



FACULTAD CIENCIAS DE LA SALUD

PREVALENCIA DE HEMOPARÁSITOS (*Trypanosoma* spp, *Anaplasma* spp, *Babesia* spp.) EN TRES NÚCLEOS PRODUCTORES BOVINOS, DE LA PARROQUIA DE SANTA ROSA, CANTÓN EL CHACO, PROVINCIA DEL NAPO

Trabajo de Titulación presentado en conformidad con los requisitos establecidos para optar por el título de Médico Veterinario Zootecnista

**Profesor Guía
Francisco de la Cueva**

**Autor
Oscar Daniel Vargas Cano**

**Año
2014**

DECLARACIÓN DEL PROFESOR GUÍA

“Declaro haber dirigido este trabajo a través de reuniones periódicas con el estudiante, orientando sus conocimientos y competencias para un eficiente desarrollo del tema escogido y dando cumplimiento a todas las disposiciones vigentes que regulan los Trabajos de Titulación”.

Francisco De La Cueva

170797973-6

DECLARACIÓN DE AUTORÍA DEL ESTUDIANTE

“Declaro que este trabajo es original, de mi autoría, que se han citado las fuentes correspondientes y que en su ejecución se respetaron las disposiciones legales que protegen los derechos de autor vigentes”.

Oscar Daniel Vargas Cano

171410921-0

AGRADECIMIENTOS

A mi madre, por todo su apoyo y por sacarme adelante en tiempos difíciles. A mi hermano Fernando por estar siempre conmigo cuando más lo necesitaba. A mi hermano Richard pese a la lejanía siempre estaba preocupado por mí.

A mis tíos Silvy y Galito porque siempre están con nosotros en todo momento. A mi tía Susy, sus consejos me hicieron mejorar.

Al Dr. Argotti y Dra. Cárdenas por sus enseñanzas y por la confianza depositada en mí.

A mi tutor, Dr. de la Cueva por su ayuda y su tiempo en estos meses de elaboración de la tesis.

A mis amigos/as por haber cooperado en esta tesis, su apoyo incondicional fue de mucha ayuda.

DEDICATORIA

Dedico esta tesis al ser que su luz se apagó pero siempre brilló en mi corazón y en el cielo a mi Papá Joaquín Vargas, este logro va por usted, su legado quedó impregnado en sus hijos y nietos.

RESUMEN

El propósito de la presente investigación fue determinar la prevalencia de hemoparásitos presentes en tres núcleos de producción bovina, en la parroquia de Santa Rosa, provincia del Napo, donde se incluye la identificación de los hemoparásitos existentes. Para ello se evaluaron 55 muestras utilizando dos técnicas: Técnica de frotis sanguíneo in situ obtenido de la vena marginal de la oreja y la de frotis sanguíneo realizado en el laboratorio, a partir de las muestras de sangre tomadas de la vena coccígea enviadas en tubos de ensayo de 4.5 ml con anticoagulante (EDTA).

Mediante el frotis in situ se determinó que el 69.10% de los animales muestreados en las tres propiedades en estudio presentaron hemoparásitos, distribuidos de la siguiente manera: Babesia bigemina 43.6%, Anaplasma marginale 20% e infecciones mixtas 5.5%, en donde se encontró diferencia significativa $p > 5$ (2.919) con mayor presencia de babesia frente a anaplasma. Simultáneamente el frotis realizado en laboratorio determinó que el 7.27% de los animales muestreados presentaron hemoparásitos distribuidos de la siguiente manera: Babesia bigemina 3.6% y Anaplasma marginale 4%, por lo tanto existe una gran diferencia en relación con los animales positivos con la primera prueba, mostrando en esta segunda prueba muchos falsos negativos ya que la muestra ideal para identificar hemoparásitos se obtiene de sangre periférica, además, el frotis se debe realizar en un máximo de seis horas, en nuestro caso debido a la distancia de las fincas en estudio al laboratorio no se pudo efectuar a tiempo el frotis, encontrando diferencia significativa entre las dos pruebas.

No se encontró ningún animal con tripanosoma ya que no existe el vector principal que es el tábano, pero la garrapata (*Boophilus microplus*) también es la causante en un menor grado de ser vector de dicho hemoparásito.

Se comparó las tres fincas en estudio, encontrando que la Finca 3 es la más afectada seguida de la Finca 1 y por último la Finca 2 esto se atribuye al deficiente control de vectores, falta de conocimiento de los ciclos evolutivos de

los mismos y el uso de agujas contaminadas, encontrando diferencias significativas entre enfermos vs sanos.

Palabras claves: Anaplasmosis, Babesiosis, Tripanosomiasis, Garrapatas

ABSTRACT

The current research is intended to determine prevalence of hemoparasites in three bovine breeding cores, in Santa Rosa parish, Napo province, including identification of parasites. 55 samples were assessed by using two techniques: in situ blood smear, obtained from a marginal vein of the ear and a blood smear made in the laboratory, using blood samples taken from the coccygeal vein, sent in 4.5 ml test tubes with anticoagulant (EDTA).

Through an in situ smear, it was determined that 69.10% of sampled animals in surveyed farms showed hemoparasitos, distributed as follows: *Babesia bigemina* 43.6%, *Anaplasma marginale* 20% and mixed infections 5.5%, where a significant difference was found $p > 5$ (2.919) with a higher prevalence of babesia in front of anaplasma. Simultaneously, the smear made in the laboratory showed that 7.27% of sampled animals had hemoparasites distributed as follows: *Babesia bigemina* 3.6% and *Anaplasma marginale* 4%; hence, there is a great difference in comparison to positive animals in the first test, with several false negatives in the second test, because an ideal sample to identify hemoparasites is obtained from peripheral blood; besides, the smear should be made in a maximum of six hours. In our case due to the distance between study farms and the laboratory, smear time was not observed, and a significant difference was found between the two tests.

No animal was found with tripanosoma because the main vector, gadfly is existent in the place, but tick (*Boophilus microplus*), which is also a cause in a lower extent; in case it becomes a vector for such hemoparasite.

Study farms were purchased, Farm 3 was more affected than Farm 1, and finally Farm 2, due to insufficient vectors control, lack of information on their life cycles and the use of contaminated needles; significant differences were found between ill vs. healthy subjects.

Keywords: Anaplasmosis, Babesiosis, Trypanosomiasis, ticks

ÍNDICE

CAPITULO I: INTRODUCCIÓN	1
1.1. Antecedentes	1
1.2. Objetivo General.....	3
1.3. Objetivos Específicos	3
1.4. Justificación	3
CAPITULO II: MARCO TEÓRICO	5
2.1. Antecedentes Investigativos	5
2.2. Hemoparásitos	7
2.2.1. Anaplasma	7
2.2.2. Babesia	8
2.2.3. Tripanosoma	9
2.3. Vectores	10
2.3.1. Garrapatas	10
2.3.1.1. Clasificación.....	11
2.3.1.2. Morfología.....	14
2.3.1.3. Ciclo biológico.....	16
2.3.2. Moscas.....	17
2.4. Hemoparasitosis	19
2.4.1. Anaplasmosis.....	19
2.4.1.1. Definición	19
2.4.1.2. Etiología.....	19
2.4.1.3. Signos clínicos	19
2.4.1.4. Diagnóstico diferencial	20

2.4.1.5. Diagnóstico	20
2.4.1.6. Fisiopatología.....	22
2.4.1.7. Epidemiología	22
2.4.1.8. Tratamiento.....	23
2.4.1.9. Prevención y control	24
2.4.2. Babesiosis.....	24
2.4.2.1. Definición	24
2.4.2.2. Etiología	24
2.4.2.3. Signos clínicos	25
2.4.2.4. Diagnóstico diferencial	26
2.4.2.5. Diagnóstico	26
2.4.2.6. Fisiopatología.....	28
2.4.2.7. Epidemiología	29
2.4.2.8. Tratamiento.....	30
2.4.2.9. Prevención y control	30
2.4.3. Tripanosomosis.....	31
2.4.3.1. Definición	31
2.4.3.2. Etiología	31
2.4.3.3. Signos Clínicos	31
2.4.3.4. Diagnóstico diferencial	32
2.4.3.5. Diagnóstico	33
2.4.3.6. Fisiopatología.....	34
2.4.3.7. Epidemiología	35
2.4.3.8. Tratamiento.....	36
2.4.3.9. Prevención y control	36
CAPITULO III: METODOLOGÍA	37

3.1. Diseño de la Investigación	37
3.2. Unidad de estudio de la investigación	37
3.3. Ubicación de las fincas	37
3.4. Características de las fincas en estudio	39
3.5. Población y muestra.....	39
3.5.1. Población	39
3.5.2. Muestra	39
3.5.3. Toma de muestras	40
3.5.4. Método de campo	40
3.5.4.1. Método para la obtención de muestra sanguínea	40
3.5.5. Método de laboratorio	41
3.5.5.1. Preparación frotis sanguíneo	41
3.5.5.2. Método de coloración Diff-Quick.....	41
3.6. Materiales.....	42
3.7. Hipótesis	43
3.8. Variables	43
CAPITULO IV: RESULTADOS Y DISCUSIÓN	44
4.1. Enfermos vs Sanos	44
4.1.1. Resultado Global (Muestra in situ).....	44
4.1.2. Resultado Global (Muestra EDTA 24 horas).....	45
4.1.3. Resultado Finca # 1 (Muestra in situ).....	47
4.1.4. Resultado Finca # 2 (Muestra in situ).....	48
4.1.5. Resultado Finca # 3 (Muestra in situ).....	49
4.2. Resultado total por hemoparásito e infecciones mixtas.....	51

4.2.1. Muestra in situ.....	51
4.2.2. Muestra EDTA 24 horas.....	53
CAPÍTULO V: CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES	55
5.1. Conclusiones	55
5.2. Recomendaciones	55
REFERENCIAS.....	57
ANEXOS.	62

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1. Etiología, hospedador y localización geográfica de Trypanosoma spp.	31
Tabla 2. Características de manejo de las fincas en estudio	39
Tabla 3. Enfermos vs Sanos (Muestra in situ)	44
Tabla 4. Enfermos vs Sanos (Muestra EDTA 24 horas)	45
Tabla 5. Enfermos vs Sanos Finca # 1 (in situ).....	47
Tabla 6. Enfermos vs Sanos Finca # 2 (in situ).....	48
Tabla 7. Enfermos vs Sanos Finca # 3 (in situ).....	49
Tabla 8. Hemoparásitos existentes (in situ).....	51
Tabla 9. Hemoparásitos existentes (EDTA 24 horas).....	53

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Mapa de la ubicación de la parroquia de Santa Rosa	38
Figura 2. Mapa satelital de la ubicación de la parroquia de Santa Rosa	38
Figura 3. Porcentaje Enfermos vs Sanos (Muestra in situ).....	44
Figura 4. Porcentaje Enfermos vs Sanos (Muestra EDTA 24 horas).....	45
Figura 5. Porcentaje Enfermos Vs Sanos Finca # 1 (in situ)	47
Figura 6. Porcentaje Enfermos Vs Sanos Finca # 2 (in situ)	48
Figura 7. Porcentaje Enfermos Vs Sanos Finca # 3 (in situ)	49
Figura 8. Prevalencia hemoparásitos (in situ).....	51
Figura 9. Prevalencia hemoparásitos (EDTA 24 horas)	54

CAPITULO I: INTRODUCCIÓN

1.1. Antecedentes

Las hemoparasitosis que constan en la presente investigación son anaplasmosis, babesiosis y tripanosomosis. La anaplasmosis es una enfermedad que se caracteriza por una anemia progresiva, asociada a una infección intraeritrocitaria causada por una bacteria gram negativa la cual es *Anaplasma marginale*, la más patógena en bovinos. La babesiosis es una enfermedad intraeritrocitaria causada por parásitos protozoos de los géneros *Babesia*, como por ejemplo *B. bigemina* y *B. bovis*, esta última es la más virulenta. La tripanosomosis es una enfermedad que afecta al hombre y animales causada por protozoos flagelados que viven en la sangre fuera de los eritrocitos como lo son *T. vivax*, *T. congolense*, *T. brucei*, *T. evansi* y *T. theileri*. Las hemoparasitosis bovinas a nivel mundial tienen una distribución que se extiende desde los círculos polares al ecuador, debido a que existe una difusión mundial de los vectores (garrapatas o moscas hematófagas) causantes de dichas patologías. Se debe añadir que la vegetación juega un papel importante ya que establece el microclima en el cual las garrapatas pueden moverse y ovopositar (Zwarth, 1985)

En Estados Unidos, la Anaplasmosis (*A. marginale*) existe independientemente de las principales garrapatas vectoras, al contrario de las observaciones australianas, debido a que debe existir gran número de moscas picadoras en el momento de la parasitemia máxima de los animales. En 2006 no se disponía de vacunas ampliamente comercializadas contra anaplasmosis, una vacuna muerta está disponible en algunos estados como Florida, Luisiana, Texas, Oklahoma, Arkansas; aunque estas vacunas no cuentan con una plena certificación del Departamento de Agricultura de los Estados Unidos (USDA). (Zwarth, 1985) (Smith, 2010, pág. 1620).

