérez D, Muñoz C. 2023. Identificación molecular de microorganismos hemotrópicos transmitidos por vectores en caninos domésticos de diferentes centros veterinarios de Medellín, Colombia. *Revista de la Facultad de Medicina Veterinaria y de Zootecnia*, *70*(2), 206–219.

108. Jiménez IA, Vega PA, Stapleton GS, Prieto JB, Bowman DD. 2020. Canine vector-borne disease in domestic dogs on Isla Santa Cruz, Galápagos. Vet Parasitol Reg Stud Reports. Jan; 19:100373.

109. Joachim A, Cavalleri JV, Berger S. 2022. Equine anaplasmosis and equine piroplasmosis in Germany, Austria and Switzerland-previously anecdotal, now relevant? *Schweizer Archiv fur Tierheilkunde*, *164*(1), 35-50.

110. Karpathy SE, Kingry L, Pritt BS, Berry JC, Chilton NB, Dergousoff SJ, Cortinas R, Sheldon SW, Oatman S, Anacker M, Petersen J, Paddock CD. 2023. Anaplasma bovis-Like Infections in Humans, United States, 2015-2017. Emerg Infect Dis. Sep;29(9):1904-1907.

111. Kelly PJ. 2000. Canine ehrlichioses: an update. J. S. Afr. Vet. Assoc. 71(2):77-86.

112. Khumalo ZT, Catanese HN, Liesching N, Hove P, Collins NE, Chaisi ME, Gebremedhin AH, Oosthuizen MC, Brayton KA. 2016. Characterization of Anaplasma marginale subsp. centrale Strains by Use of msp1aS Genotyping Reveals a Wildlife Reservoir. J. Clin. Microbiol. 54, 2503–2512.

113. Kocan KM, De la Fuente J. 2003. Co-feeding of tick infected with Anaplasma marginale. Vet. Parasitol. 112, 295–305.

114. Kocan KM, De la Fuente, Blouin JEF, Coetzee JF, Ewing SA. 2010. The natural history of *Anaplasma marginale* Vet. Parasitol., 167, pp. 95-107.

115. Kohn B, Galke D, Beelitz P, Pfister K. 2008. Clinical features of canine granulocytic anaplasmosis in 18 naturally infected dogs. J Vet Intern Med. 22:1289–1295.

116. Kramer MF, Coen DM. 2001. Enzymatic amplification of DNA by PCR: standard procedures and optimization. Curr Protoc Mol Biol.56:1511–15114.

117. Lacasta D, Lorenzo M, González JM, Ruiz de Arcaute M, Benito A, Baselga C, Milian ME, Lorenzo N, Jiménez C, Villanueva S, Ferrer LM. 2021. Epidemiological study related to the First Outbreak of Ovine Anaplasmosis in Spain. Ani.11:2036.

118. Lai TH, Kumagai Y, Hyodo M, Hayakawa Y, Rikihisa Y. 2009. The Anaplasma phagocytophilum PleC histidine kinase and PleD diguanylate cyclase two-component system and role of cyclic Di-GMP in host cell infection. J Bacteriol. Feb;191(3):693-700.

119. Laporti H, Oliveira T, Pereira AM. 2021. Hemoparasitos em cães domiciliados no Município de Rolim de Moura, Rondônia. En: Parasitos de animais da amazonia occidental do Brazil. 1ª ed. Brazil: RFB Editora. p 55-62.

120. Lepidi H, Bunnell JE, Martin ME, Madigan JE, Stuen S, Dumler JS. 2000. Comparative pathology and immunohistology associated with clinical illness after Ehrlichia phagocytophila-group infections. The American Journal of Tropical Medicine and Hygiene 62, 29–37.

121. Lesiczka PM, Myśliwy I, Buńkowska K, Modrý D, Hrazdilová K, Hildebrand J, Perec A. 2023. Circulation of Anaplasma phagocytophilum among invasive and native carnivore species living in sympatry in Poland. Parasit Vectors. Oct 18;16(1):368.

122. Lester SJ, Breitschwerdt EB, Collis CD, Hegarty BC. 2005. Anaplasma phagocytophilum infection (granulocytic anaplasmosis) in a dog from Vancouver Island. Can Vet J. Sep;46(9):825-7.

123. Li H, Zheng YC, Ma L, Jia N, Jiang BG, Jiang RR, Huo QB, Wang YW, Liu HB, Chu YL, Song YD, Yao NN, Sun T, Zeng FY, Dumler JS, Jiang JF, Cao WC. 2015. Human infection with a novel tick-borne Anaplasma species in China: a surveillance study. Lancet Infect. Dis. 15, 663–670.

124. Li J, Zhang Ch, Lu M, Wang Y, Liu F, Wang W, Li K. 2023. Infection by a previously uncharacterized Ehrlichia species in rodents from Inner Mongolia, Northern China. Ticks and Tick-borne Diseases. Volume 14, Issue 2, 102116, ISSN 1877-959X.

