

**Hemoparásitos en ganado bovino: Etiología, ciclo biológico, método de diagnóstico e  
investigaciones realizadas**

*Anaplasma, Babesia y Tripanosoma*

**Trabajo de Monografía para obtener el título de Médico Veterinario Zootecnista**

**Gregorio Casiani Cardona Rodríguez ID. 373768**



**Asesor: Daniel Díaz Caviedes MVZ.**

**Tutor: Arcesio Salamanca Carreño**

**Universidad Cooperativa de Colombia**

**Sede Arauca Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia**

**Arauca- Arauca marzo 2020**

### **Agradecimientos**

Damos infinitos gracias a Dios por el camino recorrido durante la carrera, a nuestros padres, familiares y amigos que siempre creyeron en la capacidad de cada uno, a la Universidad Cooperativa de Colombia Facultad de Veterinaria y Zootecnia sede Arauca que nos abrió las puertas a muchos jóvenes como nosotros preparándonos para un futuro competitivo y formando personas de bien; a mis profesores a quienes les debo gran parte de mis conocimientos, gracias a su paciencia y enseñanza. En especial muchas gracias al Médico Veterinario Zootecnista Daniel Díaz y la estudiante de Ingeniería Agronómica Daidy Peña Torres que fueron el apoyo principal para a la realización de la monografía.

**Tabla de contenido**

Introducción.....	1
1 Objetivo .....	5
2 Metodología .....	5
4. Descripción de los principales hemoparásitos .....	5
4.1. Babesia.....	5
4.2 Anaplasma .....	12
4.3 Tripanosoma .....	15
5. Diagnóstico y Métodos Para la Identificación de Hemoparásitos .....	20
6. Prevención y control.....	22
7. Investigaciones realizadas en hemoparásitos.....	23
Conclusiones.....	36
Bibliografía.....	37

## Lista de tablas

Tabla 1. Especies de <i>Babesia</i> , su distribución, especies de animales que afectan, morfología y vectores .....	6
Tabla 2. Animales muestreados para identificar para <i>A. marginale</i> según la edad entre el año 2010.....	23
Tabla 3. Diagnóstico de <i>Anaplasma</i> y <i>Babesia</i> por PCR, tinción Giemsa en cuba 2011 y por la tincion Wrigth Colombia 2016.....	28
Tabla 4. Animales muestreados para identificar para <i>A. marginale</i> y <i>Babesia</i> . spp según la edad, sexo y tipo de explotación entre el año 2010- 2019.....	31
Tabla 5. Evaluación de variables sexo, genética y tipo de explotación, estudio retrospectivo el cual se realizó en el año 2000 y 2005. ....	35

## Lista de figuras

Figura 1. Diagnostico de <i>A. marginale</i> por el metodo de tincion Giemsa. ....	25
Figura 2. Distribución porcentual de <i>Babesia</i> spp y <i>Anaplasma</i> spp en el ganado mestizo. .....	26
Figura 3. Distribución de <i>Babesia</i> spp y <i>Anaplasma</i> spp en machos y hembras mestizos..	26
Figura 4. Distribución de <i>Babesia</i> spp y <i>Anaplasma</i> spp según la edad.....	27
Figura 5. Visulizacion microoscopica de eritrocitos bovinos infectados con cuerpos inclusion compatibles para <i>A. marginale</i> . ....	31
Figura 6. Observación microscópica de <i>B. bigemina</i> en frotis sanguíneo de bovinos. La flecha indica el merozoito de <i>B. bigemina</i> observado a través de microscopia óptica con objetivo 100X.....	34

## Introducción

Los inicios de la ganadería en América empezó por los colonizadores, en el segundo viaje de Cristóbal Colón (1493); los ejemplares fueron traídos a la isla Española, hoy conocida como República Dominicana; a Colombia ingresa en 1524 por la ciudad de Santa Marta, en los llanos orientales empieza por semovientes traídos desde Venezuela y para el sur del país ingresaron semovientes del Perú; en el año 1800 con el fin de mejorar la genética importaron razas europeas como la raza Normanda, Pardo Suiza, Holstein, Jersey; al principio del siglo XX llegó a Colombia el primer ejemplar de la raza cebú Nelore procedentes de Brasil (Asocebu, 2020; Gomez & Rueda, 2011) posteriormente ingresaron nuevas razas de diferentes partes del mundo para mejorar la genética. Hoy en día se cuenta con una población aproximadamente de 27.234.027 ejemplares bovinos entre animales puros, mestizos y criollos distribuida en 623.794 predios (Fedegan, 2019)

En Colombia se identifican tres sistemas ganaderos: Carne, leche y sistema doble propósito. La actividad para el primero es la cría, levante y ceba, para el segundo el ordeño especializado y para el tercero el ordeño con presencia del ternero (Gomez & Rueda, 2011). La de lechería se lleva a cabo en el trópico alto como Cundinamarca, Boyacá. Antioquia y Nariño a cargo de razas especializada *Bos taurus* como la Holstein, Jersey, Pardo suizo, Ayrshire, Normando, entre otras razas (Fedegan, 2012). La ganadería doble propósito es un sistema de explotación orientado a la producción de leche y carne, que se realiza con animales mestizos obtenidos de los cruces de *Bos indicus* y *Bos taurus* esta ganadería comprende alturas entre 0 a 1.000 m.s.n.m (DANE, 2015)

Los sistemas de producción ganadera son afectados negativamente por infestaciones parasitarias, hemoparásitarias y rickettsias, es uno de los problemas más importantes en ganado bovino; la mayoría son causados por nematodos, trematodos, cestodos y protozoos, los cuales se hospedan en el tracto digestivo, extracelular o intracelular causan grandes pérdidas económicas directas como la disminución de la producción láctea, disminución de la ganancia de peso y las pérdidas indirectas los costos asociados tratamientos. La *Babesia* spp es una enfermedad causada por protozoos de los géneros *Babesia bigemina* y *Babesia bovis* esta última es más virulenta y causante principal de muerte en ganado bovino (Lempereur et al., 2017); el *Trypanosoma* spp es un protozoario flagelado que vive en sangre, su hábitat es extracelular causando la enfermedad tripanosomiasis, de la especie *Trypanosoma vivax* en el ganado bovino, (Zapata et al., 2017); la *Anaplasma* spp se caracteriza por una anemia progresiva asociada a una infección eritrocitaria causada por bacteria gram negativa, de la especie *A. marginale*, es la más patógena en bovino (Ahmad, 2015); las babesiosis, tripanosomiasis y anaplasmosis se caracterizan por cuadros de anemia severos, fiebre 40°C disminución de la producción láctea y pérdida de peso como los principales síntomas (Ahmad, 2015; Zapata et al., 2017; Lempereur et al., 2017).

Los ectoparásitos de ganado bovino son artrópodos pertenecientes a la clase *Arachnida* e *Insecta* los cuales se localizan en la piel y el tejido subcutáneo de los animales, se caracterizan por causar lesiones cutáneas como el prurito o infecciones secundarias en Colombia, las regiones tropicales y subtropicales facilitan la proliferación de garrapatas, tábanos y moscas hematófagas que causan problemas sanitarios, facilitando la transmisión de diferentes

enfermedades hemoparasitarias en el ganado bovino (Rivera & Aycardi, 1984). En las zonas del trópico suministran condiciones ambientales favorables de proliferación de artrópodos especialmente garrapatas, tábanos y moscas picadoras que son vectores principales de hemoparásitos los cuales son transmitidos a animales domésticos y silvestres (Benavides et al., 2012; Benavides & Polanco, 2017).

La babesiosis, tripanosomiasis y anaplasmosis bovina, es un problema grande que tienen las ganaderías a nivel mundial, son un grupo de enfermedades originadas por protozoos y *Rickettsia*, las cuales son transmitidas por vectores; el principal vector de la *Babesia* spp es *Rhipicephalus (Boophilus) microplus* es un obstáculo en la producción ganadera en regiones tropicales y subtropicales, se estima que es responsable de pérdidas económicas anuales de aproximadamente 2.5 billones de dólares en el mundo, y de 76.713 millones de pesos por año en Colombia (Sepúlveda, Pulido, Rodríguez, & García, 2017) .

Las principales insectos vectores del tripanosoma son: *Stomoxys calcitrans* (mosca del establo), la *Haematobia irritans* (mosca de los cuernos) y *Tabanus* spp; se distribuyen en el continente Americano y son responsables de importantes pérdidas en la producción ganadera, se estima que las pérdidas en Estados Unidos asciende por *H. irritans* US\$ 231.67; y *S. calcitrans* A US\$ 6.79 millones y en Colombia el promedio de pérdidas económicas fue de 56.50 dólares (Zapata et al., 2017; Reyes et al., 2018;).



Durante la época de sequía los factores medio ambientales propician la aparición de artrópodos como las garrapatas debido a que su ciclo biológico incluye dos fases, una no parasitaria o de vida libre, que comprende desde la garrapata ingurgitada hasta la eclosión del huevo, y una fase parasitaria que se lleva a cabo sobre el hospedero, que inicia con la infestación por la larva hasta la hembra ovigera (Rodríguez et al., 2006).