En México es principalmente endémica en la península de Yucatán, en toda la región costera del Golfo de México, parte de la costa del Pacífico y el sur de la península de California (Quiroz, Figueroa, Ibarra y López, 2011).

En América latina las enfermedades causadas por hemoparásitos son parte de los factores limitantes del desarrollo y producción ganadera en el trópico debido a las pérdidas que estas acarrearán en las explotaciones ganaderas. En Venezuela, como en otras regiones del mundo donde estas enfermedades son endémicas, es difícil determinar las pérdidas debido a la carencia de estadísticas y la ocurrencia simultánea de estas enfermedades. El tratamiento con Tetraciclinas y diminaceno sin un previo diagnóstico es práctica común en las fincas de este país, esto es debido a la lejanía de los laboratorios o por la práctica empírica (Rey, 2004).

En Colombia las enfermedades por hemoparásitos ocasionan pérdidas superiores a las producidas por la fiebre aftosa. El costo terapéutico y el descenso de la productividad son elevados, en el año 1995 se manifestó que rodeaba los ciento sesenta y cuatro mil pesos (\$88.72) en una hembra lactando (Corpoica, 1996).

Ecuador debido a su ubicación tropical, ofrece condiciones ambientales favorables para la multiplicación de artrópodos. En el país se ha demostrado la presencia de la garrapata *Rhipicephalus (Boophilus) microplus* la cual es el principal vector de hemoparasitosis (Vasco, 2013).

En la Provincia del Napo según el tercer censo nacional agropecuario existen 50984 cabezas de ganado, con una producción de 36476 litros de leche al día (Magap, 2000). Estos datos son importantes para tener en cuenta que el impacto económico que las hemoparasitosis dejan son devastadoras, por ejemplo las pérdidas directas incluyen mortalidad y morbilidad de animales, reducción en la producción de leche y carne; y las pérdidas indirectas incluyen el tratamiento utilizado y las medidas de control.

En nuestro país se han realizado estudios de prevalencia de anaplasmosis desde el año 1968 donde el método diagnóstico fue aglutinación capilar y el lugar de estudio fue Santo Domingo de los Tsáchilas con una prevalencia del

62.85%, la última investigación fue realizada en la Empresa Metropolitana de Quito se comparó tres métodos diagnósticos los cuales fueron frotis sanguíneo donde la prevalencia fue del 28.18%, PCR 91.71% y ELISA del 91.16%, la mayoría de los animales provenían de Santo Domingo de los Tsáchilas (Soto, 2010).

En cuanto a Babesiosis se han efectuado investigaciones que indican la presencia de la enfermedad en el país, estas investigaciones se realizaron en el 2004 en las provincias de Esmeraldas y Guayas, el método diagnóstico utilizado fue el frotis sanguíneo, obteniendo prevalencias del 4.67% y 14% respectivamente, pero en la actualidad ya se han utilizado técnicas más sensibles como PCR (Hernández, 2012).

1.2. Objetivo General

Determinar la prevalencia de hemoparásitos en tres núcleos productores bovinos en la Parroquia de Santa Rosa

1.3. Objetivos Específicos

- Identificar los principales hemoparásitos en los tres núcleos productores.
- Establecer el mejor método diagnóstico para hemoparásitos.

1.4. Justificación

En la parroquia de Santa Rosa, aún no se ha determinado la presencia de hemoparásitos, sin embargo la visible infestación por ectoparásitos (garrapatas) y unas pocas manifestaciones clínicas de anemia (palidez de mucosas y debilidad) de sus animales, constituyen un importante indicio al respecto. Por lo tanto es fundamental que los productores estén informados sobre el tema, evitando la presencia de animales enfermos y logrando así mejorar los niveles de producción.

Las hemoparasitosis representan un problema de gran magnitud para los productores de dicha zona debido a las consecuencias que estas provocan a

nivel productivo y reproductivo de los animales que sufren dicha patología, por lo tanto existen grandes pérdidas económicas.

Además, por las entidades correspondientes no se ha ejecutado capacitaciones e investigaciones en esta zona a cerca de hemoparasitosis.

Por los puntos expuestos, creí oportuno realizar un estudio de prevalencia de hemoparasitosis en bovinos, con el objeto de divulgar los resultados y tomar las medidas necesarias para combatirla.

CAPITULO II: MARCO TEÓRICO

2.1. Antecedentes Investigativos

En un estudio realizado en 2 fincas del Estado de Guárico, Venezuela en época invernal (agosto-septiembre) se determinó la prevalencia de la tetralogía hemoparasitaria (*Trypanosoma vivax*, *Babesia bovis*, *Anaplasma* spp, *Babesia. bigemina*) en infecciones agudas y sus implicaciones sobre algunos valores hematológicos en 88 muestras sanguíneas bovinas de ambos sexos y diferentes edades. Los métodos diagnósticos fueron frotis sanguíneos coloreados, capa blanca cuantitativa e inmunofluorescencia indirecta. Los valores hematológicos en estudio fueron: hematocrito, hemoglobina, número de glóbulos rojos, volumen corpuscular medio, hemoglobina corpuscular media y concentración corpuscular media de hemoglobina. Tamasaukas y colaboradores comprobaron que en esta época existió una alta prevalencia de infecciones por dichos hemoparásitos, existiendo alteración en los valores de hematocrito y hemoglobina lo que confirma la presentación de la tetralogía hemoparasitaria (Tamasaukas, Aguirre, Ron, Roa y Cono, 2001).

Otra investigación usó microorganismos conservados (*Babesia* spp y *Anaplasma* spp) ya que son claves en la solución de los problemas causados por los hemotrópicos de interés veterinario en Venezuela aislados de *Anaplasma marginale*, *Babesia bigemina* y *Babesia bovis* criopreservados en nitrógeno líquido (- 19°C) por largo tiempo. Se inoculó en becerros esplenectomizados, para evaluar la viabilidad de los mismos. Se tuvo como resultado la alta patogenicidad de los aislados, presentando manifestaciones clínicas como fiebre, anorexia, incoordinación (*B. bovis*) y hemoglobinuria (*B. bigemina*). La virulencia de los hemoparásitos medida por la disminución del hematocrito, mostró mayor severidad para los aislados de *B. bigemina*, *A. marginale*. La criopreservación de estos parásitos permitirá la producción de antígenos en cantidad y calidad para análisis rutinarios de estas enfermedades desde los puntos de vista parasitológico, serológico y de biología molecular (Madrid, Fuentes, Romero, Alvarez y Espinoza, 2012).

Otra investigación tuvo como objetivo el detectar las especies *B. bovis* y *B. bigemina* en garrapatas *Rhipicephalus microplus*, estandarizando 2 técnicas de PCR, una convencional y otra en tiempo real las cuales detectan el ADN (pruebas diagnósticas más sensibles). Nos informa que se colectaron 1307 garrapatas de bovinos en 56 localidades de las provincias de Esmeraldas, Santo Domingo, Santa Elena, Pichincha, Imbabura, Napo, Sucumbíos y Galápagos. Se identificó las garrapatas de importancia para la extracción de ADN por medio de un kit (Quiagen), luego se procedió al análisis por medio de PCR para detectar fragmentos de 70 pb del gen 18s ARN ribosomal de *B. bovis* y *B. bigemina*. En PCR-RT, se efectuó un análisis de curva de fusión para diferenciar especies, en donde se formó picos de disociación a 75°C para *B. bigemina* y 81°C para *B. bovis*. La garrapata en cuestión se la encontró en el 91% de los predios en las 4 regiones del país. Se analizaron 100 muestras (PCR convencional) en donde se detectó 15, 20, 8 muestras positivas a *B. bovis*, *B. bigemina* y coinfecciones, respectivamente, en todas las regiones con excepción de Galápagos. Se concluyó que los protocolos utilizados en esta técnica son específicos y de una alta sensibilidad para ambas especies ya que se secuenciaron muestras positivas del 100% para *B. bovis* y *B. bigemina* (Vasco, 2009).

Otra investigación determinó la prevalencia de *Anaplasma marginale* en bovinos. Las muestras (#181) fueron tomadas en la Empresa Metropolitana de Quito, cabe recalcar que el mayor número de animales muestreados fue de la provincia de Santo Domingo, en donde se evaluaron por medio de frotis sanguíneo, PCR y ELISA. Por medio de frotis sanguíneo se obtuvo una prevalencia del 28.18% (51/181), por PCR fue del 91.71% (166/181) y por medio de ELISA fue del 91.16% (165/181). No existieron diferencias significativas con relación a la presencia de dicho hemoparásito, edad, sexo y procedencia de los animales. Se comparó las técnicas de frotis y ELISA con respecto a la de PCR, en donde se tomó en cuenta la sensibilidad, especificidad y valores predictivos, se obtuvo para frotis: sensibilidad del 28,92%, especificidad del 80%, valor predictivo positivo de 94.12% y valor

predictivo negativo del 9.23% para la identificación de *A. marginale*, para ELISA fue: sensibilidad del 96.39%, especificidad del 66.67%, valor predictivo positivo del 96.97% y valor predictivo negativo del 62.50 %, para la detección de anticuerpos IgG en los bovinos muestreados (Soto, 2010).

2.2. Hemoparásitos

2.2.1. Anaplasma

A *Anaplasma* spp, se las ha considerado por mucho tiempo protozoos hemáticos, pero investigaciones han demostrado que se las clasifica dentro del genogrupo II de las Ehrlichias, orden Rickettsiales, familia Anaplasmataceae y género *Anaplasma*. Estas investigaciones se dieron gracias a un análisis filogénico en donde se utilizó secuencias de la región 16S del ARN (Quiroz et al., 2011, pp. 119).

Existen cuatro especies de dicho género, los cuales son los causantes de la anaplasmosis: *A. marginale* (más patógena para los bovinos), *A. centrale* (ocasiona una forma benigna de anaplasmosis en bovinos), *A. caudatum* (también en bovinos) y *A. ovis* (ocasiona padecimiento limitado en ovinos y caprinos) (Corona, Rodríguez y Martínez, 2004). (Anexo 1)

o Ciclo evolutivo

En el hospedador vertebrado, los anaplasmas se adhieren y penetran como corpúsculos (cuerpos) iniciales de forma esférica o cocoide y de diámetro de 0,3-0,4 μm , esto se realiza mediante endocitosis. Posteriormente los corpúsculos iniciales se multiplican por bipartición y se forman los corpúsculos de inclusión que contienen 1-7 corpúsculos iniciales. Los anaplasmas abandonan los eritrocitos por exocitosis, sin destruirlos e infectan otros eritrocitos, hasta que el animal huésped desarrolle suficientes anticuerpos circulantes (Dirksen, Gründer y Stober, 2005, pág. 119) (Quiroz et al., 2011, pp. 121) (Mehlhorn, Duwel y Raether, 1994, pág. 189).

En la garrapata, la fuente de infección son los eritrocitos infectados, los cuales son ingeridos por este vector. En el intestino de la garrapata, la rickettsia se libera e invade las células epiteliales del intestino, así como otros tejidos,

incluyendo glándulas salivales. Dentro de las células de la garrapata, la rickettsia se divide también por fisión binaria dentro de vacuolas adheridas a la membrana celular, al microscopio electrónico se observan formas reticuladas que pueden contener cientos de organismos, estas formas reticuladas cambian a formas densas las cuales son infectivas para el hospedero vertebrado y pueden subsistir fuera de las células, en particular cuando son eliminadas a través de las glándulas salivales cuando las mismas se alimentan (Quiroz et al., 2011, pp. 121-122). (Anexo 2)

2.2.2. Babesia

El género *Babesia* pertenece a la subclase Piroplasmae, orden Piroplasmida, superfamilia Babesioidea, familia Babesiidae.

Son parásitos apicomplexa típicos con reproducción asexual o sexual y complejo apical. En cuanto al tamaño difiere según la especie, estos parásitos se han agrupado como babesias pequeñas (1-2,5 μm de diámetro) y babesias grandes (2,5-5 μm de diámetro) (Bowman, 2009, pp. 106) (Cordero del Campillo, 1999, pág. 284). (Anexo 3)

Los gametos no poseen flagelos y en cuanto a su biología son heteroxenos obligados, desarrollándose en el hospedador invertebrado la gametogonia (sexual) y esporogonia (sexual), dicho hospedador es el definitivo ya que alberga las fases sexuales del ciclo, y en el hospedador vertebrado (hospedador intermediario) se da divisiones asexuales binarias o merogónicas (Cordero del Campillo, 1999, pp. 283)

o Ciclo evolutivo

El ciclo evolutivo comienza cuando la garrapata succiona sangre del rumiante e inocula esporozoítos (con su saliva) a la circulación periférica. Estos esporozoítos parasitan los eritrocitos en los que se reproducen por bipartición y los destruyen, dejando en libertad varios zoítos, que penetran en nuevas células hospedadoras (Dirksen et al., 2005, pp. 203) (Cordero del Campillo, 1999, pp. 283).