125. Lin ZT, Ye RZ, Liu JY, Wang XY, Zhu WJ, Li YY, Cui XM, Cao WCh. 2023. Epidemiological and phylogenetic characteristics of emerging Anaplasma capra: A systematic review with modeling analysis, Infection, Genetics and Evolution, Volumen 115, 105510, ISSN 1567-1348.

126. Lins IK, Salvador DE, Devólio ML, Fermiano GR, Pereira MA. 2021. Hemoparásitos de gatos na Amazônia Ocidental do Brasil. En: Parasitos de animais da amazonia occidental do Brazil. 1ª ed. Brazil: RFB Editora. p 77-89.

127. Little SE, O'Connor TP, Hempstead J, Saucier J, Reichard MV, Meinkoth K, Meinkoth JH, Andrews B, Ullom S, Ewing SA, Chandrashekar R. 2010. Ehrlichia ewingii infection and exposure rates in dogs from the southcentral United States. Vet Parasitol. Sep 20;172(3-4):355-60.

128. Little SE. 2010. Ehrlichiosis and anaplasmosis in dogs and cats. Vet Clin North Am Small Anim Pract. 40(6):1121–40.

129. Liu J, Eberts M, Bewsey H, O'Connor TP, Chandrashekar R, Breitschwerdt EB. 2018. Sensitivity and specificity levels of two rapid assays for antibodies to Anaplasma spp. in dogs. J Vet Diagn Invest. Mar;30(2):290-293.

130. Lobanov VA, Gajadhar AA, Al B., Schwantje HM. 2012. Molecular study of free-ranging mule deer and white-tailed deer from British Columbia, Canada, for evidence of Anaplasma spp. and Ehrlichia spp. Transbound. Emerg. Dis. 59 (3), 233–243.

131. Lu M, Chen Q, Qin X, Lyu Y, Teng Z, Li K, Yu L, Jin X, Chang H, Wang W, Hong D, Sun Y, Kan B, Gong L, Qin T. 2022. *Anaplasma bovis* Infection in Fever and Thrombocytopenia Patients - Anhui Province, China 2021. China CDC Wkly. Mar 25; 4(12):249-253.

132. Lu M, Ji Y, Zhao H, Wang W, Tian J, Duan Ch, Qin X, Guo Y, Chen G, Lei F, Meng Ch, Li k. 2023. Circulation of multiple Rickettsiales bacteria in ticks from Sichuan province, Southwest China. Microbial Pathogenesis. Volume 183, 106313, ISSN 0882-4010.

133. Lu M, Tang G, Ren Z, Zhang J, Wang W, Qin X, Li K. 2022. Ehrlichia, Coxiella and Bartonella infections in rodents from Guizhou Province, Southwest China. Ticks and Tick-borne Diseases. Volume 13, Issue 5, 101974, ISSN 1877-959X.

134. Lucero CS. 2021. Diagnóstico de *Anaplasma phagocytophilum* mediante la técnica de Elisa Snap 4Dx Plus en un gato persa rojo (*Felis catus*) Indoor en el Distrito Metropolitano de Quito. Tesis de Médico Veterinario. Quito: Univ. San Francisco de Quito USFQ. 33 p.

135. MacNamara KC, Oduro K, Martin O, Jones DD, McLaughlin M, Choi K, Borjesson DL, Winslow GM. 2011. Infection-induced myelopoiesis during intracellular bacterial infection is critically dependent upon IFN-γ signaling. J Immunol. Jan 15;186(2):1032-43.

136. Martínez PP, Bolio ME, Rodríguez RI, Gutierrez E, Pérez C, Villegas SL, Sauri CH. 2016. Associated Factors to Seroprevalence of *Ehrlichia* spp. in Dogs of Quintana Roo, México. J Trop Med. 2016:4109467.

137. Masgo D, Hoyos L, Li O, Gómez L, Ramires L, Álvarez G, Cervantes M, Vásquez Á. 2019. Detección hematológica de Anaplasma phagocytophilum en caballos de la provincia de Chiclayo, Perú. *Revista de Investigaciones Veterinarias del Perú*, *30*(4), 1670-1677.

138. Mateus J, Kluyber D, Braga DA, Calchi AC, Alves MH, Ribeiro DM, Werther K, Zacarías R, Jean AL, Rogerio M. 2024. Molecular detection and characterization of Anaplasmataceae agents, Bartonella spp. and hemoplasmas in armadillos and anteaters from Brazil. Acta Trop. 2024 Dec;260:107477.