Debido a las similitudes en sus características clínicas y epidemiológicas, en el campo generalmente no se realiza el diagnóstico final de enfermedades producidas por hemoparásitos; sin embargo, un diagnóstico etiológico es necesario para la toma de medidas profilácticas en el mediano y largo plazo, con el fin de controlar la enfermedad. Para el diagnóstico de suele ser difícil ya que los síntomas son similares en la enfermedad y no se puede llegar a un diagnóstico final con un examen semiológico si no que hay que realizar pruebas complementarias para llegar a un diagnóstico definitivo (Benavides et al., 2012; Ahmad, 2015).

En Colombia, la garrapata es el principal vector, que transmite la babesiosis y anaplasmosis, se localiza en altitudes inferiores a los 2.200 m.s.n.m y temperaturas concerniente de 28°C y 32°C, con una humedad relativa entre 85% y 90%; sin embargo, algunos investigadores han encontrado la presencia de babesiosis bovina por encima de los 2.200 m.s.n.m, esto se ha relacionado con el cambio climático, lo cual favorece la adaptación de las garrapatas, las moscas hematófagas y los tábanos son los encargados de transmitir el tripanosoma (Calderón, Martínez, & Iguarán, 2016).

## 1 Objetivo

Elaborar una monografía sobre hemoparásitos en ganado bovino en América que incluya investigaciones con énfasis en *Anaplasma*, *Babesia* y *Tripanosoma*

## 2 Metodología

La presente monografía abordó los temas de hemoparásitos, *Anaplasma Babesia* y *Tripanosoma* en ganado bovino, la información que utilizo fue información reciente y científica recuperada de base de datos, libros, revistas científicas y repositorios de tesis de grado.

## 4. Descripción de los principales hemoparásitos

### 4.1. Babesia

La Babesia es un protozooario intraeritrocitario que causa la babesiosis bovina.

Según Lempereur et al. (2017), la clasificación taxonómica es:

Filo: Apicomplexa

Clase: Aconoidasida

Orden: Piroplasmida

Familia: Babesiidae

Especies: *B. bigemina* y *B. bovis*

La babesiosis es una enfermedad que afecta un amplio rango de vertebrados silvestres, doméstico y ocasionalmente al ser humano; se distribuye en zonas tropicales y subtropicales, el cual es transmitido por la garrapata *R. Boophilus microplus* el único vector conocido en América Latina (Canever et al., 2014). En la tabla 1 se observa las especies frecuentes de *Babesia* en el ganado bovino a nivel mundial (Cardona, 2020).

Tabla 1. Especies de *Babesia*, su distribución, especies de animales que afectan, morfología y vectores

Microorganismos	Especies	Distribución	Morfología del microorganismo	Vector
<i>B. bigemina</i>	Bovino o búfalo	América, Europa, África, Australia, Oriente Medio	4. x 2 $\mu$ m (grande, redondo y piriforme; ángulo agudo)	<i>Boophilus annulatus</i> , * <i>B. decoloratus</i> , <i>B. microplus</i> **

---

	Bovin		2 x 1.5 $\mu$ m	
<i>B. bovis</i> ( <i>B. berbera</i> , <i>B. argentina argentina</i> )	o Búfal o huma no	América, Europa, Rusia, África, Asia, Australia	(pequeño y más redondeado; ángulo obtuso)	<i>B. annulatus</i> , <i>B. microplus</i> , <i>especies de Ixodes</i> **
			1.5 x 1.4 $\mu$ m (pequeño, estrecho y ángulo obtuso)	<i>Ixodes ricinus</i> *
<i>B. divergens</i>	Bovin o	Europa		
		Europa, Rusia, norte de África, Oriente Medio	2.6 x 1.5 $\mu$ m (parecido a <i>B. bigemina</i> , pero más pequeño)	<i>Haemaphysalis punctata</i> **
<i>B. major</i>	Bovin o			
		Asia	2-4.6 x 1.5-2.1 $\mu$ m (grande,	<i>I. ricinus</i> **
<i>B. jakimovi</i>	Bovin o			

---

---

			redondo y	
			piriforme)	
			4.5 x 2.5 $\mu$	
	bovin		m (grande,	<i>Haemaphysa</i>
		Japón	redondo y	<i>lis</i>
<i>B. ovata</i>	o		piriforme)	<i>longicornis</i> **

---

Fuente: \*Cordero del Campillo et al. (2000); \*\*Bradford,(2010);

**4.1.1. Ciclo biológico:** Comienza cuando la garrapata hematófaga obligada, succiona sangre del hospedador y le inocular los esporozoitos que se encuentran en sus glándulas salivales junto con sustancias anticoagulantes vasodilatadoras, los esporozoitos gracias a su complejo apical y a determinadas proteasas que segregan, posteriormente ingresa al eritrocitos mediante la endocitosis, se inicia un proceso indefinido de multiplicación asexual por fisión binaria los trofozoitos, acabando con la lisis de la célula sanguínea, de tal manera que deja en libertad a los merozoitos, que penetran en nuevas células hemáticas hospedadoras; esta fase del ciclo se repetirá dependiendo principalmente de la patogenicidad de la cepa o del estado inmune del hospedador hasta que la enfermedad desaparece por tratamiento contra el parásito (Merck, 2007; Manteiga, 2009).

Tras succión de sangre por parte de la garrapata con merozoitos del hospedador, en el intestino de la garrapata la Babesia se convierte en los denominados cuerpos radiales que son los gametos, que después se fusionan y dan lugar al cigoto esférico de 7- 8 micras, posteriormente pasa a

ooquinetos; los ooquinetos primarios después se dividen y dan origen a los ooquinetos secundarios, que atraviesan el intestino y la vía hemolinfática, como las células musculares, células de túbulos de Malpighi, células ováricas entre otros; los ooquinetos secundarios en esta caso esporoquinetos pasan a las glándulas salivales de la garrapata, donde da lugar a la fase esporogónica del ciclo donde se encuentran los esporozoitos en cantidades exageradas, estas son infectantes de 3-6 días de la fijación del acaro y de la ingestión de sangre donde termina el ciclo; los ooquinetos también pueden llegar a invadir el ovario de la garrapata dándose así la transmisión transovárica, como resultado un gran número de garrapatas infectadas (Merck, 2007; Manteiga, 2009; Bradford, 2010; Howell et al., 2010).

La diferencia entre la *B. bigemina* y *B. bovis*, es que la *B. bigemina* presenta un tamaño de 4.5 x 2 micras por la cual es denominada *Babesia* grande, es un protozoo pleomórfica el cual se caracteriza por la creación de corpúsculos en forma de pera dentro del eritrocito maduro (Bradford, 2010), generando una alta hemólisis que provoca una anemia severa con hemoglobinuria y la hemoglobinemia; y la *B. bovis* mide alrededor de 2 x 1.5 micras es denominada *Babesia* pequeña pleomórfica, esta es identificada con un solo corpúsculo dentro del eritrocito, produce secuestro eritrocitaria parasitado en los capilares de la materia gris del cerebro (Gomez, 2008; Bradford, 2010; Romina, 2010).

Se puede observar una babesiosis cerebral, caracterizada por hiperexcitabilidad, convulsiones, opistótonos, coma y muerte. Los signos del sistema nervioso central se deben a una anoxia encefálica resultado de una anemia intensa y de un bloqueo eritrocitario de los capilares cerebrales, la muerte se debe a un síndrome parecido al shock asociado a la

acumulación de toxinas, la liberación de sustancias vasoactivas y la anoxia anémica; el ganado bovino que sobrevive a la fase aguda se recupera pero se convierte en portador sintomático (Bradford, 2010).

Lesiones postmortem se observa un bazo dilatado y friable, el hígado está inflamado con una vesícula biliar dilatada que contiene bilis espesa y granular; esplenomegalia es friables; los riñones se encuentran congestionados y oscuros; la sangre es clara, la orina es de color oscuro, ganglios linfático-edematosos; otros órganos como el cerebro puede mostrar congestión o petequias (Merck, 2007; Bradford, 2010).

**4.1.2. Sintomatología:** Los signos clínicos se manifiestan de 2-3 semanas después de la infestación de la garrapata, dependiendo del volumen de inoculado, se conocen dos especies que afectan comúnmente al ganado bovino como *B. bigemina* y *B. bovis* la sintomatología de estos parásitos es similar temperaturas de 41.5 °C presenta anorexia, atonía del ruminal, pelo hirsuto y evidencia de disnea, taquicardia y las mucosas pálidas debido lisis eritrocitaria, aborto y muerte; La anemia se debe a la destrucción intravascular de los eritrocitos por la salida de los merozoítos de los glóbulos rojos, después de la reproducción intraeritocitaria; la anemia puede ocurrir rápidamente, y destruir un 75% de los eritrocitos en pocos días; la salida de *B. bigemina* y *B. bovis* de los eritrocitos infectados libera al plasma dos o más enzimas proteolíticas asociadas al parásito; se cree que estas enzimas y otros productos metabólicos del parásito interactúan con los componentes

sanguíneo, son responsables de signos clínicos tales como la acidosis metabólica y la anoxia (Bradford, 2010; Zapata et al., 2011; Alvarez et al., 2019).