El ciclo evolutivo continúa cuando una garrapata ingiere estos zoítos dentro de los glóbulos rojos. En el intestino de la garrapata, las babesias se convierten en

cuerpos radiados (gametos masculinos y femeninos). Los cuerpos radiados en dos días se fusionan y se forma un cigoto joven, el cual es móvil y se lo denomina ooquineto. El ooquineto ingresa a las células de varios órganos de la garrapata (hemocitos, células musculares, túbulos de Malpighi, ováricas) y se inicia la esporogonia. Se inicia esta multiplicación asexual dando lugar a los esporocistos, estos invaden células adyacentes y se denominan esporoquinetos por ser móviles. En una garrapata macho estos esporoquinetos están en diversos órganos y tejidos y permanecerán allí hasta que el vector muera. En la garrapata hembra los esporoquinetos pasarán a los oocitos, de ahí a los huevos y a una nueva generación de garrapatas. Los esporoquinetos llegarán hasta las glándulas salivales de las larvas, ninfas o adultos de la nueva generación, reproduciéndose de nuevo asexualmente y culmina la esporogonia con la formación de varios esporozoitos por cada alveolo glandular, donde permanecen hasta que ingiera sangre de un nuevo hospedador y así se cierra el ciclo del parásito (Bowman, 2009, pp. 107) (Cordero del Campillo, 1999, pp. 285-287). (Ver anexo 4)

2.2.3. Tripanosoma

Tripanosoma viene del griego trypanon, lo que significa espiral. Son protozoos mastigóforos, cuya taxonomía es la siguiente: subphylum Mastigophora, clase Zoomastigophora, orden Kinetoplastida, suborden Trypanosomatina, familia Trypanosomatidae, género Trypanosoma (Cordero del Campillo, 1999, pp. 303).

Su morfología es hidrodinámica (alargada en forma de huso), con división asexual longitudinal. Estos parásitos evolucionaron a partir de formas parásitas del tubo digestivo de insectos, hoy en día estos se alojan en el torrente circulatorio o los tejidos (Bowman, 2009, pp. 84) (Cordero del Campillo, 1999, pp. 303). (Anexo 5)

Tiene un solo núcleo ubicado a la mitad de su longitud, posee un solo flagelo que nace cerca de una mitocondria con abundante ADN, esta mitocondria se la conoce como cinetoplasto. Su alimentación es por pinocitosis y sobre todo saprozoica. Su membrana citoplasmática contiene glicoproteínas cambiantes, lo que le permite escapar de la respuesta inmunitaria del hospedador y de esta

manera se incrementa la parasitemia, hasta que de nuevo es mínimamente combatida y así sucesivamente (crisis tripanolíticas periódicas) (Bowman, 2009, pp. 84) (Cordero del Campillo, 1999, pp. 303).

Con una morfología normalmente fusiforme, con su extremo posterior mas o menos redondeado o acuminado (según las especies), poseen un amplio polimorfismo a lo largo de su ciclo evolutivo. La forma evolutiva de cada parasito podrá ser más de una a lo largo de su ciclo de vida, esto depende de que si se encuentra en el hospedador vertebrado o invertebrado (Cordero del Campillo, 1999, pp. 303):

- Tripomastigote.- tiene un complejo cinetoplástico posterior al núcleo, donde parte un flagelo recurrente que queda unido a la pared celular mediante la presentación de una membrana ondulante. Este flagelo queda como flagelo libre, al ubicarse al extremo anterior del cuerpo.
- Epimastigote.- su complejo cinetoplástico está cercano al núcleo, por este motivo el flagelo forma una corta membrana ondulante hasta llegar a su extremo anterior, lo cual permite no dejar porciones libres de flagelo.
- Promastigote.- tiene un complejo cinetoplástico anterior en donde nace una porción libre de flagelo
- Amastigote.- morfología esférica o subesférica, de menor tamaño que las anteriores, con núcleo y complejo cinetoplástico muy cercanos y flagelo supuestamente ausente ya que no sobresale del cuerpo del protozoo (Cordero del Campillo, 1999, pp.304) (Bowman, 2009, pp. 84-85) (Anexo 6)

2.3. Vectores

2.3.1. Garrapatas

Son ectoparásitos obligados que se nutren de sangre, particularmente mamíferos y aves. Las garrapatas constituyen la clase Arachnida, phylum Arthropoda, subclase Acari (Cortés, 2010) (Estrada, Farkas, Jaenson, Maddler, & Pascucci, 2013, pág. 6).

El hábitat debe satisfacer dos necesidades fundamentales:

1º Debe existir una adecuada concentración de la especie de hospedador para cada uno de los estadios de desarrollo.

2º La humedad debe ser relativamente alta (80%) para permitir a las garrapatas mantener su balance hídrico.

En zonas de baja humedad, las garrapatas dedican cortos periodos de tiempo en la búsqueda del hospedador o realizan una diapausa (en clima desfavorable), así resisten la desecación. Las garrapatas son raramente encontradas donde la precipitación es menor a 50 mm y una temperatura de 16 °C (Wall y Shearer, 2001, pp.49) (García, 2010).

Las picaduras de garrapatas pueden ser debilitantes para los animales domésticos, ocasionando daño mecánico, irritación, inflamación e hipersensibilidad. Cuando existe una gran infestación se produce anemia y reducción en la productividad, especialmente cuando la condición del animal es pobre (Wall y Shearer, 2001, pp.49) (Institute for International Cooperation in Animal Biologics, 2009).

A nivel mundial existen estudios en donde evalúan el impacto de la infestación por garrapatas en la producción cárnica y lechera debido al efecto de consumo de sangre, además nos informan las pérdidas anuales ocasionadas por enfermedades parasitarias en Colombia fue de 150.417 millones de pesos, de esto corresponde al 51% a garrapatas y moscas y el 8% a hemoparásitos (Cortes, Betancourt, Argüelles, & Pulido, 2010).

2.3.1.1. Clasificación

Existen tres familias de garrapatas:

1º Familia Ixodidae conocidas como garrapatas duras, a esta familia pertenecen casi todas las especies de interés veterinario (Wall y Shearer, 2001, p.49) (Estrada et al., 2013, pp. 6).

2º Familia Argasidae conocidas como garrapatas suaves o blandas, son pocas especies de interés veterinario (Wall y Shearer, 2001, pp. 49) (Estrada et al., 2013, pp. 6).

3º Familia Nuttalliellidae con una sola especie (*Nuttalliella namaqua*) que se encuentra en nidos de golondrinas en Sudáfrica (Wall y Shearer, 2001, pp. 49) (Estrada et al., 2013, pp. 6).

A continuación se detalla la clasificación de la familia Ixodidae

- Ixodes.- es el mayor género en dicha familia (250 especies). Son pequeñas, sin ornamentación, que no tienen ni ojos ni festones. Los machos tienen varias placas ventrales, que cubren casi en su totalidad la superficie ventral. Se distingue Ixodes de otros ixódidos por la ranura o surco anal, el cual forma un arco que rodea el ano anterior (en otros géneros de la familia el surco anal no existe o está posterior al ano) (Bowman, 2009, pág. 53) (Estrada et al., 2013, pp. 12) (Wall y Shearer, 2001, pp.59)
 - o Ixodes ricinus.- es la más común en Europa septentrional y central (áreas boscosas). Es una garrapata de tres huéspedes, que incluye lagartos, muchas especies de aves y mamíferos. Se lo encuentra alrededor de las orejas, párpados y labios de perros, gatos, ovejas y vacas. En el bovino se localiza principalmente en axilas y alrededor de las ubres y suelen ser más abundantes en novillos que en adultos (Wall y Shearer, 2001, p. 59) (Estrada et al., 2013, pp. 12).

Los niveles medios de infestación son relativamente bajos, con un 50-80% de la población de hospedadores sin garrapatas, es decir que una pequeña proporción de hospedadores lleva la mayor parte de parásitos (Wall y Shearer, 2001, pp. 61).

Las zonas de alimentación de las garrapatas pueden estar inflamadas o contaminarse con bacterias (*Staphylococcus* sp.) produciendo piemia. Esta especie transmite el protozoo *Babesia divergens* que produce babesiosis en el vacuno, transmite Borreliosis de Lyme y anaplasmosis debido a *A. phagocytophilum*. La transmisión de estas enfermedades pueden producirse en cualquier momento durante los meses cálidos ya que las garrapatas pueden

sobrevivir sin alimentación (Wall y Shearer, 2001, pp. 61) (Estrada et al., 2013, pp. 12).

- Dermacentor.- el tamaño es variable (mediano a grande). La mayoría de las especies de este género son garrapatas de tres hospedadores, pero unas pocas tienen un hospedador, existen alrededor de 30 especies. La secreción salival pueden producir parálisis (Wall y Shearer, 2001, pp. 63).
 - o Dermacentor variabilis.- son más comunes en áreas abiertas con pasto alto o matorral, se la ubica en las zonas oriental y central de EEUU y partes de Canadá y México. Las larvas y ninfas se alimentan de pequeños roedores y los adultos de seres humanos, perros caballos y vacunos. Este vector transmite anaplasmosis, Rickettsia rickettsii y la bacteria que produce tularemia (Wall y Shearer, 2001,p.64) (Bowman, 2009, pp. 57).
 - o Dermacentor andersoni.- se la conoce como la garrapata de los bosques de las montañas rocosas, es común en zonas de pasto o matorrales, requiere de 1 a 3 años para completar su ciclo de vida. En bovinos causa parálisis y puede ser la causante de la transmisión de anaplasmosis bovina, producida por Anaplasma marginale. Cada hembra ingiere unos 0.5 -2ml de sangre, sumándole a las infestaciones graves pueden causar anemia. (Wall y Shearer, 2001,p.64) (Bowman, 2009, pp. 57).
- Haemaphysalis.- se localizan en zonas húmedas. Son garrapatas de tres hospedadores, larvas y ninfas se alimentan de pequeños mamíferos y aves mientras que los adultos prefieren a los mamíferos mayores (Wall y Shearer, 2001, pp. 66) (Estrada et al., 2013, pp. 14).
- Rhipicephalus.- es el género más grande de la familia Ixodidae, Muchas especies Rhipicephalus han sido durante mucho tiempo

difíciles de identificar o se han identificado de manera incorrecta. Conceptos actuales en la filogenia, taxonomía y nomenclatura de la garrapata nos indican que el género *Boophilus* se ha incluido en el género *Rhipicephalus* (Estrada et al., 2013, pp. 19) (Cortés, 2011). (Anexo 7)

- *Rhipicephalus sanguineus*.- se cree que ocupa una amplia área geográfica, es también conocida como la garrapata común del perro. Es un vector de *Babesia canis* y *Ehrlichia canis* (Estrada et al., 2013, pp. 20) (Wall y Shearer, 2001, pp. 67)
- *Rhipicephalus (Boophilus) annulatus*.- es el vector de piroplasmosis bovina (*B. bigemina* y *B. bovis*), fue traído a las Américas en el ganado de África o de la costa mediterránea de Europa (Bowman, 2009, pp. 56)
- *Rhipicephalus (Boophilus) microplus*.- es una garrapata de distribución tropical, puede estar presente durante todo el año aunque la presencia de la misma alcanza su máximo en verano. Es un vector de piroplasmosis, tiene una gama de huéspedes más amplia que incluye bovinos, caballos, cabras, ovejas y ciervos. (Wall y Shearer, 2001, pp. 68) (Bowman, 2009, pp. 57).

2.3.1.2. Morfología

- Estados biológicos:
 - Huevos: son muy pequeños, esféricos y marrones oscuros, con una longitud de 0.54 mm y una anchura de 0.39 mm en los recién eclosionados (*R. sanguineus*).
 - Larvas: miden 0.5-1 mm de longitud
 - Ninfas: miden 3-5 mm de longitud
 - Adultos: mide 5-10 mm de longitud. Las hembras cebadas pueden alcanzar hasta los 30 mm de longitud (León, 2012)

- Anatomía externa (adultos)

- Extremo anterior: piezas bucales o gnatosoma. Las piezas bucales se encuentran en el capitulum y consisten en un hipostomo, dos quelíceros y dos pedipalpos. La función táctil es por medio de los pedipalpos. Los quelíceros son ganchos que penetran la dermis para que la garrapata introduzca el hipostomo dentro de la piel mediante una contracción muscular. El gran número de espinas retrógradas del hipostomo ayudan a mantener su posición (León, 2012). (Anexo 8)
- Cuerpo o Idiosoma: en la cara dorsal las garrapatas duras tienen un escudo endurecido (scutum dorsal), el cual se encuentra en toda la longitud del cuerpo en los machos pero en las hembras es pequeño y está en la parte anterior lo que les permite el distenderse durante la toma de sangre. En la cara ventral el orificio genital se posiciona entre el segundo par de patas, y el orificio anal entre el cuarto par (León, 2012).
- Patas: presenta seis componentes: coxa, trocánter, fémur, rodilla, tibia, metatarso y tarso. El primer tarso alberga el órgano sensorial de Haller (detección de hospedadores) (León, 2012). (Anexo 9)
- Órganos sensoriales: áreas porosas en la superficie dorsal de las hembras a cada lado del capitulum para detectar a los machos (León, 2012).