139. McClung KL, Little SE. 2023. *Amblyomma americanum* (Lone star tick). Trends Parasitol; 39(1):70–71.

140. Medrano L. 2023. Prevalencia de Ehrlichiosis canina (*Ehrlichia canis*) mediante test snap Anigen, atendidos en un consultorio veterinario de Comas – Lima 2022. Tesis de Médico Veterinario. Lima: Univ. Nac. San Luis Gonzaga. 70 p.

141. Mejicanos Garcia, Maria Judith. 2024. *Caracterización de pacientes caninos positivos a Ehrlichiosis en el Hospital Veterinario FMVZ, año 2019.* Tesis de Médico Veterinario. Guatemala: Universidad de San Carlos. 61 p.

142. Mendonza MA, Fonseca MS, Piedade GC, Rodamilans GM, Marques FS, Ayres MCC, Viana LA, Meira PO, Meyer R, Portela RD. 2023. Detection of Hemopathogens in Chelonoidis carbonaria: Microscopic, Molecular, Hematological, and Clinical Biochemistry Aspects. Vector Borne Zoonotic Dis. Oct; 23(10):520-527.

143. Meyers AC, Auckland L, Meyers HF, Rodriguez CA, Kontowicz E, Petersen CA, Travi BL, Sanders JP, Hamer SA. 2021. Epidemiology of Vector-Borne Pathogens Among U.S. Government Working Dogs. Vector Borne Zoonotic Dis. May; 21(5):358-368.

144. M'ghirbi Y, Oporto B, Hurtado A, Bouattour A. 2022. First Molecular Evidence for the Presence of *Anaplasma phagocytophilum* in Naturally Infected Small Ruminants in Tunisia, and Confirmation of *Anaplasma ovis* Endemicity. Pathogens. Mar 3; 11(3):315.

145. Minervino AHH, Marcili A, Moraes J, Lima JTR, Soares HS, Malheiros AF, Dias SR, Gennari SM, Labruna MB. 2023. Molecular Detection of Tick-Borne Pathogens in Dogs from Indigenous Communities, Amazon, Brazil. Vector Borne Zoonotic Dis. Sep; 23(9):458-464.

146. Miranda MA, Ganga A. 2023. *Prevalencia de hemopatógenos en pacientes caninos referidos de la clínica veterinaria Gutiérrez, Managua Nicaragua, febrero - agosto 2022.* Tesis de Médico Veterinario. Managua: Universidad Nacional Agraria. 44 p.

147. Monje L, Eberhardt AT, Ruiz MF, Beldomenico PM. 2020. Natural infection of wild capybaras (*Hydrochoerus hydrochaeris*) with novel *Anaplasma* spp. and *Ehrlichia* spp. International Journal of Infectious Diseases, Volume 101, 545.

148. Montiel SHN. 2019. Detección de ectoparásitos y patógenos rickettsiales en venados del estado de Chihuahua. Tesis de Maestría. Chihuahua: Universidad Autónoma de Ciudad Juárez. 61 p.

149. Moura D, Pessoa JJ, Nakazato L, Bard E, Aguilar L, Vorimore F, Leonidovich PV, Moleta E, Cabezas A. 2019. Isolation and Characterization of a Novel Pathogenic Strain of *Ehrlichia minasensis*. Microorganisms. Nov 5;7(11):528.

150. Muñoz S, Clemes YS, Lopes MG, Acosta ICL, Serpa MCA, Mayorga LFSP, Gennari SM, González D, Labruna MB. 2019. Novel Ehrlichia sp. detected in Magellanic penguins (Sphenicus magellanicus) and in the seabird tick Ixodes uriae from Magdalena Island, southern Chile, Ticks and Tick-borne Diseases, Volume 10, Issue 6, 101256, ISSN 1877-959X.

151. Muraro LS, Souza AO, Leite TNS, Cândido SL, Melo ALT, Toma HS, Carvalho MB, Dutra V, Nakazato L, Cabezas A, Aguiar DM. 2021. First Evidence of *Ehrlichia minasensis* Infection in Horses from Brazil. Pathogens. Feb 25; 10(3):265.

152. Mylonakis ME, Koutinas AF, Billinis C, Leontides LS, Kontos V, Papadopoulos O, Rallis T, Fytianou A. 2003. Evaluation of cytology in the diagnosis of acute canine monocytic ehrlichiosis (Ehrlichia canis): a comparison between five methods. Veterinary Microbiology 91, 197–204.

153. Mylonakis ME, Koutinas AF, Breitscwerdt EB, Hegarty BC, Billinis CD, Leontides LS, Kontos VS. 2004. Chronic canine ehrlichiosis (*Ehrlichia canis*): a retrospective study of 19 natural cases. J Am Anim Hosp Assoc 40:174-184.

154. Mylonakis ME, Siarkou VI, Leontides L, Bourtzi-Hatzopoulou E, Kontos VI, Koutinas AF. 2009. Evaluation of a serum-based PCR assay for the diagnosis of canine monocytic ehrlichiosis. Vet Microbiol 138:390-393.