- 4.1.3.** La transmisión es amplia y variada, depende de la presencia de las garrapatas, la existencia de animales susceptibles y las condiciones ecológicas facilita su proliferación, puede transmitirse a los huéspedes susceptible por tres vías: La primera de forma biológica, cuando los eritrocitos infectados son ingeridos por las garrapatas (Cortes et al., 2010); el segundo método, es la forma mecánica, que surge cuando los eritrocitos infectados son transferidos de ganado portador a susceptible (Corona, Rodríguez, & Martínez, 2004) o la forma iatrogénica, incluyendo agujas o instrumentos quirúrgicos, en procesos como identificación con orejeras, descornado y equipos de castración; y la tercera, la transmisión transplacentaria cuando la hembra bovina se encuentra en gestación (Benavides et al., 2012).
- 4.1.4.** El diagnóstico definitivo de babesiosis se realiza a través de la identificación de eritrocitos infectados por la *B. bigemina* o *B. bovis*; los eritrocitos contienen cuerpo de inclusión esto se realiza con ayuda del estudio microscópico de extendido de sangre de gota fina y tinción, En el resultado de cuadro hemático se visualiza un declive significativo del hematocrito, hemoglobina y trombocitopenia. (Bradford, 2010). El diagnóstico diferencial exige tener en cuenta enfermedades que pueden producir anemia o ictericia, como la Babesiosis, Tripanosoma, Anaplasma la hemoglobinuria bacilar y la leptospirosis (Bradford, 2010).
- 4.1.5. Tratamiento:** Dipropionato de Imidocarb es efectivo a una dosis recomendada de 1-3 mg / kg, y es el fármaco de elección para la babesiosis bovina causada por *B. bigemina*, *B.*



*bovis*, *B. divergens* y *B. caballi*; el Aceturato de Diminazene es efectivo contra *B. bigemina*, se administra intramuscular a dosis de 3-5 mg / kg. (Bradford, 2010; Mosqueda et al., 2012).

## 4.2 Anaplasma

La anaplasma es una *Rickettsia* intraeritrocitarias obligadas que causa la *Anaplasmosis*

Según Ahmad, (2015) la clasificación taxonómica es:

Reino: procarionte

Filo: Proteobacteria

Clase: Alphaproteobacteria

Orden: Rickettsiales

Familia: Babesiidae

Género: Anaplasma

Especies: *A. bovis*, *A. centrale*, *A. marginale*, *A. phagocytophilum*, *A. platys* y *A. ovis*. En el futuro, recientemente identificado agentes como *A. odocoilei* y *A. capra* podría incluirse.

Son gram-negativas no móviles, se localiza obligatoriamente dentro de los glóbulos rojos, donde forman aglomerados llamados mórula, se transmiten principalmente por garrapatas que afectan a los animales domésticos y salvajes en todo el mundo (Seo et al., 2018).

**4.2.1. Ciclo de vida:** Empieza cuando el *Anaplasma* ingresa al huésped, infecta al eritrocito maduro, formando una vacuola derivada de la membrana del eritrocito; cada organismo se replica por fisión binaria para formar estructuras conocidas como corpúsculos de inclusión que están compuestos por 4 a 8 corpúsculos iniciales, los cuerpos iniciales salen del eritrocito sin generar la lisis del glóbulo rojo utilizando mecanismos no líticos (exocitosis), en el torrente sanguíneo estos cuerpos libres, invaden e infectan a otros eritrocitos y se liberan sucesivamente hasta alcanzar altos porcentajes de infección en el animal, el número de estos eritrocitos infectados incrementa al doble cada 24 a 48 horas (Corona et al., 2004).

La destrucción de los eritrocitos infectados no se da por la salida de los cuerpos iniciales, sino por las modificaciones y alteraciones de membrana causados por las proteínas principales de superficie, que induce una respuesta autoinmune en los eritrocitos infectados; las células reticuloendoteliales se encuentran en bazo e hígado en mayor cantidad, debido a esto hace que se produzcan alteraciones que están relacionadas con una hiperactividad e hiperplasia, esto resulta en esplenomegalia y hepatomegalia con un aumento de la friabilidad del bazo; la destrucción masiva de eritrocitos causa anemia hemolítica extravascular, que se evidencia con signos clínicos en la fase aguda como palidez de las mucosas, depresión, anorexia, de fiebre 39.5°C a 41°C, la cual desaparece de 12 a 24 horas y se normaliza. El ganado recuperado puede permanecer infectado persistentemente con bajos niveles de parasitemia, a estos animales se los conoce como portadores asintomáticos de la enfermedad, cuando la garrapata ingiere sangre con *Anaplasma* estas colonizan las células del intestino, es donde se replican y pasan a otros tejidos incluyendo glándulas salivales; forman colonias que se dividen por fisión

binaria, estos pasan a una forma densa (infectante) que son transmitidas por la garrapata cuando se alimentan de sangre (Corona et al., 2004; Bradford, 2010).

- 4.2.2. Sintomatologías:** El periodo de incubación es aproximadamente 30 días, seguido de una etapa aguda, durante la cual se multiplica activamente dentro de los eritrocitos, causado por una rickettsia intraeritrocítica (Canever et al., 2014) que varía entre el 10% y el 70% en los casos más severos, en las vacas en lactancia se registra un marcado descenso de la producción láctea, fiebre y la disminución del apetito, son generalmente las primeras manifestaciones que se observan, posteriormente cuadros de anemia, a lo que conlleva a una disnea (Benavides et al., 2012).
- 4.2.3.** La transmisión depende de la presencia de las garrapatas, la existencia de animales susceptibles y las condiciones ecológicas facilita su proliferación, puede transmitirse a los huéspedes susceptible por tres vías: La primera de forma biológica, cuando los eritrocitos infectados son ingeridos por las garrapatas (Cortes et al., 2010); el segundo método, es la forma mecánica, que surge cuando los eritrocitos infectados son transferidos de ganado portador a susceptible (Corona, Rodríguez, & Martínez, 2004) o la forma iatrogénica, incluyendo agujas o instrumentos quirúrgicos, en procesos como identificación con orejeras, descornado y equipos de castración; y la tercera, la transmisión transplacentaria, cuando la hembra bovina contrae la infección de Anaplasma en el segundo o tercer trimestre de gestación, puede atravesar la barrera transplacentaria e infectar al feto llegando a producir aborto (Benavides et al., 2012).

**4.2.4.** El diagnóstico definitivo de Anaplasmosis aguda exige la identificación de eritrocitos infectados por *A. marginale* o *A. bovis* con ayuda de estudio del microscópico de extendido de sangre de gota fina y tinción, en laboratorio un descenso significativo del hematocrito, hemoglobina y trombocitopenia. (Bradford, 2010).

El diagnóstico diferencial exige tener en cuenta enfermedades que pueden producir anemia o ictericia, como la Babesiosis, Tripanosoma, Anaplasma la hemoglobinuria bacilar y la leptospirosis (Bradford, 2010).

**4.2.5. Tratamiento:** Oxitetraciclina a dosis de 22 mg/kg I.V. cada 24 horas durante 5 días consecutivos, dipropionato de Imidocarb terapia 3mg/kg en dos aplicaciones I.M; la Enrofloxacin, un antimicrobiano bactericida de amplio espectro a dosis de 7.5mg/kg (Alberton et al., 2015); realizar terapia de sostén, también se recomienda la identificación y eliminación de los animales portadores del rebaño, para así evitar la infección iatrogénica o por dieros hematófagos (Bradford, 2010).

### **4.3 Tripanosoma**

Es un protozoo flagelado que vive en sangre, su habita es extracelular.

Según Radwanska et al. (2018); la clasificación taxonómica es:

Reino: protozoo

Filo: Euglenozoa,

Clase: Kinetoplastea

Orden: Trypanosomatida

Familia: Trypanosomatidae

Género: Trypanosoma

Especie: *Trypanosoma vivax*

El Trypanosoma está presente en África y América Latina, afecta los animales silvestres, doméstico y al hombre, se encuentra distribuido en regiones tropicales y subtropicales, su forma de transmisión por insectos hematófagos como la mosca y el tábano *Stomoxys calcitrans*; *Haematobia irritans* y de la familia *Tabanidae*, también por falta de buenas prácticas ganaderas en el uso de agujas hipodérmicas contaminadas (Radwanska et al., 2018); se ha encontrado alrededor de 2.486 m.s.n.m, (Zapata et al., 2017).

Las especies de tripanosoma son *T. evansi*, *T. equiperdum*, *T. congolense* y *T. vivax*, *T. brucei* y la subespecie infecciosa humana *T. brucei gambiense* y *T. brucei rhodesiense* (Radwanska et al., 2018). El principal agente causal de tripanosoma en bovino es el *T. vivax* (Quispe et al., 2003) y el *T. evansi* (Zapata, et al., 2017).

El *T. vivax* tiene la capacidad de disminuir la reproducción en el hato ganadero; en macho produce capacidad de fertilización debido a los defectos en el testículo y el epidídimo generando un esterilidad parcial o total (Betancur, Jimenez, & Giraldo-Rios, 2016).

*T. evansi* es la agente etiología de la enfermedad surra afecta un numero de mamíferos como caballos, vacas, cabras, búfalos, perros y camellos. También, se encuentra en animales salvajes como los ciervos, cerdos, capibaras (Zapata et al., 2009; Radwanska et al., 2018).