- Anatomía interna (adultos)

Está conformada por un tracto digestivo, el cual consistente en una faringe muscular adaptada para absorber fluido. Cuentan con glándulas salivares ramificadas que se abren en la faringe. Existen numerosos puntos de conexión entre el tracto digestivo y el tracto genital de las hembras (ovarios y útero), lo que explica la facilidad de transmisión de patógenos desde el tracto digestivo a los ovarios, facilitando de esta manera la transmisión vertical de estos agentes (León, 2012).

2.3.1.3. Ciclo biológico

Las garrapatas tienen un estadio parasítico y otro no parasítico. El primero lo realizan sobre el hospedero (bovino), la garrapata pasa por los estadios de larva (tres pares de patas), ninfa y adulto (cuatro pares de patas), esto ocurre durante 21 días. Aproximadamente en una semana la hembra adulta se alimenta lentamente y las últimas 24 horas se llena rápidamente de sangre, después, se desprende del hospedero y cae al suelo y empieza a ovopositar alrededor de 3000 huevos y al final la hembra adulta muere. El segundo estadio comienza cuando de los huevos eclosionan las larvas, las cuales infestan los pastos y después a los hospederos y sino estas mueren. Este estadio depende de factores ambientales (temperatura y humedad), en verano duran aproximadamente 2 meses, en invierno alrededor de 6 a 7 meses. Los machos se alimentan esporádicamente pero no se llenan de sangre (ingurgitamiento), estos se desplazan a través de todo el cuerpo de sus hospederos por meses y se aparean con las hembras (García, 2010).

El ciclo de la garrapata está dado por cuatro estadios (Anexo 10):

- 1) Huevos.- La eclosión de las larvas ocurre en un periodo de 2 a 6 meses, la eclosión se da más rápido en lugares calurosos y húmedos. El clima frío mata los huevos, lo cual fija los lugares donde se van a encontrar las garrapatas (García, 2010).
- 2) Larvas.- Las larvas o pinolillos después de la eclosión se encuentran en el suelo, suben a las hojas de los pastos y estas pueden sobrevivir hasta 8 meses antes de encontrar al hospedero. Al encontrar el hospedero (bovino), las larvas se alimentan por medio de la succión de sangre, por lo menos de 5 a 6 días y luego se transforman en ninfas (García, 2010).
- 3) Ninfas.- Estas se alimentan por otros seis u ocho días y se convierten en adultos (García, 2010).
- 4) Adultos: Las hembras adultas se alimentan de 7-12 días, se ingurgitan en las últimas 24 horas del ciclo y al final se desprenden del hospedero cayendo a los pastos, donde depositarán sus huevos y al final morirán (García, 2010).

2.3.2. Moscas

- Brachycera

Existe una sola familia de interés veterinario la Tabanidae, que contiene especies que se las conoce como moscas de los caballos, moscas de los ciervos y tábanos (Wall y Shearer, 2001, pp. 92)

o Tabanidae

Es una de las familias de Diptera más numerosas (8000 sp. 30 géneros), de las cuales tres son de interés en climas templados: Tabanus (distribuidas por todo el mundo), Haematopa (su distribución es Paleártica, Afrotropical y Oriental) y Chrysops (Holoárticas y Orientales) (Wall y Shearer, 2001, pp. 92).

Cuando la hembra se alimenta, la saliva (contiene sustancia anticoagulante), es bombeada en la herida antes de aspirar la sangre al canal alimenticio. Cuando culmina la alimentación y se retiran las piezas bucales, los labella se cierran uno sobre otro cogiendo entre ellos una delgada película de sangre, esto es de suma importancia ya que los patógenos existentes en esa sangre quedan protegidos y pueden sobrevivir por más de una hora. En el próximo intento de alimentarse, los patógenos presentes en la sangre de la ingesta anterior pueden infectar al nuevo hospedador (Wall y Shearer, 2001, pp. 92).

La transmisión mecánica de patógenos es más probable si el díptero es interrumpido en la primera alimentación es por eso que no completa su ingesta de sangre, en este caso, es posible que intente alimentarse rápidamente por segunda ocasión, dentro del tiempo en que los patógenos presentes en la sangre son aún viables (Wall y Shearer, 2001, pp. 92).

Ciclo biológico.- las larvas se encuentran en el lodo, orillas de ríos y lagos, en suelos húmedos de praderas o bosques. Los huevos son depositados en tallos de plantas acuáticas o vegetación que sobresale del agua, en cuanto al número de huevos va de 100 a 1000. La eclosión es simultánea entre 4 y 7 días más tarde (Wall y Shearer, 2001, pp. 93).

Las larvas de primer estadio se desplazan a la superficie del sustrato húmedo y mudan de manera rápida. Las larvas de segundo estadio permanecen en la

superficie antes de la siguiente muda. Las larvas de tercer estadio presentan fototactismo negativo y excavan un túnel en el sustrato en donde permanecen varios meses. La mayoría de larvas requieren periodos de tiempo extensos (meses o años) para completar su desarrollo y durante este tiempo evolucionan por medio de 6 y 13 estadios, por ejemplo el ciclo biológico de *Tabanus nipponicus* es de 350 días aproximadamente, en donde más de las tres cuartas partes de este periodo es de hibernación y este es el último estado larvario (Wall y Shearer, 2001, pp. 93).

Se debe tener en cuenta que la mayoría de especies de climas templados presentan una única generación por año y los adultos viven de 2 a 4 semanas (Wall y Shearer, 2001, pp. 93).

Cuando los machos emergen buscan a la hembra para copular, esta empieza en el aire y se completa en el suelo. Ambos sexos se alimentan de néctar, sin embargo, las hembras son hematófagas y se alimentan de varios hospedadores. Las especies de *Tabanus* esperan en zonas sombrías al hospedador, mientras que las de *Chrysops* son más activas para encontrar un hospedador y están en hábitats más abiertos (Wall y Shearer, 2001, pp. 94).

Patología: los tabánidos se alimentan sobre grandes mamíferos y ocasionalmente aves. Permanecen el tiempo necesario sobre los animales para su alimentación y se ubican en torno al abdomen, patas y cuello del ganado. Estudios en EEUU han manifestado que en un grupo de 20-30 ejemplares pueden ingerir más o menos 100 ml de sangre durante un tiempo de 6 horas. Esto impide la buena alimentación del ganado, reducción de peso y producción de leche, las pérdidas en este país en el año 1976 fueron alrededor de 40 millones de dólares (Wall y Shearer, 2001, pp.94).

Los tabánidos son importantes vectores mecánicos de carbunco, paterelosis, anemia infecciosa equina, peste porcina clásica, tularemia, tripanosomosis y anaplasmosis (Wall y Shearer, 2001, pp. 94).

2.4. Hemoparasitosis

2.4.1. Anaplasmosis

2.4.1.1. Definición

En medicina veterinaria anaplasmosis se refiere a la enfermedad caracterizada por una anemia progresiva causada por parásitos intraeritrocitarios obligados que pertenecen al orden de las Rickettsias (Smith, 2010, pp.1155) (Radostits, Gay, Blood y Hinchcliff, 2002, pág. 1495).

2.4.1.2. Etiología

- Anaplasma marginale, es una bacteria Gram negativa que pertenece al orden Rickettsiales y es la más patógena en los bovinos (Quiroz et al., 2011, pp. 119).
- Anaplasma centrale produce una enfermedad leve en el bovino y se ha usado como vacuna viva para inducir una protección parcial frente a A. marginale (Smith, 2010, pp.1155).
- Anaplasma ovis la cual es el agente causal en ovejas y cabras (Radostits et al., 2002, pp. 1495).

2.4.1.3. Signos clínicos

Son variables, desde una enfermedad aguda grave a una infección subclínica. La edad en la infección inicial es factor primario de la susceptibilidad del huésped (leve en terneros de 6-9 meses de edad y es más grave en bovinos adultos). Periodo de incubación es de 15 a 30 días (Smith, 2010, pp.1155).

Las infecciones en Terneros son asintomáticas, pero puede existir letargo leve y anorexia (24 a 48h), mientras tanto en el bovino adulto existe una fase aguda y un periodo de convalecencia (Smith, 2010, pp. 1155).

Fase aguda:

- Fiebre (39.5-41°C), de 12 a 24h se normaliza, luego existe una hipotermia antes de la muerte del animal.
- Anorexia

- Descenso en la producción de leche (luego de presentar fiebre)
- Supresión de la rumia
- Letargo
- Sequedad de hocico
- Tambaleo
- Agresividad
- Mucosas pálidas (inicio)
- Mucosas ictéricas (si animal sobrevive 2 a 3 días a la 1° fase)
- Estreñimiento (signo constante)
- Heces marrón oscuras y moco
- Polaquiuria (orina amarilla oscura, no hemoglobinuria)
- Aborto

Adaptado de: (Smith, 2010, pp.1155)

Periodo de convalecencia: se presenta si el animal sobrevive a la fase aguda y depende de la gravedad de la anemia (el hematocrito es menor a 20%). Se presenta con más frecuencia ictericia y pérdida de peso (dura 3 a 4 semanas). En animales que se recuperan, la infección persiste durante toda la vida y es el motivo de no existir una base para diagnosticar una fase crónica. Son animales que actúan como reservorio de la enfermedad (Smith, 2010, pp.1155) (Dirksen et al., 2005, pp. 200).

2.4.1.4. Diagnóstico diferencial

Tener en cuenta enfermedades que producen anemia e ictericia y fiebre como babesiosis, hemoglobinuria bacilar, theileriosis, leptospirosis. Además se debe tener en cuenta la intoxicación por plantas hepatotóxicas (Smith, 2010, pp. 1155) (Dirksen et al., 2005, pp. 200).

2.4.1.5. Diagnóstico

- Métodos directos:
 - o Métodos de tinción

Frotis sanguíneos con Diff Quick: La detección de *A. marginale* se la puede realizar mediante frotis sanguíneos utilizando Diff Quick Stain. En este método se puede observar un cuerpo denso ubicado a la periferia de los glóbulos rojos. Esta técnica permite diagnosticar principalmente a los animales en fase aguda.

Cuando los animales son portadores, la observación de los organismos en un frotis sanguíneo es difícil, por lo que es necesario emplear técnicas más precisas y sensibles (Tamasaukas, Agudo, Silva, Florio, Vintimilla y Rivera, 2010).

Frotis sanguíneos con Giemsa: Método básico, confiable, barato para la demostración y cuantificación de anaplasma que asemeja estructuras parecidas a cocos bacterianos. Detecta niveles de parasitemia a 0.1-0.2% (niveles mayores a 10^6 eritrocitos infectados por ml de sangre), es por este motivo que en animales portadores no detectaría ya que no presenta un alto nivel de parasitemia. Para realizar dicho método se debe utilizar agua tamponada (ph 7,2) tanto en dilucion como en lavados, ya que si difiere el ph, la morfología de la bacteria podria estar afectada (Soto, 2010).

- Técnica molecular

Reacción en cadena de la polimerasa (PCR): es un poderoso método de síntesis in vitro de DNA. El principio fundamental de la misma es la amplificación de un fragmento específico de ADN utilizando ADN polimerasas, y por medio de ciclos sucesivos de altas y bajas temperaturas alternadas (multiplicación exponencial), obtener una cantidad adecuada del producto, el cual puede ser visualizado por electroforesis (Soto,2010).

Utilidad.- Confirma la presencia de Anaplasma spp en animales portadores, cuando la serología no es concluyente. Evalúa la eficacia del tratamiento antes de la desaparición de los anticuerpos. La sensibilidad y especificidad del PCR ayudan a la identificación de vectores artrópodos. Amplifica la región variable del gen *msp1 α* (Soto,2010).

- Métodos indirectos
 - Serológicos

ELISA: permite la determinación de Ag y Ac a partir de suero sanguíneo, además, proporciona elevada especificidad y alta sensibilidad en la detección de animales portadores (Soto, 2010).

2.4.1.6. Fisiopatología

Anaplasma spp se transmiten de una forma natural (garrapatas) en las regiones tropicales y subtropicales. Otra manera de transmisión es la iatrogénica (castración, descorne). Luego de la transmisión, el número de eritrocitos infectados se duplican cada 24-48 horas y los signos aparecen cuando se ha infectado más del 1% de los eritrocitos. Los eritrocitos infectados son eliminados mediante fagocitosis por el sistema reticuloendotelial. El grado de anemia varía según la proporción de eritrocitos parasitados (Smith, 2010, pp.1156) (Radostits et al., 2002, pp. 1497).

La inmunidad protectora requiere: inducción de anticuerpos frente a las proteínas de la membrana externa y activar macrófagos para potenciar la fagocitosis y la actividad bactericida. La respuesta inmune controla la fase aguda pero no elimina al microorganismo debido a variantes antigénicas (responsables de la infección persistente). Cabe mencionar que el bazo es el principal responsable de la producción de anticuerpos (Smith, 2010, pp.1156) (Dirksen et al., 2005, pp. 200).

2.4.1.7. Epidemiología

Distribución: regiones tropicales, subtropicales y templadas a nivel mundial donde vectores encuentran el hábitat ideal (Soto, 2010) (Smith, 2010, pp.1156).