155. Mylonakis ME, Siarkou VI, Koutinas AF. 2010. Myelosuppressive canine monocytic ehrlichiosis (*Ehrlichia canis*): an update on the pathogenesis, diagnosis and management. Isr J Vet Med 65:129-135.

156. Mylonakis ME, Theodorou KN. 2017. Canine monocytic ehrlichiosis: an update on diagnosis and treatment. Acta Vet; 67(3):299–317.

157. Mylonakis ME, Harrus S, Breitschwerdt EB. 2019. An update on the treatment of canine monocytic ehrlichiosis (Ehrlichia canis) Vet J; 246:45–53.

158. Neer TM, Breitschwerdt EB, Greene RT, Lappin MR. 2002. Consensus statement on ehrlichial disease of small animals from the infectious disease study group of the ACVIM. American College of Veterinary Internal Medicine. J Vet Intern Med. May-Jun;16(3):309-15.

159. Noaman V, Shayan P. 2009. Molecular detection of Anaplasma phagocytophilum in carrier cattle of Iran - first documented report. Iranian J Microbiol. 1:37–42.

160. Nyindo MB, Ristic M, Huxsoll DL, Smith AR. 1971. "Tropical canine pancytopenia: in vitro cultivation of the causative agentEhrlichia canis", American Journal of Veterinary Research, vol. 32, no. 11, pp. 1651-1658.

161. Nyindo MB, Ristic M, Lewis GE, Huxsoll DL, Stephenson EH. 1978. Immune response of ponies to experimental infection with *Ehrlichia equi.* Am. J. Vet. Res., 39, pp. 15-18.

162. Obregón D, Cabezas A, Armas Y, Silva JB, Fonseca AH, André MR, Alfonso P, Oliveira MCS, Machado RZ, Corona-González B. 2019. High co-infection rates of Babesia bovis, Babesia bigemina, and Anaplasma marginale in water buffalo in Western Cuba. Parasitol Res. Mar;118(3):955-967.

163. Ogata S, Pereira JAC, Loza AY, Herbas GC, Matsuno K, Orba Y, Sawa H, Kawamori F, Nonaka N, Nakao R. 2021. Molecular Survey of *Babesia* and *Anaplasma* Infection in Cattle in Bolivia. *Veterinary Sciences*, 8(9), 188.

164. Ojeda MM, Rodriguez RI, Esteve MD, Pérez AA, Modarelli JJ, Villegas SL. 2019a. Ehrlichia canis in dogs of Mexico: Prevalence, incidence, co–infection and factors associated, Comparative Immunology, Microbiology and Infectious Diseases, Volume 67, 101351, ISSN 0147-9571.

165. Ojeda MM, Rodriguez RI, Esteve MD, Pérez A, Modarelli JJ, Villegas S. 2019b. Molecular detection of rickettsial tick-borne agents in white-tailed deer (Odocoileus virginianus yucatanensis), mazama deer (Mazama temama), and the ticks they host in Yucatan, Mexico. Ticks Tick Borne Dis. Feb; 10(2):365-370.

166. Oleas ML. 2023. Incidencia de hemoparásitos en los sistemas productivos en ovinos (*Ovis orientalis aries*) del Cantón Vinces de la Provincia de Los Ríos. Tesis de Médico Veterinario Zootecnista. Los Ríos: Univ. Técnica de Babahoyo. 73 p.

167. Parodi P, Bazzano V, Armúa MT, Félix ML, Carvalho LA, Freire J, Venzal JM. 2024. Molecular survey of Piroplasmida, Hepatozoon spp. and Anaplasmataceae in anemic and thrombocytopenic dogs from Uruguay. Vet Parasitol Reg Stud Reports. Jun; 51:101027.

168. Patterson G, Tanhauser M, Schmidt P, Spangler D, Faulkner C, Faulkner V, Kish D, Gruszynski K, Naikare H, Coarsey MD, Verma A. 2020. Serosurvey of arthropod-borne diseases among shelter dogs in the Cumberland Gap Region of the United States. BMC Vet Res. Jun 30;16(1):221.

169. Peng Y, Lu C, Yan Y, Shi K, Chen Q, Zhao C, Wang R, Zhang L, Jian F, Ning C. 2021. The first detection of Anaplasma capra, an emerging zoonotic Anaplasma sp., in erythrocytes. Emerg. Microbes. Infect. 10, 226–234.

170. Perez M, Bodor M, Zhang C, Xiong Q, Rikihisa Y. 2006. Human infection with Ehrlichia canis accompanied by clinical signs in Venezuela. Ann NY Acad Sci 1078: 110-117.