**4.3.1. Ciclo de vida:** Empieza cuando un díptero hematófago ingiera sangre de un mamífero con tripomastigotes, los cuales alcanza el intestino medio de la mosca, los tripomastigotes alargados comienzan a dividirse asimétricamente en epimastigotes, se caracteriza por la multiplicación en el intestino del vector, posteriormente se produce una nueva división que da lugar a los tripomastigotes metacíclicas, tras la picadura la mosca hematófaga, libera en forma de tripomastigotes metacíclicos, estos ingresan al hospedador a través de una herida, una vez en el torrente sanguíneo del huésped ingresan a las células y se convierten en amastigotes, su reproduce por fisión binaria, luego cambian a tripomastigotes que son liberados por lisis de la célula, entran en el torrente circulatorio e inician un nuevo ciclo de infección; es en esta etapa los tripanosomas expresan la glicoproteína de superficie variante, esta proteína de cubierta está codificada por una batería de más de 1. 000 genes, mosaicos y pseudogenes diferentes y sirve como un sistema de defensa para evadir el sistema inmune (Ferrerias et al., 2014; Radwanska et al., 2018); también secretan trans-sialidasas que estimulan la fagocitosis de los eritrocitos,

también liberan el factor inhibidor de la migración de macrófagos, asimismo bloquean la eritropoyesis extramedular y la maduración, que conlleva a la disminución de glóbulos rojos (Stijlemans et al., 2016).

Los animales infectados con hemopárasitos presenta sintomatología muy parecida; como fiebres altas, pérdidas del apetito, disminución de la ganancia de peso diaria y disminución de la producción láctea, los animales presenta tres formas clínicas, la primera es la fase hiperaguda, caracterizada por hemorragias y mortalidad; la segunda es la fase crónica donde se caracteriza por pérdida de peso, el desarrollo de anemia, temperatura alta por encima de 40.5°C pérdida de la condición corporal, retardo del crecimiento, infertilidad, letargo, debilidad, diarrea, disminución de leche y la fase subclínica que puede desaparecer sin necesidad de tratamiento, (Martins et al., 2008); las alteraciones hematológicas observadas incluyen el desarrollo de leucopenia, disminución del hematocrito (HTC) hasta menos del 8%, hay presencia de anisocitosis, poiquilocitosis, policromatófila y reticulocitosis, simultáneamente linfopenia y neutropenia, además de variaciones en la concentración de las proteínas séricas totales (Gómez et al., 2014).

**4.3.2.** La transmisión depende de la presencia de los vectores, la existencia de animales susceptibles y las condiciones ecológicas facilita su proliferación, puede transmitirse a los huéspedes susceptible por tres vías: La primera de forma biológica, cuando los eritrocitos infectados son ingeridos por las moscas hematófagas y los tábanos (Cortes et al., 2010); el segundo método, es la forma mecánica, que surge cuando los eritrocitos infectados son transferidos de ganado portador a susceptible (Corona, Rodríguez, &

Martínez, 2004) o la forma iatrogénica, incluyendo agujas o instrumentos quirúrgicos, en procesos como identificación con orejeras, descornado y equipos de castración; y la tercera, la transmisión transplacentaria, cuando la hembra bovina contrae la infección durante la gestación (Benavides et al., 2012).

**4.3.3.** El diagnóstico definitivo de tripanosomiasis se realiza a través de la identificación de protozoos extracelulares, la cual se realiza con ayuda de estudio microscópico a través del extendido de sangre de gota fina y tinción. En el resultado de cuadro hemático se visualiza un declive significativo del hematocrito, hemoglobina y trombocitopenia. (Bradford, 2010).

En cuanto al diagnóstico en la necropsia de los animales infectados no se encuentran lesiones anatomopatológicas significativas; en la tripanosomiasis aguda, la sangre es poco espesa y acuosa, no forma coágulos con rapidez, las mucosas, los tejidos subcutáneos y la musculatura esquelética son pálidos, en los últimos estadios de enfermedad aguda, los mismos tejidos exhiben grados variables de ictericia; la esplenomegalia es constante; la hepatomegalia y la distensión de la vesícula biliar son frecuentes, en ocasiones se encuentran petequias en el subepicárdico, el subendocardio y otras membranas serosas (Bradford, 2010).

El diagnóstico diferencial exige tener en cuenta enfermedades que pueden producir anemia o ictericia, como la Babesiosis, Tripanosoma, Anaplasma, la hemoglobinuria bacilar y la leptospirosis como principales (Bradford, 2010).



**4.3.4. Tratamiento:** Diaceturato de Diminazene a dosis 3.5 mg/kg I.M como dosis única.

(Merck, 2007).

## **5. Diagnóstico y Métodos Para la Identificación de Hemoparásitos**

**5.1.1. Tinción de Giemsa:** El colorante está compuesto de azul de metileno (que tiñe los componentes ácidos como el núcleo y el RNA citoplasmático) y la eosina (que tiñe de rojo los componentes básicos como la hemoglobina); este examen microscópico de frotis sanguíneo con tinción de Giemsa, es la técnica diagnóstica de referencia y el método más común para la identificación de hemoparásitos en animales con infección clínica, esta tinción es capaz de detectar niveles de parasitemia de 0.1% a 0.2%, es decir detecta niveles mayores a 10<sup>6</sup> eritrocitos infectados por mililitro de sangre; sin embargo, cuando el animal está en la fase crónica o en el estadio de portador no expresa un elevado nivel de parasitemia el cual permanece con una infección persistente, con un 0.000001%-0.1% de eritrocitos infectados, como para ser detectado por la tinción (Herrera et al., 2008; Bradford, 2010; Corona et al., 2011; Garcia, 2019).

**5.1.2. PCR - La Reacción en Cadena de la Polimerasa** es una técnica que permite la síntesis in vitro de millones de copias de un segmento específico del ADN; su alta especificidad y sensibilidad de esta prueba la ha convertido en una herramienta que ha evolucionado el análisis y la manipulación del material genético para microbiología, solo las

secuencias de ADN que se amplifican son aquellas que se encuentran entre los dos fragmentos iniciadores que han hibridizado; facilitando el diagnóstico de hemoparásitos (Pedrosa, 1999; Corona et al., 2011).

**5.1.3. mPCR:** Es muy parecido al PCR convencional pero con mayor especificidad, el mPCR selecciona diversos pares de primers los cuales amplifican los fragmentos, de esta forma se pueden detectar genes de diversos organismos; al momento de procesar una muestra de sangre bovina identifica diferentes microorganismos, además facilita la detección de especies y género, esto facilita el estudio de enfermedades mixtas; desde su introducción ha facilitado el desarrollo una gran cantidad de sistemas de detección para virus, bacterias y parásitos de importancia en la veterinaria. Es muy útil ya que facilita el monitoreo de bovinos movilizados en zonas endémicas, así poder detectar animales positivos y aplicar un tratamiento respectivo o ponerlo en cuarentena. El mPCR también identifica cepas atenuadas (vacunas), con esto facilita la identificación de los anticuerpos de la vacuna y no denominar como animal enfermo, también identifica las cepas virulentas (Bolívar, 2013).

**5.1.4. Ensayo inmunoabsorbente Ligado a Enzimas (ELISA):** Consiste en la determinación de antígenos y anticuerpos a partir de fluidos biológicos principalmente sueros de sangre bovina (Soto, 2010).

**5.1.5. El ELISA competitivo:** Insiste en determinar la concentración de antígenos o anticuerpos, en el caso de la determinación de anticuerpos, se basa en la competencia que se establece entre el anticuerpo de la muestra y el conjugado para ocupar sitios reactivos en el antígeno fijado (Soto, 2010).

## 6. Prevención y control

El administrador del hato ganadero debe estar alerta ante la aparición de animales con signos clínicos de la enfermedad, especialmente vigilar los descensos de producción láctea y la temperatura corporal, al sospechar algún cambio en los ejemplares consultar un médico veterinario así poder aplicar medidas profilácticas; en cuanto al control de las poblaciones de garrapatas, se realiza con esquemas de baños periódicos con diferentes moléculas para evitar la resistencia los compuestos químicos de las familias de los organofosforados, piretroides sintéticos, amidinas, fenilpirazolonas y lactonas macrocíclicas, los cuales muestran diferentes niveles de resistencia por su mala dosificación y generando daños al medio ambiental (Bradford, 2010).

Los hongos entomopatógenos no solo causan la mortalidad de muchas especies de garrapatas, sino que también tiene gran eficacia sobre su reproducción, constituyéndose como una de las alternativas no químicas para su control (Tofiño et al., 2018). Se ha demostrado la eficacia de *Metarhizium anisopliae* y el *Sensu lato* tanto en estudios in vitro; como en su efectividad in vivo para el control de las diferentes fases evolutivas de *Rhipicephalus (Boophilus) microplus* en bovinos disminuyendo la tasa de ovoposición y eclosión, además de

producir la muerte de larvas y garrapatas adultas, con unos porcentajes que oscilan entre el 50% al 100% (Quinelato et al., 2012; Pulido et al., 2015; Reyes et al., 2018).