En el oeste de EEUU la infección es endémica y en otras regiones se presenta de manera episódica, también es endémica en México, Centroamérica, Sudamérica y las Islas del Caribe. La seroprevalencia de *A. marginale* varía entre los países del Continente Americano, esto contribuye al desarrollo de regiones enzoóticas geográficamente estables o inestables (Smith, 2010, pp.1156).

La evidencia actual indica que los animales que no mueren, solamente se enferman una vez en la vida si continúan en una zona de estabilidad enzoótica y mantienen una vida razonablemente sana; esto se debe a que los bovinos que se recuperan permanecen como portadores de la rickettsia, por periodos indefinidos con ciclos de rickettsemia de muy baja intensidad, no perceptible al microscopio y sin manifestaciones clínicas (Quiroz et al., 2011, pp.122).

En zonas con estabilidad enzoótica, la prevalencia se mantiene en similares proporciones durante todo el año debido al contacto permanente de los bovinos con las garrapatas, es decir animales recién nacidos gradualmente van teniendo contacto con los vectores sin poner en riesgo su vida, la edad media a la que se infectan los terneros es de 11 semanas. En bovinos nativos no existe casos clínicos y la única población de riesgo compone los bovinos susceptibles mayores a 10 meses que son introducidos a esta área y animales nativos que su estado de salud este comprometido (Quiroz et al., 2011, pp.122) (Radostits et al., 2002, pp. 1496).

En zonas de inestabilidad enzoótica existe poblaciones disminuidas de vectores sea de forma natural o artificial, lo que ocasiona una variabilidad en el número de los mismos durante uno o varios años, también, en la proporción de garrapatas infectadas con *A. marginale*, es por esto que no se desarrolla una respuesta inmune hacia el microorganismo lo que conlleva a que los animales sean susceptibles a la enfermedad. Esta zona es específica por brotes epidémicos de la enfermedad y por una mortalidad recurrente (Quiroz et al., 2011, pp.122) (Ríos, Zapata, Reyes, Mejía y Baena, 2010).

Se debe tener en cuenta que la actividad del vector varia por regiones, pero la presencia de Anaplasmosis sucede a finales de primavera y en verano (Smith, 2010, pp.1156).

2.4.1.8. Tratamiento

Oxitetraciclina (11mg/kg iv/24h durante 3 a 5 días) (im 20mg/kg/72h una o dos administraciones) (Smith, 2010, pp.1156).

Si el hematocrito es menor al 12% requiere transfusión de sangre (4 a 8 lt de sangre completa en un animal adulto). Si el hematocrito es 8% o menor su pronóstico es desfavorable y se produce la muerte pese a la antibioticoterapia (Smith, 2010, p.1156).

El dipropionato de imidocarb a una dosis de 3 mg por Kg de peso vía IM o SC en dosis única, sí se requiere repetir la dosis se deberá esperar 7 días; se debe

evitar el uso simultáneo de drogas que inhiban a la colinesterasa (antihelmínticos o insecticidas órgano-fosforados) (Quiroz et al., 2011, pp.126).

En casos severos es necesario terapia de soporte (hidratantes, antihistamínicos, analgésicos, hierro, estimulantes del metabolismo, vitaminas del complejo B y ADE) así eliminamos los estados de portador (Quiroz et al., 2011, pp.127) (Smith, 2010, pp.1156).

2.4.1.9. Prevención y control

Varían en función de la región y tipo de sistema de producción. En regiones endémicas en donde la transmisión es elevada, a los bovinos de carne a temprana edad se permite infectar de forma natural para que sea un portador asintomático con bajo riesgo de sufrir una enfermedad aguda (Smith, 2010, pp.1156).

Existen vacunas vivas atenuadas en donde los microorganismos utilizados para la elaboración han perdido o disminuido su virulencia, no producen un cuadro clínico severo y existe una respuesta inmune sólida (Quiroz et al., 2011, pp. 128).

Usar estratégicamente acaricidas e insecticidas puede reducir la transmisión durante periodos de actividad alta del vector (Quiroz et al., 2011, pp.127).

2.4.2. Babesiosis

2.4.2.1. Definición

Enfermedad intraeritrocitaria transmitida por garrapatas causada por parásitos protozoos de los géneros *Babesia*. También se la conoce como: piroplasmosis, fiebre de Texas, aguas rojas, fiebre por garrapata, fiebre hematúrica, malaria bovina (Smith, 2010, pp.1157) (Vasco, 2013).

2.4.2.2. Etiología

B. bigemina.- Está dentro de los eritrocitos como cuerpos en forma de pera, pareados, sin pigmentar y unidos en ángulo agudo. Su tamaño es de 4,5 x 2,5 µm. Su distribución geográfica es: América, Europa, África, Australia y Oriente medio (Smith, 2010, pp. 1158) (Mehlhorn et al., 1994, pp. 185).

B. bovis.- Especie pequeña y pleomorfa que se identifica con un solo cuerpo redondo o como cuerpos pareados en forma de pera unidos en ángulo obtuso y su tamaño es de 2.4 x 1.5 μm . Es la más virulenta. Su distribución geográfica es: América, Europa, Rusia, África, Asia, Australia (Smith, 2010, pp. 1158) (Mehlhorn et al., 1994, pp. 185).

B. divergens.- su tamaño es de 1.5 x 1.4 μm , se encuentra en la periferia de los eritrocitos y forman un ángulo obtuso. Su distribución geográfica es: Europa (Smith, 2010, pp.1157) (Mehlhorn et al., 1994, pp. 185).

B. major.- es poco patógena, su tamaño es de 2.5 x 1.5 μm . Los parásitos están ubicados centralmente y con un aspecto piriforme. Su distribución geográfica es: Europa, Rusia, norte de África, Oriente Medio (Smith, 2010, pp. 1157) (Mehlhorn et al., 1994, pp. 185).

2.4.2.3. Signos clínicos

La babesiosis se observa en adultos. Los animales menores a 9 meses son asintomáticos (Vasco, 2013).

Los signos se presentan 2 a 3 semanas después de la infestación de la garrapata. El periodo de incubación después de la inoculación de sangre es de 5 a 12 días (Smith, 2010, pp.1158) (Cordero del Campillo, 1999, pp. 288).

La enfermedad se manifiesta en una fase aguda, la cual es frecuente y con baja morbilidad y alta mortalidad. En esta fase, la parasitemia máxima es frecuentemente menor al 1% para *Babesia bovis*, mientras que en el caso de *Babesia bigemina* excede el 10% pudiendo llegar al 30%. Otra forma de manifestación es la fase sobreaguda o crónica en donde existe consumo de las reservas orgánicas debido a la hipertermia y el animal queda como portador sano o inaparente, con babesias acantonadas en diferentes órganos, que se reactivan si se rompe el equilibrio parásito-hospedador (Cordero del Campillo, 1999, pp. 288) (Organización Mundial de Sanidad Animal, 2004).

Los signos son:

- Fiebre (40-42°C)
- Depresión
- Ictericia
- Anorexia

- Taquicardia
- Taquipnea
- Anemia
- Hemoglobinemia
- Hemoglobinuria
- Aborto
- Muerte
- Babesiosis cerebral (hiperexcitabilidad, convulsiones, opistótonos, coma y muerte)
- Ubre flácida (pálida o amarillenta) (Smith, 2010, pp. 1158) (Dirksen et al., 2005, pp. 203)

Los signos del SNC se producen a una anoxia encefálica resultado de una anemia intensa y de un bloqueo eritrocitario de los capilares cerebrales, y la muerte se da por un síndrome similar al shock asociado a la acumulación de toxinas, liberación de sustancias vasoactivas y la anoxia anémica (Smith, 2010, pp. 1158).

2.4.2.4. Diagnóstico diferencial

La babesiosis se parece a otras enfermedades que producen fiebre y anemia hemolítica como: anaplasmosis, tripanosomiasis, teileriosis, leptospirosis, hemoglobinuria bacilar, eperitrozonosis, intoxicación por colza e intoxicación crónica por cobre (Vasco, 2013) (Dirksen et al., 2005, pp. 204)

2.4.2.5. Diagnóstico

- Métodos microscópicos

Tinción de frotis sanguíneos finos y de gota gruesa: Es un método tradicional, el cual puede detectar parasitemias tan bajas como un parásito por 10^7 glóbulos rojos. Para la diferenciación entre especies de babesia se prefiere los frotis finos. Esta técnica es útil para la detección de infecciones agudas pero no se pueden detectar portadores ya que las parasitemias son en su mayoría muy bajas (OIE, 2004).

Las muestras se deben recoger de capilares (punta de la oreja o extremo de la cola) o de sangre periférica (vena de la oreja) ya que *B. bovis* es común en la sangre capilar y periférica. Los parásitos *B. bigemina* y *B. divergens* están distribuidos uniformemente a lo largo del tejido vascular. Si no es posible

realizar frotis frescos a partir de sangre capilar, se puede tomar la muestra de la vena yugular y recogerla en tubos con anticoagulante, preferiblemente EDTA, y la muestra se debe mantener fría (5°C) hasta que llegue al laboratorio. Los frotis se secan al aire y se fijan con tinciones Romanowsky. Estas tinciones pueden ser Giemsa o Diff Quick, se debe tener en cuenta que con la primera tinción se demora alrededor de 30 minutos mientras que con la segunda tinción se puede efectuar un diagnóstico más rápido en la fase aguda de la enfermedad, el tiempo que se utiliza en dicha tinción es alrededor de 2 minutos (OIE, 2004) (Dirksen et al., 2005, pp. 204) (Ballweber, 2001, pág. 244) (Simoes, Chirinos, Martínez, Casterón, & Ávila, 1995) .

- Métodos inmunológicos

Prueba de inmunofluorescencia indirecta (IFAT): Reconoce antígenos del parásito con los anticuerpos del suero de los animales testeados. Posee buen nivel de sensibilidad y especificidad (identifica portadores infectados). Existe discriminación entre especies de Babesia, sin embargo, se ha reportado reacción cruzada (Vasco, 2013).

ELISA: Se puede leer un gran número de muestras con facilidad y es más específico que el IFAT. Evalúa la presencia de anticuerpos utilizando un conjugado de anti IgG con una enzima, por lo general de peroxidasa. Se puede detectar anticuerpos hasta 4 años después de la infección simple (Vasco, 2013).

Prueba de Inmunocromatografía: Detecta los anticuerpos contra un antígeno específico impregnado de una tira de nitrocelulosa utilizando una pequeña cantidad de suero. Es fácil de usar y de leer, no se utiliza equipos especiales, es rápida (10 a 15 min), su costo es bajo, es por este motivo que se lo puede realizar a nivel de campo (Vasco, 2013).

Cultivos In vitro: Se utiliza para manifestar la presencia de portadores de Babesia spp. La parasitemia mínima detectable podría ser baja (10^{-10}), esto indica que es una técnica sensible, con 100% de especificidad (Vasco, 2013).

- Métodos moleculares

Reacción en cadena de la polimerasa (PCR): Esta técnica se ha utilizado desde 1992, y ha dado lugar a que se determine varias especies de *Babesia* con una alta especificidad y sensibilidad. Es útil como una prueba confirmatoria, regulatoria y como marcador de cepas vacunales (Vasco, 2013).

Sondas de ADN: Primera técnica desarrollada para detectar el ADN de *Babesia* en sangre. La detección se da por medio de autorradiografía, quimioluminiscencia o un sustrato colorimétrico. Gracias a la misma se ha podido detectar *Babesia* en tejidos de garrapatas y en portadores infectados. La desventaja sería que demora varios días y que requiere gente especializada (Vasco, 2013).

2.4.2.6. Fisiopatología

- Factores que condicionan la patogenia:

Hospedador.- edad (más patógeno en adultos que en terneros de 6 a 9 meses de edad), raza (más sensible *Bos taurus* que *Bos indicus*). Alimentación, sanidad y estado fisiológico (mala nutrición, enfermedades concomitantes, gestación, parto) y por último el estado de resistencia específica del bovino contra la enfermedad (animales que habitan en zonas endémicas) (Cordero del Campillo, 1999, pp. 287)

Parásito.- Especie (*B. bovis* más patógena), tropismo del parásito (en SNC más patógeno) y capacidad de multiplicación (Cordero del Campillo, 1999, pp. 287).

Medio ambiente.- presencia e intensidad de los vectores (Cordero del Campillo, 1999, pp. 287).

- Mecanismos de acción patógena

Existen acciones patógenas: acción mecánica (rotura de glóbulos rojos), acción tóxica (liberación y excreción de productos tóxicos tras el metabolismo de los zoitos en SNC) y acción expoliadora en competencia por determinadas sustancias del organismo (hemoglobina) (Cordero del Campillo, 1999, pp. 287).