171. Pérez S, Pedrozo R, Bittencourt P, Müller A. 2019. Prevalence, molecular characterization and risk factor analysis of Ehrlichia canis and Anaplasma platys in domestic dogs from Paraguay, Comparative Immunology, Microbiology and Infectious Diseases, Volume 62, Pages 31-39, ISSN 0147-9571.

172. Perregrino AN, Zohdy S, Starkey LA. 2022. Serologic evidence of selected vector-borne pathogens in non-owned dogs in the southeast US. Vet Parasitol Reg Stud Reports. Feb; 28:100685.

173. Petano JM. 2023. Detección molecular de *Rickettsia spp*. y *Ehrlichia canis* en caninos de Ibagué, Tolima. Tesis de Biologo. Ibague: Univ. del Tolima. 95 p.

174. Peter SG, Aboge GO, Kariuki HW, Kanduma EG, Gakuya DW, Maingi N, Mulei CM, Mainga AO. 2020. Molecular prevalence of emerging Anaplasma and Ehrlichia pathogens in apparently healthy dairy cattle in peri-urban Nairobi, Kenya. BMC Vet Res. Sep 29;16(1):364.

175. Piantedosi D, Neola B, D'Alessio N, Di Prisco F, Santoro M, Pacifico L, Sgroi G, Auletta L, Buch J, Chandrashekar R, Breitschwerdt EB, Veneziano V. 2017. Seroprevalence and risk factors associated with Ehrlichia canis, Anaplasma spp., Borrelia burgdorferi sensu lato, and D. immitis in hunting dogs from southern Italy. Parasitol Res. Oct; 116(10):2651-2660.

176. Pillco P. 2023. Frecuencia y tratamiento de la Ehrlichiosis Monocitica Canina (*Ehrlichia canis*) en perros de la ciudad de Quillabamba. Tesis de Médico Veterinario. Cusco: Univ. Nac. De San Antonio Abad del Cusco. 119 p.

177. Porras D. 2023. Frecuencia de Ehrlichiosis y Anaplasmosis canina en Urbanización El Pinar, Comas, Lima, Perú del 2018 al 2020. Tesis de Médico Veterinario. Lima Universidad Ricardo Palma. 69 p.

178. Pritt BS, Allerdice MEJ, Sloan LM, Paddock CD, Munderloh UG, Rikihisa Y, Tajima T, Paskewitz SM, Neitzel DF, Hoang Johnson DK, Schiffman E, Davis JP, Goldsmith CS, Nelson CM, Karpathy SE. 2017. Proposal to reclassify Ehrlichia muris as Ehrlichia muris subsp. muris

subsp. nov. and description of Ehrlichia muris subsp. eauclairensis subsp. nov., a newly recognized tick-borne pathogen of humans. Int J Syst Evol Microbiol 67: 2121–2126.

179. Qurollo BA, Buch J, Chandrashekar R, Beall MJ, Breitschwerdt EB, Yancey CB, Caudill AH, Comyn A. 2019. Clinicopathological findings in 41 dogs (2008-2018) naturally infected with Ehrlichia ewingii. J Vet Intern Med. Mar;33(2):618-629.
180. Ramakant RK, Verma HC, Diwakar RP. 2020. Canine ehrlichiosis: A review. 8(2): 1849-1852.
181. Ramírez A, Arroyave E, Faccini ÁA, Martínez HC, Betancourt P, Olaya LA, Forero EG, Hidalgo M, Blanton LS, Walker DH. 2022.Emerging Tickborne Bacteria in Cattle from Colombia. Emerg Infect Dis. Oct; 28(10):2109-2111.
182. Rar V, Golovljova I. 2011. Anaplasma, Ehrlichia, and "Candidatus neoehrlichia" bacteria: pathogenicity, biodiversity, and molecular genetic characteristics, a review. Infect Genet Evol 11: 1842-1861.
183. Rar V, Tkachev S, Tikunova N. 2021. Genetic diversity of Anaplasma bacteria: twenty years later. Infect Genet Evol. 91:104833.
184. Rar VA, Livanova NN, Panov VV, Doroschenko EK, Pukhovskaya NM, Vysochina NP, Ivanov LI. 2010. Genetic diversity of Anaplasma and Ehrlichia in the Asian part of Russia. Ticks Tick Borne Dis. Mar;1(1):57-65.
185. Rehman A, Conraths F.J, Sauter C, Krücken J, Nijhof AM. 2019. Epidemiology of tick-borne pathogens in the semi-arid and the arid agro-ecological zones of Punjab province, Pakistan. Transbound. Emerg. Dis. 66 (1), 526–536.
186. Renneker S, Abdo J, Salih DE, Karagenc T, Bilgic H. 2013. Can *Anaplasma ovis* in small ruminants be neglected any longer? Transbound Emerg Dis. 60:105–12.
187. Rikihisa Y. 1991. The tribe Ehrlichieae and ehrlichial diseases. Clin Microbiol Rev 4: 286-308.
188. Ríos C, Arias A, Gómez, D, Pérez D, Muñoz C, Jaramillo IL. 2023. Enfermedades transmitidas por vectores en gatos: una mirada molecular en ambientes urbanos de Medellín, Colombia. *Revista de la Facultad de Medicina Veterinaria y de Zootecnia*, *70*(2), 220–233.