La efectividad de los entomopatógenos *M. anisopliae* y *S. lato* ha sido estudiada ampliamente en hatos ganaderos del mundo, considerándolos inocuos para el medio ambiente y la salud humana, tomando gran interés en su uso como acaricidas (Quinelato et al., 2012; Pulido et al., 2015;).

## 7. Investigaciones realizadas en hemoparásitos

Según Soto (2010), el ganado bovino faenado en la Empresa Metropolitana de Rastro de Quito (EMRQ) se muestrearon 181 ejemplares bovinos (140 machos y 41 hembras) y utilizando la prueba cELISA, PCR y tinción Giemsa, los resultados fueron: 28.18% positivas a tinción Giemsa (figura 1), el 91.71% positivos al PCR y el 91.16% positivas por cELISA; concluyendo que los animales más susceptibles *A. marginale* son animales jóvenes menores de un año; seguido de animales mayores de 36 meses y los menos susceptibles son animales que se encuentra entre 13 meses y 35 meses (Tabla 2) por eso motivo en estudios posteriores se debía aplicar solamente pruebas PCR y cELISA y evitar la prueba de tinción Giemsa ya que esta prueba tiene muy poca especificidad comparada con la otras.

Tabla 2. Animales muestreados para identificar para *A. marginale* según la edad entre el año 2010

---

Edades/ meses	Positivo (+) o negativo (-)	Animales	% de infección
0-12	+	12	36.36
	-	21	-
13-36	+	12	20.88%
	-	79	-
36	+	20	35.09%
	-	37	-
Total		181	
Sexo			
Machos	+	108	71.14%
	-	32	22.86%
Hembra	+	22	53.66%
	-	19	46.34%
Resultados			
PCR	+	166	91.71%
	-	15	8.29%
Tinción Giemsa	+	51	28.18%
	-	130	71.82%

---

ELISA	+	165	91.16%
	-	15	8.29%

Fuente: Soto (2010)

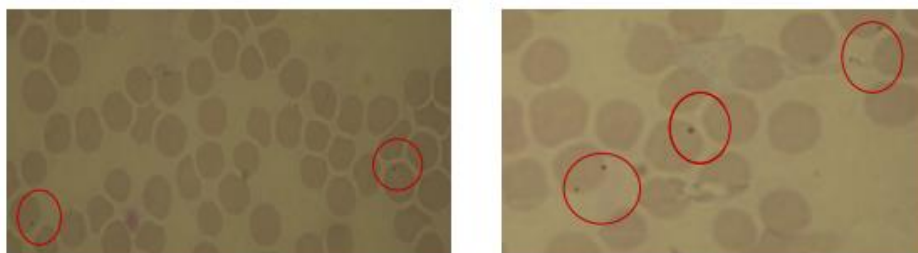


Figura 1. Diagnostico de *A. marginale* por el metodo de tincion Giemsa.

Fuente: Soto (2010).

Según Mercado et al. (2011), en el Municipio de Ixiamas, Primera Sección de la Provincia Abel Iturralde Bolivia, altura varía entre 137 y 2348 m.s.n.m. Se recolectaron muestras entre mayo-agosto de 2010, un total de 160 muestras de sangre de ganado bovino mestizo, 129 machos y 31 hembras las cuales fueron tomadas de la oreja, el diagnostico se realizó por el método de coloración Giemsa, concluyo que los resultado obtenido de *A. marginale* 6.90% (11/160) y *Babesia* spp 3.13% (5/160) estos resultados son relativamente bajos comparados con otros autores, esto es debido a que los animales que se le aplico este estudio eren animales asintomáticos, por eso a través de extendido no se puede identificar los cuerpos de inclusión en los eritrocitos, probablemente fallo aplicar otro tipo de método diagnóstico para poder encontrar un prevalencia mayor en el estudio. Las hembras son más

susceptibles a los hemoparasitos debido que se encontraban en producción láctea y estaban en el pico de la enfermedad (Figura 2, 3 y 4).

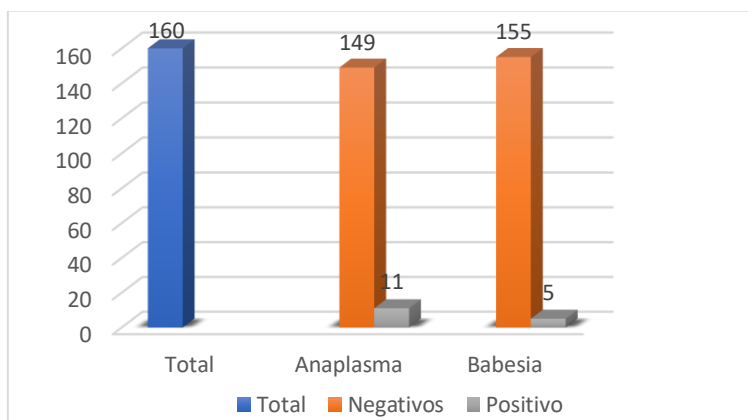


Figura 2. Distribución porcentual de *Babesia* spp y *Anaplasma* spp en el ganado mestizo.

Fuente Mercado et al. (2011).

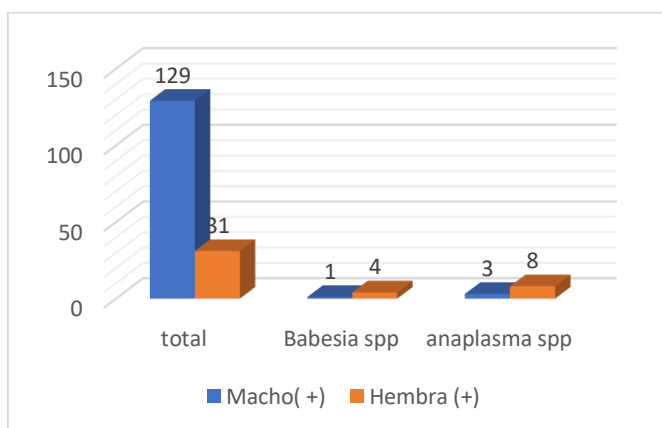


Figura 3. Distribución de *Babesia* spp y *Anaplasma* spp en machos y hembras mestizos. Fuente Mercado et al. (2011).

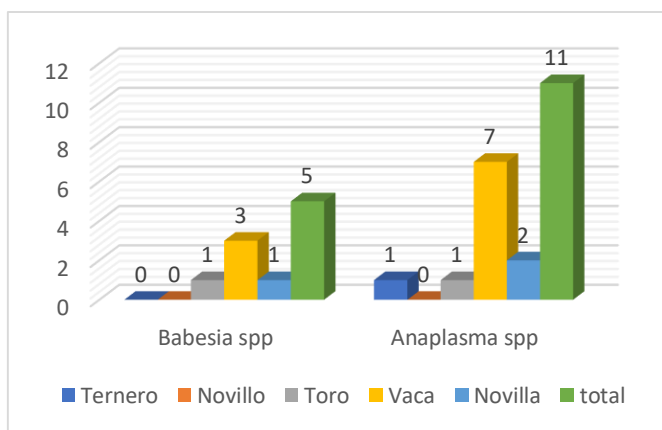


Figura 4. Distribución de *Babesia* spp y *Anaplasma* según la edad.

Fuente Mercado et al. (2011).

Según Corona et al. (2011), en la Habana Cuba, se excogieron 113 hembras bovinas a las cuales se le extrajo sangre de la cara interna de la oreja para los extendidos y posteriormente aplicar la tecnica de tición Gimsa, y para el PCR la sangre se obtubo mediante la puncion de la vena coccigea, la cual fue almacenada en tubos de cristal de fondo plano (polylabo) imprenado con 10 mg de EDTA; los resultados obtenidos fueron: 22/113 (19.46%) semovintes positivos *A. marginale* diagnosticados con el metodo de tincion Giemsa y 96/113 (84.96%) ejemplares positivos *A. marginale*, por el metodo de PCR (Tabla 3); los animales que salieron positivos al frotis sanguineo se encontraban en un pico de la *Rickettsemia* alrededor del 0.1% - 2% por lo tanto los niveles del parasitemia se encuentran aumentados y esto facilita la observacion a traves del microscopio, pero cuando los animales son asintomaticos los niveles de parasitemia se encuentra entre 0.0025% - 0.00025% por ese



motivo hay que utilizar el PCR, el cual es capaz de detectar niveles de parasitemia mínimos concluyendo que es recomendable el uso del PCR en el diagnóstico de *A. marginale*; al utilizar otro método como las tinciones dan muchos falsos positivos, debido a esto diagnósticos errados se sigue deseminando el *A. marginale* en las ganaderías de la Habana Cuba (Tabla 3).

Según Blanco et al. (2016), en el departamento de Córdoba se evaluaron 131 bovinos de la raza Gyr puro de ambos sexos, diferentes pesos, edades y etapas productivas; se analizaron por el método de colorante de Wright y se fijaron en la placa, los animales muestreados los resultados fueron 20.6% positivos *A. marginale* y 3.05% positivos *Babesia* spp; concluyendo que la zona de estudio ofrece condiciones favorables para la proliferación de garrapatas el cual es el principal vector transmisor de *A. marginale* y *Babesia* spp; el problema más grande de las ganaderías de Córdoba es que muchos ejemplares bovinos son asintomáticos los cuales sirven como reservorio del microorganismo, y así poder seguir la proliferación en otros animales con la ayuda del vector (Tabla 3).