Hemólisis, edema, anemia y trombosis son constantes. Se forman inmunocomplejos, estos se depositan en la membrana basal de los epitelios,

dando lugar a procesos vasculares y digestivos propios de la enfermedad. Los eritrocitos (parasitados o no, marcados por complemento) son fagocitados por macrófagos que reconocen a dichos hematíes y se producen trombos. Se produce la pérdida de degradación del fibrinógeno debido a la liberación de esterases y proteasas liberadas por los zoitos en los hematíes; al aumentar la cantidad de fibrinógeno, la fibrina facilita la formación de trombos dando lugar a CID, favorecida por formación de calicreína, activación de precalicreína. Se libera histamina y 5-hydroxytryptamina (causan vasodilatación, hipotensión, edema, colapso vascular) por acción de las proteasas (Cordero del Campillo, 1999, pp. 287-288).

2.4.2.7. Epidemiología

Se ha descrito en casi toda Europa especialmente en el área mediterránea.

En Brasil la seroprevalencia es alta, estudios recientes revelan seroprevalencias entre el 56.4 al 95.5% para B.bovis y entre 53-91.3% B. bigemina. En Venezuela la seroprevalencia va de 64.8-81.8% B. bigemina y entre 55-73.4% B. bovis. Colombia: 42-84.4% de seroprevalencia (Vasco, 2013)

En Ecuador se conoce que es zona endémica, estudios en el 2004 revelan que en Esmeraldas existe una prevalencia del 14.47% y en Guayas el 4.67% para B. bigemina. Una investigación realizada en el 2011 por Pazmiño en la Empresa Metropolitana de rastro de Quito reveló una prevalencia de B. bovis del 29,29% a IFI y de 0,71% a frotis sanguíneo (Hernández, 2012),

Las infecciones comienzan a aparecer en abril y mayo y la máxima incidencia es desde los meses de junio a agosto. En el invierno la incidencia es escasa o nula, periodo en el cual aparece la enfermedad debido a fenómenos de inmunosupresión (Cordero del Campillo, 1999, pp. 284)

Cadena epidemiológica consta de un 1º eslabón (animales enfermos, portadores sanos, animales salvajes), 2º eslabón (medio ambiente) y 3º eslabón (animales receptivos) (Cordero del Campillo, 1999, pp. 284).

En zonas endémicas se muestra una **baja morbilidad** debido a la resistencia que obtiene el hospedador, se presentará la enfermedad cuando se rompa la homeostasis parásito-hospedador por motivos externos o por el ingreso en dichas zonas de hospedadores receptivos. Por otro lado existe una **alta mortalidad** cuando se produce la enfermedad en estas mismas zonas (Cordero del Campillo, 1999, pp. 284).

2.4.2.8. Tratamiento

Existen fármacos antibabesiales por ejemplo.

- Derivados del imidazol (carbonato de imidazol): 1-1.5mg/kg im o sc en una sola dosis, es muy dolorosa por los excipientes
- Aceturato de diminacina: 2-5mg/kg
- Disetonato de fenamidina: 8-13mg/kg
- Dipropionato de imidocarb: 1-3mg/kg (Smith, 2010, pp. 1159)

Aparte de esto la terapia de apoyo puede ser necesaria en casos graves de babesiosis mediante transfusiones sanguíneas (4l de sangre completa/250kg pv), antiinflamatorios no esteroideos, eliminación de garrapatas, hierro, dextrosa, vitaminas (complejo B) y reemplazo de fluidos (Smith, 2010, pp. 1159) (Vasco, 2013)

2.4.2.9. Prevención y control

- Detectar y aislar enfermos
- Separar a los hospedadores receptivos por edades
- Control del vector (acaricidas)
- Utilizar utensilios previamente desinfectados en intervenciones quirúrgicas o de manejo (descorné, castración, marcaje)
- Inmunización natural (el ganado desarrolla una larga inmunidad después de una infección con *B. bovis* o *B. bigemina*) o mediante vacunas específicas para *Babesia* o para el control del vector

(Smith, 2010, pp.1159) (Vasco, 2013)

2.4.3. Tripanosomosis

2.4.3.1. Definición

Conjunto de enfermedades que afectan al hombre y animales, producidas por diferentes subgéneros y especies del género *Trypanosoma* sp., transmitido por moscas picadoras y garrapatas acorazadas (Cordero del Campillo, 1999, pp.302) (Dirksen et al., 2005, pp. 205-206).

2.4.3.2. Etiología

Tabla 1: Etiología, hospedador y localización geográfica de *Trypanosoma* spp

Especie	Hospedador definitivo	Localización geográfica
T. vivax.	Bóvidos, camélidos y otros rumiantes	Asia, África y América
T. congolense y brucei	Bóvidos y otros rumiantes	África
T. evansi	Bóvidos y camélidos	Sudeste de Asia, Norte de África y América (Central y Sur)
T. theileri(es apatógena y mide de 30-65um)	Bovinos	Europa, África y América

Tomado de: (Cordero del Campillo, 1999, pp. 303) (Mehlhorn et al., 1994, pp.183)

2.4.3.3. Signos Clínicos

El grado y duración de los síntomas están determinados por la patogenicidad y virulencia de la especie del agente etiológico, así como por la raza y condiciones ambientales de los animales expuestos (Dirksen et al., 2005, pp. 206).

El periodo de prepatencia es variable (días a meses).

Existen cursos:

Agudo o subagudo: apenas existe tiempo de una sintomatología. Presente en animales adultos con inmunodeficiencia, animales jóvenes y en hospedadores que ingresan en zonas endémicas

- Fiebre cíclica/8 a 9 días (41°C)
- Chancro de inoculación e infartos en ganglios de la zona
- Convulsiones
- Parálisis flácida o espástica

Curso crónico. Sintomatología es más manifiesta:

- | | |
|-----------------------------------|--------------------------|
| • Fiebre, alternando con apirexia | • Petequias |
| • Hipoglucemia | • Ataxia |
| • Hipergammaglobulinemia (IgM) | • Apatía |
| • Anemia (hematocrito < 15%) | • Somnolencia |
| • Hematuria | • Estupor |
| • Ictericia | • Convulsiones |
| • Edemas | • Pérdida de visión |
| • Hiperpotasemia | • Fotofobia |
| • Caquexia | • Abortos |
| • Caída de pelo | • Mortalidad perinatal |
| | • Fetos débiles al nacer |

Los animales portadores pueden presentar una enfermedad críptica, es decir sin parasitemia ni síntomas (mal nutrición), consecuencia de estados inmunitarios eficaces o estériles (sin presencia del parásito) y los no estériles (presencia mínima de parásitos) (Cordero del Campillo, 1999, pp. 308) (Dirksen et al., 2005, pp. 207).

2.4.3.4. Diagnóstico diferencial

El diagnóstico se enfoca a la detección de parásitos en sangre. Debido a que las parasitemias son variables, es preciso tomar algunas muestras en el rebaño o muestras repetidas si hubiese alguna sospecha. La emaciación y la anemia también pueden deberse a mal nutrición, helmintos, anaplasmosis,

babesiosis, septicemia hemorrágica y carbunco (Radostits et al., 2002, pp. 1583).

2.4.3.5. Diagnóstico

- Métodos directos

Muestra de sangre: *T. evansi* es un parasito sanguíneo y de los tejidos, se encuentra en los vasos sanguíneos profundos (parasitemia baja), es por esto que se recomienda que la sangre se obtenga de vasos periféricos como profundos, sin embargo, el examen de sangre periférica logra identificar menos del 50% de los animales infectados. La sangre periférica se obtiene por punción de una pequeña vena de la oreja o cola. Las muestras profundas se toman con jeringuilla de una vena más grande (Organización Mundial de Sanidad Animal, 2004).

Tinción de frotis densos: En el centro de un portaobjeto se coloca una gota de sangre y se realiza el extendido, hasta cubrir 1-1.25 cm de diámetro. Dejar secar por una hora, después se tiñe durante unos 25 minutos con Giemsa. Por último se observa en el microscopio.

Ventaja: la gota de sangre se sitúa en un área pequeña y se necesita menos tiempo para la detección de los parásitos.

Desventaja: se pueden dañar los parásitos en el proceso y no es adecuado para identificar las especies en infecciones mixtas (OIE, 2004).

Tinción de frotis finos: Se coloca la gota de sangre en un extremo del porta objeto y se realiza una extensión fina, se la debe secar rápidamente al aire, se fija durante dos minutos con alcohol metílico y se deja secar. Después se tiñen por lo menos 25 minutos con Giemsa. Esta técnica identifica la especie de tripanosoma. Existen técnicas rápidas de tinción como la de Diff Quick y de Field (OIE, 2004).

Biopsias de linfonodos: Las muestras se obtienen de los linfonodos preescapulares o precurales (subiliacos). Se selecciona por palpación el nódulo, se desinfecta la zona, se pincha con una aguja adecuada y el material del linfonodo se aspira con jeringuilla. Se coloca este material en un porta, se

tapa con un cubre y se examina como en las preparaciones de sangre fresca (OIE, 2004)

2.4.3.6. Fisiopatología

- Factores que condicionan la patogenia

Dependientes del parásito: se refiere al parásito en sí y la dosis infectante

Hospedador: animales jóvenes, mal nutridos y que su sistema inmune este deprimido.

Medio ambiente: sistema de explotación, sanidad y condiciones ecológicas (menor o mayor grado de vectores)

- Mecanismos de acción patógena

Se distinguen dos aspectos en donde el desarrollo de la enfermedad es extravascular (humoral, tejidos): el primero que causa una enfermedad inflamatoria degenerativa con áreas de necrosis y el segundo en donde se origina una intensa anemia

Existen fenómenos asociados a tripanosomosis los cuales son:

- Vasculitis
- Aparición de quinina
- Aparición de complejos inmunitarios y reacción autoinmunitaria
- Supresión o disminución de la actividad del sistema inmune
- Aparición de procesos tóxicos

Además la acción patógena de Trypanosoma tiene 3 fases. Primera, existe la penetración de las formas metacíclicas las cuales llegan al tejido conectivo subcutáneo, ahí se da la multiplicación asexual y surge una respuesta celular, formando zonas de eritematosas, dolorosas y rojizas (2-6 días). A los 5 a 9 días de la primera reacción aparecen las células mononucleares y estas producen un endurecimiento nodular. Después se produce una vasodilatación lo que permite la penetración de los parásitos al torrente sanguíneo.

Segunda fase, las formas parásitas llegan a diferentes órganos (ganglios linfáticos, médula ósea, hígado, bazo) y se vuelven a multiplicar e invaden la sangre por oleadas. Se producen lesiones locales en dichos órganos, de naturaleza perivascular, con gran infiltrado de células plasmáticas y mononucleares, aparición de edema intersticial y hemorragias. Se produce una reacción con los anticuerpos y da lugar a la ruptura de tripanosomas y liberación de antígenos somáticos y desaparece la oleada de parásitos en sangre. Esto se repite y da lugar a la aparición de fiebre en agujas.

Tercera fase, se produce una invasión de los tejidos del SNC y líquido cefalorraquídeo, depósito de anticuerpos, proceso meningoencefálicos (Cordero del Campillo, 1999, pp. 305-307).

2.4.3.7. Epidemiología

Son enfermedades cosmopolitas principalmente en regiones tropicales y subtropicales de África y América. El ciclo de vida es heteroxeno, por eso necesita del hospedador invertebrado para su transmisión la cual se produce así:

- **Según el contagio de la forma parásita:**
 - o Contaminativa: forma infectante sale con las heces del hospedador invertebrado. Penetra en el hospedador vertebrado por medio de soluciones de continuidad producidas en la piel por el prurito intenso que se ocasiona. Los parásitos integran la sección Stercoraria o de sección posterior que se desarrollan en la zona distal del tubo digestivo del vector
 - o Inoculativa: el parásito es introducido en el vertebrado al ser regurgitado por el vector, en el momento de la succión de sangre. Los parásitos integran la sección Salivaria que se desarrollan en la zona proximal del tubo digestivo del vector.
- **Según el ciclo de vida en el interior del vector**
 - o Mecánica: sin reproducción en el vector
 - o Cíclica: con reproducción en el hospedador intermediario

(Cordero del Campillo, 1999, pp. 304-305)

2.4.3.8. Tratamiento

Es limitado el número de fármacos tripanocidas disponibles para el tratamiento y la prevención de las infecciones en las zonas endémicas, en África se administra cada año 6 millones de dosis. Se han comercializado por más de treinta años, su rango de seguridad terapéutica es pequeño, causando reacciones locales y la muerte con dosis elevadas. Es difícil disponer estos fármacos ya que son caros es por esto que se ha utilizado dosis menores a las recomendadas, sumado a que se los utiliza para medidas profilácticas y terapéuticas, han dado lugar a la aparición a que se forme resistencia a estos fármacos (Radostits et al., 2002, pp. 1583-1584).

Los fármacos más habituales frente a los tripanosomas son:

- Naftilaminas sulfatadas (suramina).- se la puede usar frente a *T. brucei* como fármaco curativo y profiláctico, a dosis de 10mg/kg por vía iv lenta
- Derivados de fenantridina (bromuro y cloruro de homidio, cloruro de isometamidio, bromuro de piritidio).- se utilizan como medidas curativas y profilácticas. Se usa en inoculaciones im o iv en soluciones al 1-5% a dosis de 1-2mg/kg
- Diamidinas aromáticas (acetato de diaminazina).- utilizado frente a *T. vivax*, y a *T. Congolense* como fármaco curativo y tripanocida a dosis de 3-4mg/kg sc o im
- Aminoquinaleinas (sulfato de dimetil-quinapiramina).- ya no se utiliza con frecuencia en el ganado vacuno.