189. Rivadeneira MV. 2020. Determinación de la prevalencia de "*Ehrlichia canis*" en la clínica veterinaria "Zoosalud" de la ciudad de la Maná. Tesis de Médico Veterinario y Zootecnista. Latacunga: Univ. Técnica de Cotopaxi. 74 p.

190. Romao AC, Carvalho E, Nascimento G. 2023. Alterações hematológicas em cães infectados por *Ehrlichia spp*. no município de Patos de Minas – MG. Animal em Foco V. 3: 46-67.

191. Rouxel C, Etienne A, Arné P, Le Barzic C, Girault G, Boulouis HJ, Haddad N, Lagrée AC, Lucien P. 2024. Deshuillers, Anaplasma phagocytophilum in urban and peri-urban passerine birds in Ile-de-France, Ticks and Tick-borne Diseases, Volume 15, Issue 4, 102350, ISSN 1877-959X.

192. Ruiz H, De Arcaute MR, Benito AÁ, Villanueva S, Jiménez JC, Lacasta D. 2024. Long-lasting infection with Anaplasma ovis in sheep. Vet Res Commun Feb;48(1):521-525.

193. Rymaszewska A, Grenda S. 2008. Bacteria of the genus *Anaplasma*, characteristics of *Anaplasma* and their vectors. Rev Vet Med. 53:573–84.

194. Sainz Á, Roura X, Miró G, Estrada-Peña A, Kohn B, Harrus S, Solano-Gallego L. 2015. Guideline for veterinary practitioners on canine ehrlichiosis and anaplasmosis in Europe. Parasit Vectors. Feb 4; 8:75.

195. Salje J. 2021. Cells within cells: Rickettsiales and the obligate intracellular bacterial lifestyle. Nat Rev Microbiol. Jun; 19(6):375-390.

196. Sánchez RO, Bazzano V, Félix ML, Armúa MT, Venzal JM. 2020. Ehrlichiosis monocítica canina en la provincia de Entre Ríos, Argentina: confirmación molecular de casos en la ciudad de Concordia. *Revista FAVE. Sección Ciencias veterinarias*, *19*(1), 16-22.

197. Santana MS, Hoppe EGL, Carraro PE, Calchi AC, de Oliveira LB, do Amaral RB, Mongruel ACB, Machado DMR, Burger KP, Barros DM, Machado RZ, André MR. 2022. Molecular detection of vector-borne agents in wild boars (Sus scrofa) and associated ticks from Brazil, with evidence of putative new genotypes of Ehrlichia, Anaplasma, and haemoplasmas. Transbound Emerg Dis. Sep;69(5): e2808-e2831.

198. Santos EJ. 2024. Ocorrência de hemoparasitoses em cães domésticos atendidos no Hospital Veterinário Mário Dias Teixeira, entre 2020 e 2023, em Belém (PA), Brasil. Trabalho de Bacharel em Medicina Veterinária. Belém: Universidade Federal Rural da Amazônia. 33 p.

199. Sayas E. 2024. Estudio retrospectivo de ehrlichiosis canina en perros atendidos en la clínica veterinaria Amazon Vet-Iquitos, 2021 – 2022. Tesis de Medico Veterinario. Ayacucho: Univ. Nac. San Cristóbal de Huamanga. 68 p.

200. Selmi R, Ben M, Dhibi M, Ben H, Abdelaali H, Messadi L. 2020. Genetic diversity of groEL and msp4 sequences of Anaplasma ovis infecting camels from Tunisia. Parasitol. Int. 74, 101980.

201. Sharma B, Ganta RR, Stone D, Alhassan A, Lanza M, Matthew V, Karasek I, Cooksey E, Butler CM, Gibson K, Wilkerson MJ. 2021. Development of a Multiplex PCR and Magnetic DNA Capture Assay for Detecting Six Species Pathogens of the Genera *Anaplasma* and *Ehrlichia* in Canine, Bovine, Caprine and Ovine Blood Samples from Grenada, West Indies. *Pathogens*, *10*(2), 192.

202. Shpynov S, Fournier PE, Rudakov N, Tarasevich I, Raoult D. 2006. Detection of members of the genera Rickettsia, Anaplasma, and Ehrlichia in ticks collected in the Asiatic part of Russia. Ann. N. Y. Acad. Sci. 1078, 378–383.