Tabla 3. Diagnóstico de *Anaplasma* y *Babesia* por PCR, tinción Giemsa en Cuba 2011 y por la tinción Wright Colombia 2016

Tipo de prueba	Positivo (+) o negativo (-)	# animales	% de infección	<i>A. marginale</i>	<i>Babesia</i> spp	<i>A. marginale</i> y
----------------	-----------------------------	------------	----------------	---------------------	--------------------	-----------------------

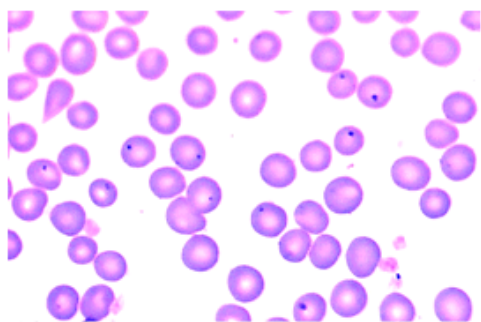
<i>Babesia</i>						
spp						
Numero de muestras del ganado 113%*						
PCR	+	96	84.96 %*	96	-	-
	-	17	15.04 %*	-	-	-
Tinci ón	+	22	19.47 %*	22	-	-
Giemsa	-	91	80.53 %*	-	-	-
Numero de muestras del ganado 131%*						
Wrig ht	+	27* *	20.6% **	- 27**	4**	1**
	-	104 **	-	-	-	-

Fuente: \*Corona et al. (2011); \*\*Blanco et al. (2016)

Según Muñoz et al. (2017), en Ecuador en la provincia de Chinchipe, se seleccionaron 600 muestras de sangre bovina, procedentes de diferentes ganaderías, los resultados sobre *A. marginale* fue de 297/600 (49.5%) resultaron positivas; en algunos casos se encontraron

varios eritrocitos parasitados por campo (Figura 5). La susceptibilidad según la edad de *A. marginale* es de 62.67% de novillas y novillos de 12- 18 meses, seguidos de menores de 9 meses con 59.67%, posteriormente de 19-36 meses con una susceptibilidad 45.67% y por ultimo lo de 36-72 meses con una susceptibilidad de 47.67% ; concluyendo que estos resultados demuestran una elevada prevalencia del hemoparásito en las explotaciones ganaderas de la provincia de Chichipe, a pesar de que este método es útil para el diagnóstico en la fase aguda de la enfermedad, también es necesario realizar otros métodos diagnóstico con mayor especificidad para estudios posteriores (Tabla 4).

Según García, (2019), en Ecuador se recolectaron 462 muestras de sangre bovino, 198 semovientes tipo leche, 196 doble propósito y 68 ganadería de carne, de los cuales 32 y 430 hembra; concluyendo que la provincia de Manabí presenta una prevalencia de 64.34% para *Babesia* spp a través del método PCR pero no se encontró ningún factor de riesgo asociado; esta prevalencia en los hatos ganaderos generan altas pérdidas en las explotaciones ganaderas como pérdidas directa como indirectas, es necesario evaluar en los hatos del estudio la prevalencia para otros hemoparásitos a través del PCR (Tabla 4).



*Figura 5.* Visualización microscópica de eritrocitos bovinos infectados con cuerpos inclusión compatibles para *A. marginale*.

Fuente: Garcia (2019)

Tabla 4. Animales muestreados para identificar para *A. marginale* y *Babesia*. spp según la edad, sexo y tipo de explotación entre el año 2010- 2019.

Edades /meses	Ani males	% de infección	# de anim ales	% de infecci ón
-9	0*	_*	179* *	59.67%**
1 - 18.	21*	4.55%*	188* *	62.67% **
19 -36.	119 *	25.76%*	137* *	45.67% **

		241		143*	47.67%
	37 - 72	*	52.16%*	*	**
	73 - 96	57*	12.34%*	-	-
	97 +	24*	5.9%*	-	-
	Total	462*	100 %*	600**	-
Sexo					
	Machos	32*	6.93%*	139**	23.17% **
	Hembra	430	93.07%*	461**	76.83% **
Tipo de explotación					
	Carne	68*	14.72%*	-	-
	Leche	198	42.86%*	-	-
	Doble propósito	196	42.42%*	-	-
Resultados					
<i>Babesia spp</i>	PCR	Positivos	296*	64.3*	-
		Negativos	164*	35.6*	-
<i>A. Marginale</i>		Positivos	-	-	297
					49.5%**

---

Tinción	Negativos	-	-	303	50.5%**
Giemsa					

---

Fuente: \*Garcia. (2019); \*\*Muñoz et al. (2017).

Según Martínez et al. (2019), en Sucre Colombia se analizaron en total 215 semovientes bovinos de la raza cebú, 150 hembras y 65 machos, distribuidos según la edad en rangos entre 0 y 2 años 161/74.88%; entre 3 y 4 años 23/10.70%; entre 5 y 6 años 23/10.70%, y entre 7 y 9 años 8/3.72% ; las muestras se procesaron con el método de la tinción Giemsa y de PCR dúplex, los resultados de tinción fue de 1.4% (3/215) y el método de PCR duplex fue de 2.32%(5/215); concluyendo que los animales positivo a *B. bigemina*, se encontraban menores de 24 meses ya que estos animales no presentaban ningún síntoma clínico, los cuales se denominan animales asintomáticos, ni la presencia de garrapatas debido a que realizaban controles periódicos de artrópodos (Figura 5)

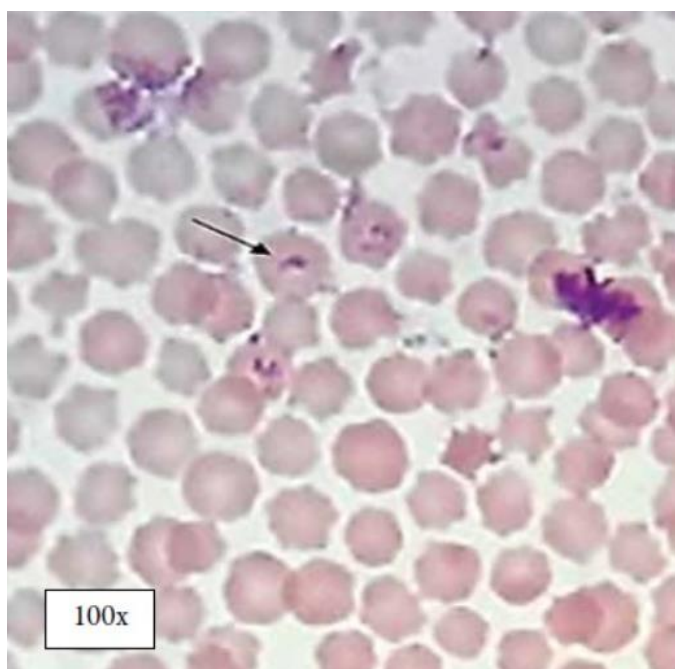


Figura 6. Observación microscópica de *B. bigemina* en frotis sanguíneo de bovinos. La flecha indica el merozoito de *B. bigemina* observado a través de microscopia óptica con objetivo 100X (Martínez et al., 2019).

Según Herrera et al. (2008), en bajo Cauca y Alto San Jorge Colombia, realizaron un estudio retrospectivo transversal donde se seleccionaron 2171 registro de bovinos los cuales fueron diagnosticados con hemoparásitos en el laboratorio Labevac durante el periodo 2000 - 2005; se le aplicó el método de la técnica de Giemsa para el diagnóstico de *Babesia* spp, *Anaplasma* spp y *Trypanosoma* spp; se evaluaron las siguientes variables: sistema de explotación (leche, carne y doble propósito); genética (mestizos y puros), clima (verano-invierno) y topografía, los resultados del estudio fueron *Anaplasma* spp, con un 61.8% (316/511), seguido de *Trypanosoma* spp con 33.3% (170/511) y *Babesia* spp con 4.9% (25/511); en un

porcentaje similar se observaron infecciones mixtas por *Anaplasma* y *Babesia*, *Trypanosoma* y *Anaplasma*, y *Trypanosoma* y *Babesia*. En este estudio se encontró una prevalencia para *Anaplasma* spp de 64.6%, para *Trypanosoma* spp de 34.8% y *Babesia* de 5.1%; concluyendo que la ganadería presenta una frecuencia de infección de *A. marginale* que es principal problema de las ganaderías en el departamento de Córdoba, el cual genera grandes pérdidas a las explotaciones ganaderas; también se encontró mayor infección de hemoparasitos en las épocas secas ya que esto facilita la proliferación por las condiciones climáticas donde los artrópodos e insectos desarrollan sus fases de reproducción a lo que conlleva a que la infestación de bovinos se incremente, igualmente las infecciones iatrogénicas es una vía para la transmisión de anaplasmosis, se ha observado incidencia elevadas de *A. marginale* después de los ciclos de vacunación por el uso de agujas sin esterilizar las cuales están contaminadas (Tabla 5)

Tabla 5. Evaluación de variables sexo, genética y tipo de explotación, estudio retrospectivo el cual se realizó en el año 2000 y 2005.