(Radostits et al., 2002, pp. 1583-1584) (Cordero del Campillo, 1999, pp. 309)

2.4.3.9. Prevención y control

El control y erradicación actualmente es un problema sin solución ya que el tratamiento quimio profiláctico sería demasiado costoso y existiría resistencia a los fármacos. Actualmente se estudia la posibilidad de nuevos fármacos y de vacunas. Otra medida sería la eliminación de los vectores y por último, se debe proceder sobre los sistemas de explotación haciéndolos más racionales (pastoreo rotacional, mejora de praderas) (Cordero del Campillo, 1999, pp. 309).

CAPITULO III: METODOLOGÍA

3.1. Diseño de la Investigación

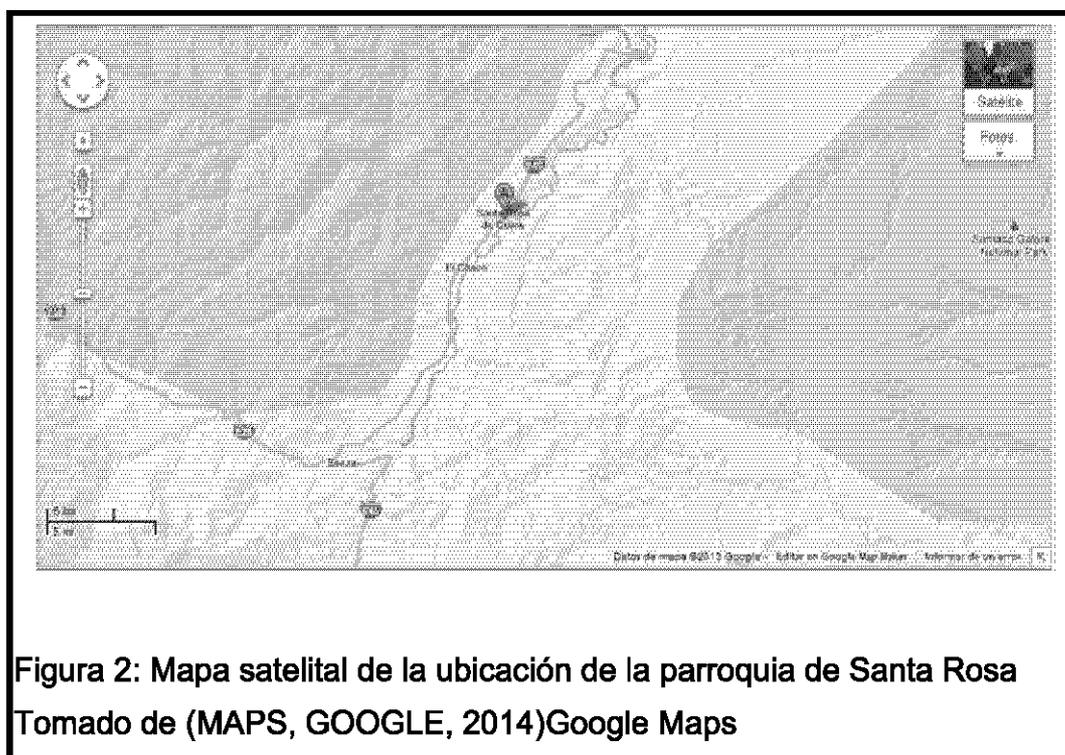
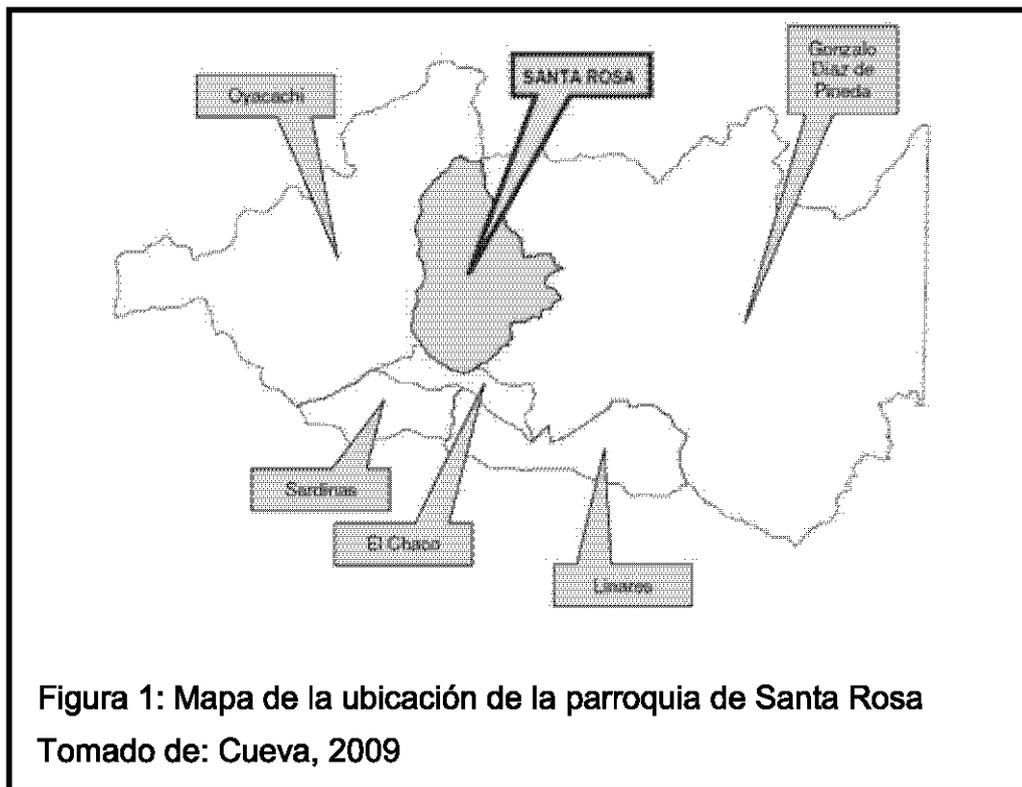
Se realizó un estudio de corte transversal para el análisis de las muestras de sangre tomadas en animales de tres fincas (F1, F2, F3) de la parroquia Santa Rosa, cantón El Chaco, provincia del Napo, para la identificación de hemoparásitos.

3.2. Unidad de estudio de la investigación

El estudio se realizó en las fincas antes mencionadas, las cuales fueron seleccionadas por el interés de los ganaderos ya que desconocían del tema, los mismos sin ningún inconveniente cooperaron para tomar muestras de sus animales (bovinos) y así llevar a cabo la presente investigación.

3.3. Ubicación de las fincas

Las tres fincas se encuentran en la parroquia de Santa Rosa, la cual se ubica entre la Reserva Ecológica Sumaco Napo Galeras al sureste y la Reserva Ecológica Cayambe-Coca al noroccidente. Limita al norte con la provincia de Sucumbíos, al sur con la parroquia El Chaco; al este con la parroquia Gonzalo Díaz de Pineda; y al oeste con la parroquia Oyacachi. El clima del sector es templado, permanentemente húmedo y con un soporte máximo de lluvias a nivel del país; sin embargo, su temperatura no supera los 25 °C, en cuanto a su altitud es de 1600 msnm (Cueva, 2009)



3.4. Características de las fincas en estudio

Tabla 2: Características de manejo de las fincas en estudio

Finca	Sistema de manejo extensivo	Alimentación: Pasto miel Sales minerales Balanceado	Distribución de animales por edad	Desparasitación externa (Ivermectina)	Desparasitación interna (Albendazol)	Baño garrapaticida (Frecuencia)
F1	Si	+ + +	No	Si	Si	c/ 30 días
F2	Si	+ + +	Si	Si	Si	c/ 8 a 15 días
F3	Si	+ + +	No	Si	Si	c/ 45 a 60 días

3.5. Población y muestra

3.5.1. Población

Las fincas en estudio tienen un total de 55 animales bovinos de raza Holstein mestiza principalmente, y otras razas (Brown swiss 1 animal y Brahman 1 animal), de diferentes edades, las cuales están repartidas de la siguiente manera: F1=14; F2=18; F3=23.

3.5.2. Muestra

La muestra se determinó por la fórmula de Cochran y Cox con una probabilidad del 95 % y un margen de error del 5 %, la fórmula es la siguiente:

$$M = P \times 400 / P + 400$$

Donde:

P = Población

M = Tamaño de la muestra

Entonces:

$$M = 55 \times 400 / 55 + 400 = 48$$

Como el tamaño de la muestra es semejante a la población completa de animales se decidió incluir a toda la población, es decir los 55 animales, con lo cual no se altera la significancia estadística.

Como criterio de exclusión se debe tomar en cuenta a los animales enfermos pero en este caso no existió este tipo de problemas.

3.5.3. Toma de muestras

La investigación tuvo por objeto determinar la presencia de hemoparásitos en bovinos, mediante análisis del frotis sanguíneo obtenido in situ (realizado junto al animal en las respectivas fincas), así como también de frotis sanguíneo realizados en el laboratorio, a partir de las muestras enviadas en frascos de tapa lila de 4,5 ml (que contienen EDTA como anticoagulante). Las muestras fueron obtenidas en F1 y F2 el 30 de marzo del 2014, y en F3 fue el 13 de abril del 2014 como se indica en Anexo 11

3.5.4. Método de campo

Para la obtención de la muestra sanguínea se procedió a sujetar al animal en un árbol con la ayuda de narigueras y sogas para evitar cualquier tipo de accidentes y así continuar con el muestreo.

3.5.4.1. Método para la obtención de muestra sanguínea

Los sitios utilizados para la obtención de sangre de los animales fueron dos: punción de la vena marginal de la oreja con aguja hipodérmica # 18 y punción de la vena coccfgea en la cola con jeringuilla de 5 ml con aguja # 18. Las punciones se realizaron previa desinfección con yodo.

En la vena marginal de la oreja se introdujo la aguja y se desecharon las primeras 2 gotas de sangre (para evitar la contaminación con el yodo) y se

recogió la tercera gota de sangre en el portaobjetos. Con la ayuda de otro portaobjetos se realizó el frotis sanguíneo in situ, después se secó dicho frotis y con la ayuda de un marcador se identificó la placa y por último se guardó cada placa en el porta placas como se indica en anexo 12.

En la vena coccígea se procedió a puncionarla con una aguja de la respectiva jeringuilla, se extrajeron 5 ml de sangre. Una vez extraída la sangre se retiró la aguja y se colocó suavemente la sangre al tubo de tapa lila, inmediatamente se homogenizó la muestra, se rotuló, se colocó en una gradilla y por último se guardó cada una de las muestras en un cooler con sustitutos de hielo (Anexo 13). Al terminar los respectivos procedimientos en cada una de las fincas se llevó las muestras al laboratorio (LAB-VET), especializado en sanidad animal para obtener resultados fidedignos, ubicado en la ciudad de Quito. En dicho laboratorio se realizó la tinción y diagnóstico de los frotis in situ además del frotis y diagnóstico de las muestras contenidas en los tubos con anticoagulante, estos procedimientos se realizaron aproximadamente a las 24 horas de tomadas las muestras.

3.5.5. Método de laboratorio

3.5.5.1. Preparación frotis sanguíneo

- De las muestras obtenidas con anticoagulante se tomó una gota de sangre y se la colocó en el borde del portaobjetos.
- Luego se tomó otra placa y se la colocó sobre la gota de sangre en un ángulo de 45°.
- Luego se deslizó suavemente para que la sangre se extienda y se forme una capa delgada y uniforme.
- Por último se secó rápidamente agitando el portaobjetos en el aire.

3.5.5.2. Método de coloración Diff-Quick

Una vez llegadas las muestras de sangre con EDTA al laboratorio, se procedió a extraer una gota de sangre de cada una de las muestras para realizar el frotis sanguíneo correspondiente, ya realizado el frotis se secó al

aire y se colocó en las soluciones de Diff Quick que se detalla a continuación: la solución 1 es un fijador (alcohol metilo) aquí se dejó alrededor de 15 segundos cada placa, luego se introdujo cada placa en la solución 2 (eosina) alrededor de 15 segundos y para terminar se introdujo en la solución 3 (azul de metileno) por el mismo tiempo, se lavó cada placa con agua y se dejó secar para observar en el microscopio.

3.6. Materiales

Materiales de campo (Anexo 14)

- 55 bovinos
- Soga
- Nariguera
- Yodo
- Algodón
- Tubos con anticoagulante (EDTA)
- Agujas hipodérmicas calibre # 18
- Jeringuillas de 5ml
- Guantes
- Láminas portaobjetos
- Porta placas
- Gradilla
- Marcador
- Cooler
- Sustitutos de hielo
- Tabla control
- Esferos
- Overol
- Botas de caucho

Materiales de Laboratorio

- Láminas Porta objetos
- Pipeta
- Microscopio
- Reactivo Diff Quick

3.7. Hipótesis

- Existe presencia de hemoparásitos *Anaplasma* spp, *Babesia* spp y *Trypanosoma* spp en las tres unidades de producción ubicados en la parroquia de Santa Rosa
- No existe presencia de hemoparásitos *Anaplasma* spp, *Babesia* spp y *Trypanosoma* spp en las tres unidades de producción ubicados en la parroquia de Santa Rosa.