203. Sierra M. 2023. Reporte de un caso de *anaplasma spp.* en un ejemplar de mono aullador rojo (*Alouatta seniculus*) procedente del cav del área metropolitana del Valle de Aburrá. Tesis de Medico Veterinaria. Caldas: Unilasallista Corporacion Universitaria. 41 p.

204. Singh H, Jyoti HM, Singh NK, Rath SS. 2012. Molecular detection of Anaplasma marginale infection in carrier cattle. Ticks Tick Borne Dis. 3(1):55–8.

205. Snellgrove AN, Krapiunaya I, Ford SL, Stanley HM, Wickson AG, Hartzer KL, Levin ML. 2020. Vector competence of Rhipicephalus sanguineus sensu stricto for Anaplasma platys, Ticks and Tick-borne Diseases, Volume 11, Issue 6, 101517, ISSN 1877-959X.

206. Solarte MS. 2024. Determinación de la presencia de "*Ehrlichia canis*" en pacientes de la clínica veterinaria Vet-Bet en la ciudad de Quevedo. Tesis de Médico Veterinario (trabajo de integración curricular). Babahoyo: Univ. Técnica de Babahoyo. 47 p.

207. Sosa CG, Vargas M, Torres J, Gordillo G. 2016. Tick-borne rickettsial pathogens in questing ticks, removed from humans and animals in Mexico. *J Vet Sci.* 17:353–60.

208. Springer A, Montenegro VM, Schicht S, Globokar Vrohvec M, Pantchev N, Balzer J, Strube C. 2019. Seroprevalence and Current Infections of Canine Vector-Borne Diseases in Costa Rica. Front Vet Sci. Jun 4; 6:164.

209. Starkey LA, Barrett AW, Beall MJ, Chandrashekar R, Thatcher B, Tyrrell P, Little SE. 2015. Persistent Ehrlichia ewingii infection in dogs after natural tick infestation. J Vet Intern Med. Mar-Apr; 29(2):552-555.

210. Stillman BA, Monn M, Liu J, Thatcher B, Foster P, Andrews B, Little S, Eberts M, Breitschwerdt EB, Beall MJ, Chandrashekar R.2014. Performance of a commercially available in-clinic ELISA for detection of antibodies against Anaplasma phagocytophilum, Anaplasma platys, Borrelia burgdorferi, Ehrlichia canis, and Ehrlichia ewingii and Dirofilaria immitis antigen in dogs. J Am Vet Med Assoc. Jul 1;245(1):80-6.

211. Tang J, Xu J, Liu XH, Lv FZ, Yao QJ, Zhou XF, Lu HY, Yu TM, Jiang ZZ, Jin XZ, Guo F, Yu XJ. 2024. Prevalence and genetic diversity of Anaplasma and Ehrlichia in ticks and domesticated animals in Suizhou County, Hubei Province, China. Sci Rep. Jun 1;14(1):12621.

212. Taqadus A, Chiou CC, Amaro I, Asif M, Nasreen N, Ahmad G, Iqbal J, Ali M, Khan A, Iqbal F, Chen CC. 2023. Epidemiology and Phylogeny of *Anaplasma ovis* with a Note on Hematological and Biochemical Changes in Asymptomatic Goats Enrolled from Four Districts in Punjab, Pakistan. Vector Borne Zoonotic Dis. Oct; 23(10):495-506.

213. Tasayco WR, Vásquez JM. 2021. Frecuencia de Anaplasma sp. y Ehrlichia sp. en caninos con sintomatología compatible con enfermedad hemoparasitaria en Huánuco, Perú. *Salud Y Tecnología Veterinaria*, *9*(2), 76–84.

214. Tate CM, Howerth EW, Mead DG, Dugan VG, Luttrell MP, Sahora AI, Munderloh UG, Davidson WR, Yabsley MJ. 2013. Anaplasma odocoilei sp. nov. (family Anaplasmataceae) from white-tailed deer (Odocoileus virginianus), Ticks and Tick-borne Diseases, Volume 4, Issues 1–2, Pages 110-119, ISSN 1877-959X.

215. Theiler A. 1910. Report of the Government on Veterinary Bacteriology in Transvaal, Department of Agriculture, South Africa pp. 7-64 1908-1909.

216. Theiler, A., 1911. Further investigations into anaplasmosis of South African cattle. In: First Report of the Director of Veterinary Research, Union of South Africa, pp. 7–46.

217. Theodorou K, Mylonakis ME, Siarkou VI, Leontides L, Koutinas AF, Koutinas CK, Kritsepi-Konstantinou M, Batzias G, Flouraki E, Eyal O, Kontos V, Harrus S. 2013. Efficacy of rifampicin in the treatment of experimental acute canine monocytic ehrlichiosis. J Antimicrob Chemother. Jul;68(7):1619-26.