	% de infección	Bab esia spp	% de infección	<i>Tripano</i> <i>soma</i> spp	% de infección	# bovi nos
Tinción Giemsa						
	316	68,10%	170	4,9	25	33.3%
Tipo de explotación						



Carne	184	14.1%	13	1,1	125	9.60%	1302
Leche	19	16.40%	2	1,7	1	0.90%	116
Doble propósi to	78	19.7%	9	2,3	29	7.30%	395
<b>Genética</b>							
Mestizo	94	23.80%	10	2,5	31	7.80%	395
Puro	190	13.5%	14	1	127	9%	1409
<b>Clima</b>							
Invierno	105	12.40%	6	0,6	56	6.60%	847
Verano	211	15.90%	10	0,8	114	8.60%	1324

---

Fuente: Herrera et al. (2008).

### **Conclusiones**

Las ganaderías a nivel mundial están expuestas a los hemoparasitos, principalmente *Anaplasma Babesia* y *Tripanosoma* lo que conlleva a los ganaderos a tener grandes pérdidas económicas en cuanto al control de vectores y tratamiento de los animales sintomáticos.

La prueba más se utiliza por los investigadores es la tinción Giemsa, pero es una prueba que arroja muchos falsos positivos debido a que esta prueba no identifica animales asintomáticos ya que estos se encuentran con una parasitemia por debajo del 0.1 %; a los

animales que se le aplique esta prueba van a salir como negativos lo que sobrelleva a la proliferación de más animales con hemoparasitos gracias a diteros hematófagos.

### **Bibliografía**

- Ahmad, F. (2015). *Anaplasma marginale* and *Anaplasma phagocytophilum*: Rickettsiales pathogens of veterinary and public health significance. *Parasitol Res.*, 114(11), 349-3957.
- Alberton, L., Orlandini, C., Zampieri, T., Nakamura, A., Gonçalves, D., Piau, J., . . . Garcia, J. (2015). Eficacia del dipropionato de imidocarb, enrofloxacino e hidrocloreto de oxitetraciclina en el tratamiento de bovinos infectados naturalmente con *Anaplasma marginale*. *Arq. Bras. Med Vet Zootec*, 67(4), 1056-1062.
- Alvarez, A., Rojas, C., & Figueroa, J. (2019). Diagnostic Tools for the Identification of *Babesia* sp. in Persistently Infected Cattle. *Pathogens*, 8(3), 143.
- Asocebú. (2020). *Reseña histórica*. Recuperado el 17 de Marzo de 2020, de <https://www.asocebu.com/index.php/la-asociacion/resena-historica>
- Benavides, E., & Polanco, N. (2017). Epidemiología de hemoparásitos y endoparásitos en bovinos de zonas de reconversión ganadera en La Macarena (Meta, Colombia). *Rev. Med. Vet.*, 34, 115-136.
- Benavides, E., Polanco, N., Bentancurt, O., & Vizcaino, O. (2012). Criteria and Protocols to Diagnose Hemoparasites in Cattle. *Rev. Cienc. Animal*, 31-49.

- Betancur, O., Jimenez, D., & Giraldo-Rios, C. (2016). Reproductive failures associated with *Trypanosoma (Duttonella) vivax*. *Vet Parasitol*, 54-59.
- Blanco, R., Cardona, J., & Vargas, M. (2016). Prevalencia de parásitos hematópicos endoglobulares en bovinos gyr puros en Córdoba, Colombia. *Rev Md Vet*, 31, 67-74.
- Bolivar, M. (2013). Metodología diagnóstica para hemoparásitos dentro de la ganadería bovina con énfasis en la reacción en cadena de la polimerasa y su variante múltiple. *Rev de Salud Anim.*, 35(1), 1-9.
- Bradford, S. (2010). *Medicina interna de grandes animales* (cuarta ed.). Español, Barcelona: ELSEVIER.
- Calderón, A., Martínez, N., & Iguarán, H. (2016). bovine hemoparasites frequency from colombian caribbean region. *Rev. udcaactual. Dibulg. Cienc*, 19(1), 131-138.
- Canever, M., Vieira, L., Reck, C., Richter, L., & Miletti, L. (2014). First Evaluation of an Outbreak of Bovine Babesiosis and Anaplasmosis in Southern Brazil Using Multiplex PCR. *koreano J. parasitol*, 507-511. doi:10.3347 / kjp.2014.52.5.507
- Cordero del Campillo, M., Vázquez, F., Baños, P., Carvalhos, M., Quiros, H., Martínez, A., . . . Hernandez, S. (2000). *Parasitología Veterinaria*. Madrid, España: McGraw-Hill.
- Corona, B., & Martínez, S. (2011). Detección de *Anaplasma marginale* en bovinos, mediante la amplificación por PCR del gen msp5. *Rev Salud Anim*, 33(1), 24-31.

Corona, e., Rodríguez, M., & Martínez, S. (2004). Anaplasmosis bovina (bovine anaplasmosis).

*Rev Electrónica de Veterinaria REDVET*, 6(4), 1-7.

Cortes, J., Bentacurt, J., Cardenas, j., & Pulido, I. (2010). Distribution of Rhipicephalus

(Boophilus)microplus Ticks on Cattle and Farms fromAltiplano Cundiboyacense

(Colombia). *Ciencia y Tecnologia Agropecuaria*, 11(1), 73-84.

Departamento Administrativo Nacional de Estadística-DANE. (2015). *La ganadería bovina de*

*doble propósito, una actividad productiva sostenible bajo las buenas prácticas*

*ganaderas (BPGs)*. Recuperado el 16 de Marzo de 2020, de

[https://www.dane.gov.co/files/investigaciones/agropecuario/sipsa/Bol\\_Insumos31\\_abr\\_2015.pdf](https://www.dane.gov.co/files/investigaciones/agropecuario/sipsa/Bol_Insumos31_abr_2015.pdf)

Fedegan. (2012). *Lechería especializada de trópico alto mejorará su productividad*. Recuperado

el 16 de marzo de 2020, de [https://www.fedegan.org.co/noticias/lecheria-especializada-](https://www.fedegan.org.co/noticias/lecheria-especializada-de-tropico-alto-mejorara-su-productividad)

[de-tropico-alto-mejorara-su-productividad](https://www.fedegan.org.co/noticias/lecheria-especializada-de-tropico-alto-mejorara-su-productividad)

Fedegan. (2019). *Inventario Ganadero*. Recuperado el 17 de Marzo de 2020, de

<https://www.fedegan.org.co/estadisticas/inventario-ganadero>

Ferreras, A., García, I., Gato, A., & Ferreras, P. (2014). Infecciones por protozoos

hemoflagelados: leishmaniasis, enfermedad de Chagas y tripanosomiasis africana.

*Medicine*, 11(54), 3194-3207.

Gallego, J. (2006). *Manual de parasitología morfología ybiología de loa parasitos de interes*

*sanitario*. Barcelona, España.

- García, M. (2019). Diagnostico molecular y prevalencia de Babesia spp. Mediante PCR-RFLP en ganado bovino en la provincia de Manabi-Ecuador. *Trabajo de grado* (pág. 81). Manabi-Ecuador: Universidad de Fuerzas Armadas inovacion para la ciencia ESPE. Recuperado el 17 de Marzo de 2020, de <http://repositorio.espe.edu.ec/bitstream/21000/21061/1/T-ESPE-039853.pdf>
- Gomez, D., & Rueda, A. (agosto de 2011). Productividad del sector ganadero bovino en Colombia duarnte los años 2000 a 2009. *Trabajo de grado* (pág. 89). Bogota-Colombia: Colegio Mayor Nuestra Señora del Rosario. Recuperado el 17 de marzo de 2020, de <https://repository.urosario.edu.co/bitstream/handle/10336/2629/1047396260-2011.pdf;jsessionid=2D660538037362940EE072E2AA2B63E4?sequence=1>
- Gómez, E., Boada, A., Bretaña, A., Contreras, M., García, F., & Bello, A. (2014). Comparative Morfometric of five Venezuelan Trypanosoma vivax isolates. *Rev. Fac. Cienc. vet*, 55(1), 25-33.
- Gomez, G. (2008). *Enciclopedia bovina* (Primera edición ed.). Mexico.
- Herrera, M., Soto, Á., Urrego, V., Rivera, G., Zapata, M., & Rios, L. (2008). Frecuencia de hemoparasitos en bovinos del bajo Cauca y alto de san jorge, 2000-2005. *Rev M.V.Z de Córdoba*, 13(3), 1486-1494.
- Howell, J., Ueti, M., Palmer, G., Scoles, G., & Knowles, D. (2010). Terneros infectados persistentemente como reservorios para la adquisición y transmisión transovárica de

- Babesia bovis por Rhipicephalus (Boophilus) microplus. *Journal of Clinical Microbiology*, 45(10), 3155-3159. doi:10.1128 / JCM.02168-09
- Jaimes, J., Triana, O., & Mejía, A. (2017). Parasitological and molecular surveys reveal high rates of infection with vector-borne pathogens and clinical anemia signs associated with infection in cattle from two important livestock areas in Colombia. *Journal of Parasitology*, 8(2), 290-299.
- Lempereur, L., Beck, R., Fonseca, I., Marques, C. D., Santos, M., Zuquete, S., . . . Zintl, A. (2017). Pautas para detección de parásitos de Babesia y Theileria. *Enfermedades Transmitidas por vectores y Zoonóticas*, 17(1), 35-39.
- López, C., Artieda, R., Mera, R., Muñoz, S., Guerra, E., Cuadrado, C., . . . Montero, A. (2017). Fasciola hepatica: relevant aspects in animal health. *J. Selva Andina Anim Sci.*, 4(2), 137-146.
- Manteiga, E. (2009). *Estudio clínico, laboratorio y ecográfico de la babesiosis canina en Galicia*. Tesis Doctoral, Universidad Santiago de Compostela Facultad de Veterinarias Departamento de Ciencias Clínicas Veterinarias, España.
- Martínez, M., Caraballo, L., & Blanco, P. (2019). Babesia bigemina en bovinos del Municipio Los Palmitos (Sucre, Colombia). *Rev. Cienc. Tecnol. Agropecuaria*, 20(1), 29-40.
- Martins, C., Madruga, C., Koller, W., Araújo, F., Soares, C., Kessler, R., . . . Marques, L. (2008). Dinâmica de infecção de Trypanosoma vivax em rebanho bovino mantido numa

- área de transição entre o Pantanal e o planalto de Mato Grosso do Sul. *Pesq. Veterinario. Bras*, 28(1), 51-56.
- Mercado, A., Murguía, M., Aliaga, R., & Cahuana, J. (2011). Frecuencia de *Anaplasma marginale* (Theiler 1910) y *Babesia* sp en bovino mestizo Cebú, en el Municipio de Ixiamas provincia Abel Iturralde Departamento de La Paz, Bolivia. *J. Selva Andina Res. Soc.*, 1(2), 13-23.
- Merck. (2007). *Manual de merck de veterinaria* (6 ed.). Barcelona, España: Oceano/centrum.
- Mosqueda, J., Olvera, A., Aguilar, G., & Cantó, G. (2012). Current Advances in Detection and Treatment of Babesiosis. *Curr. Med. Chem.*, 19(10), 1504-1518.
- Muñoz, R., Ayora, P., Luzuriaga, A., Corona, B., & Martínez, S. (2017). Prevalence of *Anaplasma marginale* in cattle from Zamora Chinchipe province, Ecuador. *Rev. Salud Anim.*, 39(1), 68-74.
- Pedrosa, A. (1999). Chain Reaction of Polymerase. *Rev. Archivo Med. Camaguey*, 3(2).
- Pinilla, C., Flórez, P., Sierra, M., Morales, E., Sierra, R., Vásquez, M., . . . Ortiz, D. (2018). Prevalencia del parasitismo gastrointestinal en bovinos del departamento Cesar, Colombia. *Rev. Investig. Vet. Peu*, 29(1), 278-283.
- Pulido, M., Rodríguez, R., García, D., Díaz, A., & Andrade, R. (2015). Evaluation of Efficacy of MaF1309® Strain of *Metarhizium anisopliae* in Biological Control of Adult Ticks *Rhipicephalus microplus* in Tunja, Colombia. *Rev. Fca cien. Vet*, 56(2), 80-86.

- Quinelato, S., Golo, P., Perinotto, W., Sá, F., Camargo, M., Angelo, I., . . . Bittencourt, V. (2012). Potencial de virulencia de los aislados de *Metarhizium anisopliae* en larvas de microplus de *Rhipicephalus (Boophilus)*. *Veterinary Parasitology*, *190*(3-4), 556-65.
- Quiroz, R. (1991). *Parasitología y enfermedades parasitarias en animales domesticos*. Mexico: Limusa.
- Quispe, P., Chávez, A., Casas, E., Trigueros, A., & Suárez, F. (2003). Prevalencia de *Trypanosoma vivax* en bovinos de cuatro distritos de la provincia de Coronel Portillo, Ucayali. *Rev. Ivestig. Vet. Peru*, *14*(2), 161-165.
- Radwanska, M., Vereecke, N., Deleeuw, V., Pinto, J., & Magez, S. (2018). Salivarian Trypanosomosis: A Review of Parasites Involved, Their Global Distribution and Their Interaction With the Innate and Adaptive Mammalian Host Immune System. *Scientific Journal Borders in Immunology*, *9*(1), 253- 255. doi:10.3389 / fimmu.2018.02253
- Reyes, I., Cruz, C., Sahagún, Á., Ramos, M., & Medina, L. (2018). Control de *Haematobia irritans* y *Stomoxys calcitrans* con *Metarhizium anisopliae* en ganado naturalmente infestado. *Rev. MVZ de Cordoba*, *24*(1), 70-91.
- Ríos, A., Zapata, R., Reyes, J., Mejía, J., & Baena, A. (2010). Estabilidad enzoótica de babesiosis bovina en la región de Puerto Berrío, Colombia. *Rev. Científica*, *20*(5), 485-492.



- Rivera, B., & Aycardi, E. (Jul de 1985). Epidemiological evaluation of external parasites in Cattle from the Brazilian cerrados and the Colombian eastern plains. *Zentralbl Veterinarmed B*, 32(6), 417-24.
- Rodríguez, R. I., Aguilar, A. R., Gertrudiz, B. E., Garcia, Z. S., Cruz, R. R., & Sanchez, H. F. (12 de 10 de 2006). Manual técnico para el control de garrapatas en el ganado bovino. *Publicación tecnica # 4* (pág. 37). Mexico: Universidad Autonoma de Yucatán Facultad de Medicna Veterinaria y Zootecnia. Recuperado el 10 de 03 de 2020, de [http://ampave.org/archivos%20apoyo/Manual\\_tecnico.pdf](http://ampave.org/archivos%20apoyo/Manual_tecnico.pdf)
- Romina, S. (2010). *Identificación y caracterización de antígenos de Babesia bigemina*. Tesis Doctoral, Universidad de Buenos Aires Facultad de Ciencias Extras y Naturales, Buenos Aires.
- Seo, M.-G., Ouha, a.-O., Kwonb, O.-D., & Kwak, D. (2018). Detencion molecular de Anaplasma phagocytophilum-like Anaplasma spp. y A. phagocytophilum en bovino de Corea del Sur. *Mol. Phylogenet Evol*, 126(1), 23-30.
- Sepúlveda, A., Pulido, M., Rodriguez, J., & Garcia, D. (2017). Eficiencia in vitro de hongos enteropatógenos y productos químicos sobre Rhipicephalus microplus. *Rev. Vet y Zootecnia*, 11(2), 67-80. doi:10.17151/vetzo.2017.11.2.6
- Soto, K. (2010). Determinar la prevalencia de anaplasmosis en el ganado bovino faenado en la Empresa Metropolitana de Rastro de Quito (EMRQ) mediante la aplicación de las técnicas de diagnóstico: Microscopía de frotis sanguíneos, PCR y cELISA. *Tesis de*

*grado* (pág. 127). Sangolquí-Ecuador: Escuela Politecnica del Ejercito. Recuperado el 16 de Marzo de 2020, de <http://repositorio.espe.edu.ec/xmlui/bitstream/handle/21000/2846/T-ESPE-030491.pdf?sequence=1&isAllowed=y>

Stijlemans, B., Brys, L., Korf, H., Bieniasz, P., Sparkes, A., Vansintjan, L., . . . Baetselier, P. (2016). MIF-Mediated Hemodilution Promotes Pathogenic Anemia in Experimental African Trypanosomosis. *Rev. Med. Plos Pathogens*, *12*(9), 430-63.

Tate, C., Howerth, E., Mead, D., Dugan, P., Sahora, A., Davidson, W., & Yabsley, M. (Feb de 2013). *Anaplasma odocoileisp. nov.* (familia Anaplasmataceae) de venado cola blanca (*Odocoileus virginianus*). *Ticks Tick Borne/Dis.*, *4*(1-2), 110-9.

Tofiño, A., Ortega, M., Pedraza, B., Perdomo, S., & Moya, D. (2018). Efectividad de *Beauveria bassiana* (Baubassil®) sobre la garrapata común del ganado bovino *Rhipicephalus microplus* en el Departamento de la Guajira, Colombia. *Rev. Argentina de Microbiologia*, *50*(4), 426-430.

Zapata, R., Cardona, E., Reyes, J., Triana, O., Peña, V., Ríos, L., . . . Polanco, D. E. (2017). Bovine trypanosomiasis in dairy farming in the high tropics: First report of *Haematobia irritans* as the main vector for *T. vivax* and *T. evansi* in Colombia. *Rev Med. Vet*, *33*, 21-34.

Zapata, R., Lara, N., Baena, A., Reyes, J., & Ríos, L. (2011). Seroprevalencia de babesiosis bovina en la hacienda Vegas De La Clara , Gómez Plata (Antioquia). *Rev. Vet.*(21), 63-71.

Zapata, R., Mesa, J., Mejía, J., Reyes, J., & Ríos, L. (2009). Frecuencia de infección por *Trypanosoma* sp. en búfalos de agua (*Bubalus bubalis*) en cuatro hatos bufaleros de Barrancabermeja, Colombiabúfalos de agua (*Bubalus bubalis*) en cuatro hatos bufaleros de Barrancabermeja, Colombia. *Rev. Colom. Cienc. Pecuaria*, 22(1), 25-32.