218. Thirumalapura NR, Qin X, Kuriakose JA, Walker DH. 2014. Complete genome sequence of Ehrlichia muris strain AS145T, a model monocytotropic Ehrlichia strain. *Genome announcements*, *2*(1), 10-1128.

219. Thomson, K., Yaaran, T., Belshaw, A., Curson, L., Tisi, L., Maurice, S., Kiddle, G., 2018. A new TaqMan method for the reliable diagnosis of Ehrlichia spp. in canine whole blood. Parasit. Vectors 11(1), 350.

220. Tintel MJ, Arze P, Rolón MS, Vega C. 2023. Detección canina de anaplasma platys mediante PCR en tiempo real. *Ciencia Latina Revista Científica Multidisciplinar*, *7*(1), 1674-1680.

221. Torres E. 2023. Seroprevalencia de Ehrlichia canis, en perro doméstico, del sector Pamplona Alta del distrito de San Juan de Miraflores. Lima Perú. Tesis de Medico Veterinaria. Lima: Universidad Ricardo Palma. 100 p.

222. Tyrrell JD, Qurollo BA, Tornquist SJ, Schlaich KG, Kelsey J, Chandrashekar R, Breitschwerdt EB. 2019. Molecular identification of vector-borne organisms in Ehrlichia seropositive Nicaraguan horses and first report of Rickettsia felis infection in the horse. Acta Trop. Dec; 200:105170.

223. Uchoa NN, Rodriguez F, Dias VM, Ponte AK, Linhares MM, Lopez RS, Farias G, Aguiar FR, De Azevedo MC, Fernandes T, Muñoz S, Bahia M, Marques B. 2024. Evaluating the circulation of Ehrlichia canis and Rickettsia spp. in domestic dogs from a semiarid region in Brazil. Vet Parasitol Reg Stud Reports. Jul; 52:101041.

224. Van Der Merwe, L. 1987. 'The infection and treatment method of vaccination against heartwater', *Onderstepoort Journal of Veterinary Research* 54, 489–491.

225. Vanstreels RET, Yabsley MJ, Parsons NJ, Swanepoel L, Pistorius PA. 2018. A novel candidate species of *Anaplasma* that infects avian erythrocytes. Parasit. Vectors, 11, p. 525.

226. Wang J, Dyachenko V, Munderloh UG, Straubinger RK. 2015. Transmission of *Anaplasma phagocytophilum* from endothelial cells to peripheral granulocytes *in vitro* under shear flow conditions. *Med Microbiol Immunol.* 204:593–603.

227. Wen B, Rikihisa Y, Mo tt J, Fuerst PA, Kawahara M And Suto CH. 1995. *Ehrlichia muris sp. nov*., identified on the basis of 16S rRNA base sequences and serological, morphological, and biological characteristics. Int J Syst Bacteriol; 45(2):250–254.

228. Wichianchot S, Hongsrichan N, Maneeruttanarungroj C, Pinlaor S, Iamrod K, Purisarn A, Donthaisong P, Karanis P, Nimsuphan B, Rucksaken R. 2022. A newly developed droplet digital PCR for Ehrlichia canis detection: comparisons to conventional PCR and blood smear techniques. J Vet Med Sci. Jun 17;84(6):831-840.

229. Woody BJ, Hoskins JD. 1991. Ehrlichial diseases of dogs. Veterinary Clinics of North America: Small Animal Practice 21, 75–98.

230. World Organisation for Animal Health (WOAH). Heartwater [Internet]. 2025 [citado 2025 nov 30]. Disponible en: https://www.woah.org/en/disease/heartwater/

231. Yan Y, Wang K, Cui Y, Zhou Y, Zhao S, Zhang Y, Jian F, Wang R, Zhang L, Ning C. 2021. Molecular detection and phylogenetic analyses of Anaplasma spp. in Haemaphysalis longicornis from goats in four provinces of China. Sci Rep. Jul 8;11(1):14155.

232. Ybañez AP, Ybañez RH, Yokoyama N, Inokuma H. 2016. Multiple infections of Anaplasma platys variants in Philippine dogs. Vet. World 9, 1456–1460.

233. Zhao GP, Wang YX, Fan ZW, Ji Y, Liu MJ, Zhang WH, Li XL, Zhou SX, Li H, Liang S, Liu W, Yang Y, Fang LQ. 2021. Mapping ticks and tick-borne pathogens in China. Nat Commun. Feb 17;12(1):1075.

234. Zinck CB, Priest JM, Shutler D, Boudreau M, Lloyd VK. 2021. Detection of Borrelia spp., Ehrlichia canis, Anaplasma phagocytophilum, and Dirofilaria immitis in Eastern Coyotes (Canis latrans) in Nova Scotia, Canada. J Wildl Dis. Jul 1;57(3):678-682.