3.8. Variables

- Variable independiente: presencia de vectores
- Variable dependiente: enfermedades hemoparasitarias en ganado bovino

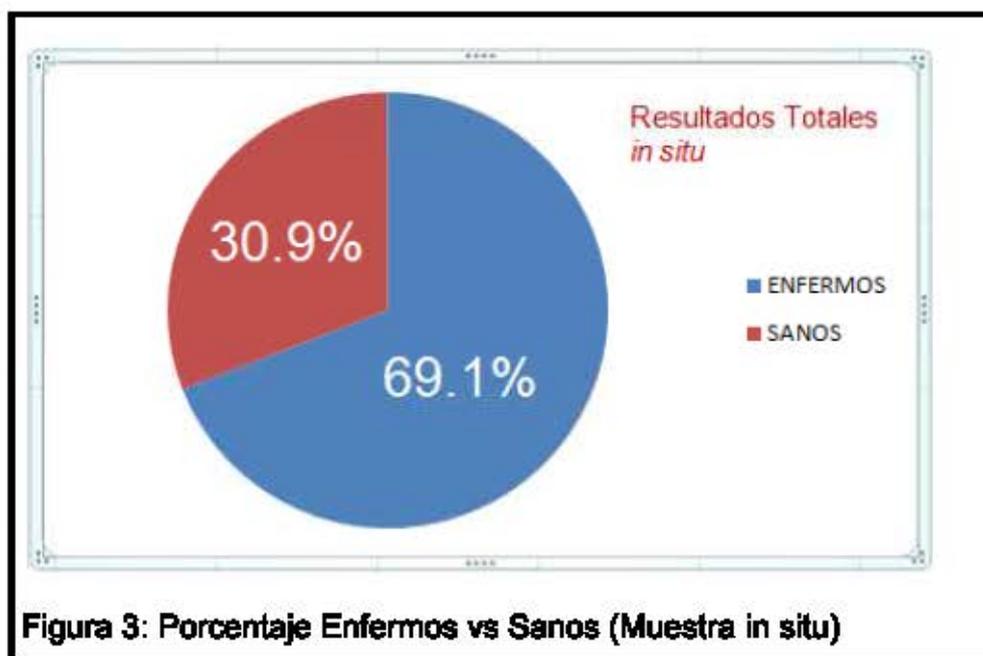
CAPITULO IV: RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1. Enfermos vs Sanos

4.1.1. Resultado Global (Muestra In situ)

Tabla 3: Enfermos vs Sanos (Muestra in situ)

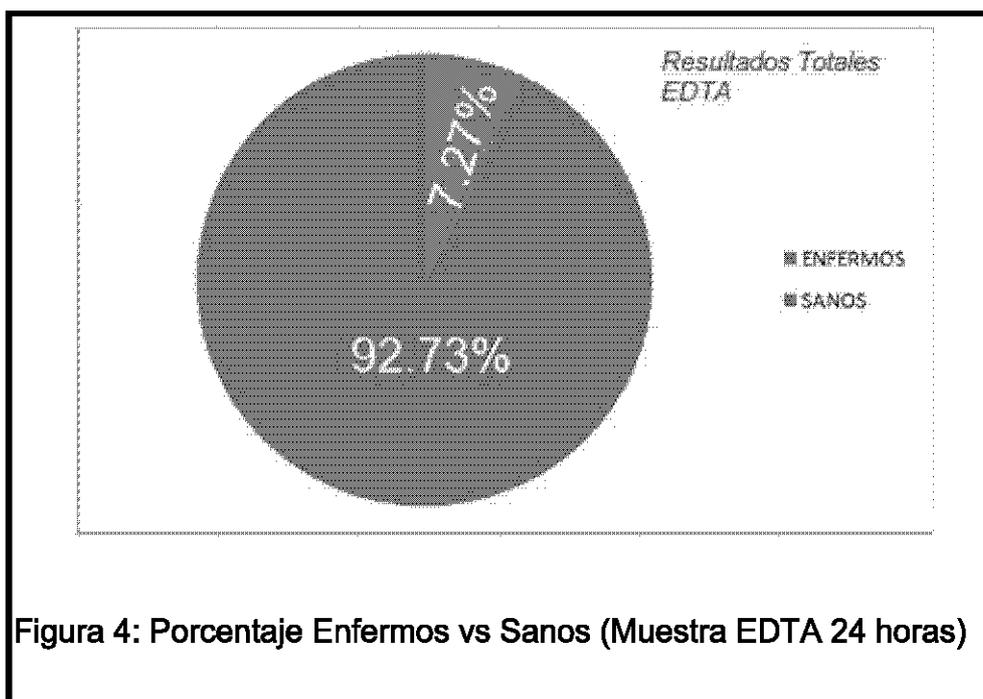
	ENFERMOS	SANOS	TOTAL
Nº CASOS	38	17	55
PORCENTAJE	69.1%	30.9%	100%



4.1.2. Resultado Global (Muestra EDTA 24 horas)

Tabla 4: Enfermos vs Sanos (Muestra EDTA 24 horas)

	ENFERMOS	SANOS	TOTAL
Nº CASOS	4	51	55
PORCENTAJE	7.27%	92.73%	100%



Al analizar las figuras 3 y 4 de enfermos vs sanos por medio de la muestra in situ y la muestra de EDTA podemos decir que la primera detecta mayor cantidad de animales enfermos ya que gracias al frotis de sangre periférica se pueden identificar parásitos intracelulares, epiteliales y extracelulares como nos indica (Latimer, Mahaffey y Prasse, 2005) esto corrobora (Nuñez y Bouda, 2007) indicando que la muestra ideal se obtiene de vasos periféricos ya que en

ciertas ocasiones ayudan a la diferenciación de la especie (*Babesia bigemina* y *Babesia bovis*), además (BOCK, 2008) indica que esta muestra de vasos periféricos proporciona cifras más altas de parásitos, (Fraga, 2010) añade que en las muestras de sangre obtenidas de la circulación general pueden existir 20 veces menos de eritrocitos infectados.

(Moreira, 2013) señala que los frotis sanguíneos para la detección de babesia deben ser de la vena de la oreja debido a que el acantonamiento de los eritrocitos es mayor en estos vasos.

Además (Nuñez y Bouda, 2007) nos indica que si las muestras son obtenidas en tubos con anticoagulante, el frotis debe ser preparado inmediatamente después de tomada la muestra si esto no es posible, se debe preparar en un máximo de 6 horas después de la extracción de la muestra, ya que de no hacerlo es posible que se obtengan resultados falsos negativos, pues los parásitos no se observarán en las células debido a que puede existir hemólisis, es por este motivo que en la muestra enriquecida con anticoagulante (EDTA) a las 24 horas existen falsos negativos, además la distancia que existe desde la ubicación de estas fincas hacia Quito juega un papel importante, a pesar de que el muestreo se realizó en una forma rápida pero no se llegó en un lapso máximo de seis horas como indica la literatura.

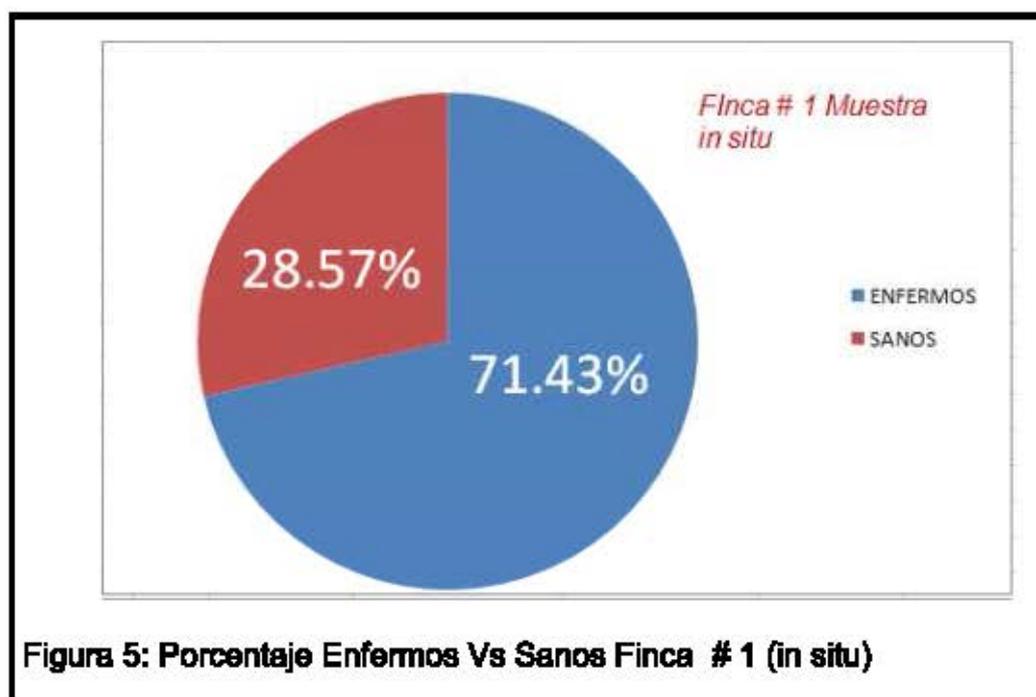
En estudios realizados en el país relacionados con hemoparasitosis las muestras sanguíneas se obtenían de la vena coccígea o yugular en tubos con anticoagulante, pero no se indica si el frotis sanguíneo se realizó de inmediato o después de cierto tiempo de extraída la muestra sanguínea ya que el tiempo es un factor que se debe considerar al momento de realizar dicha técnica.

Para analizar los resultados obtenidos en nuestro estudio aplicamos la prueba T de Student, en donde el valor de $p > 5$ (2,919) nos indica que existe diferencia altamente significativa que concuerda con los resultados obtenidos en el análisis porcentual. En anexo 15 se adjunta dicho resultado.

4.1.3. Resultado Finca # 1 (Muestra in situ)

Tabla 5: Enfermos vs Sanos Finca # 1 (in situ)

	ENFERMOS	SANOS	TOTAL
Nº CASOS	10	4	14
PORCENTAJE	71.43%	28.57%	100%



4.1.4. Resultado Finca # 2 (Muestra in situ)

Tabla 6: Enfermos vs Sanos Finca # 2 (in situ)

	ENFERMOS	SANOS	TOTAL
Nº CASOS	8	10	18
PORCENTAJE	44.44%	55.56%	100%

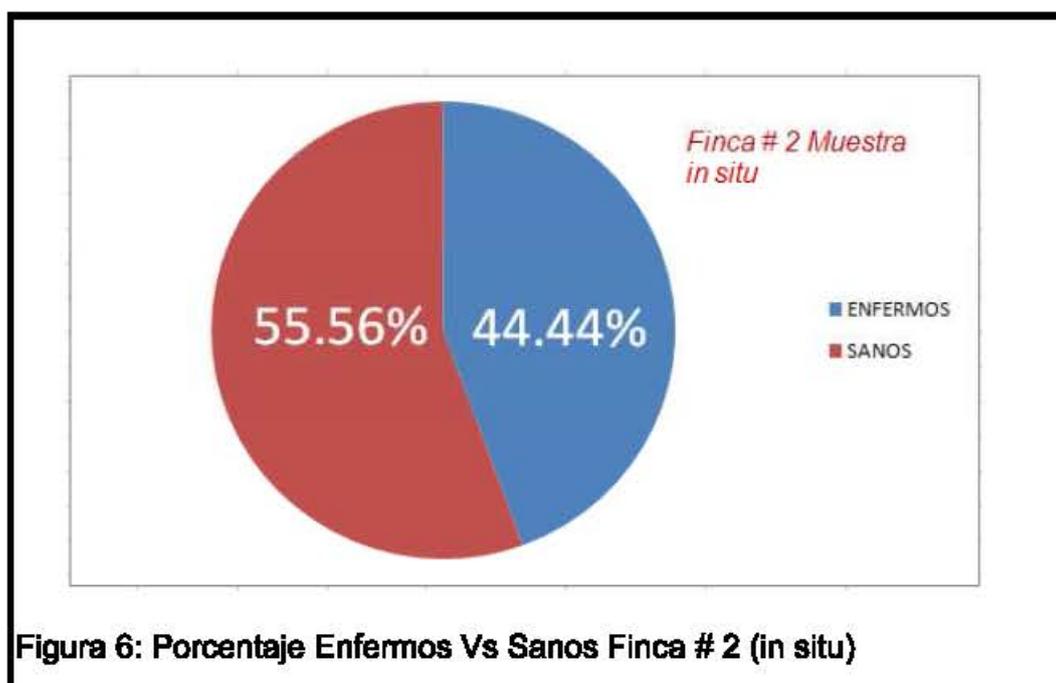
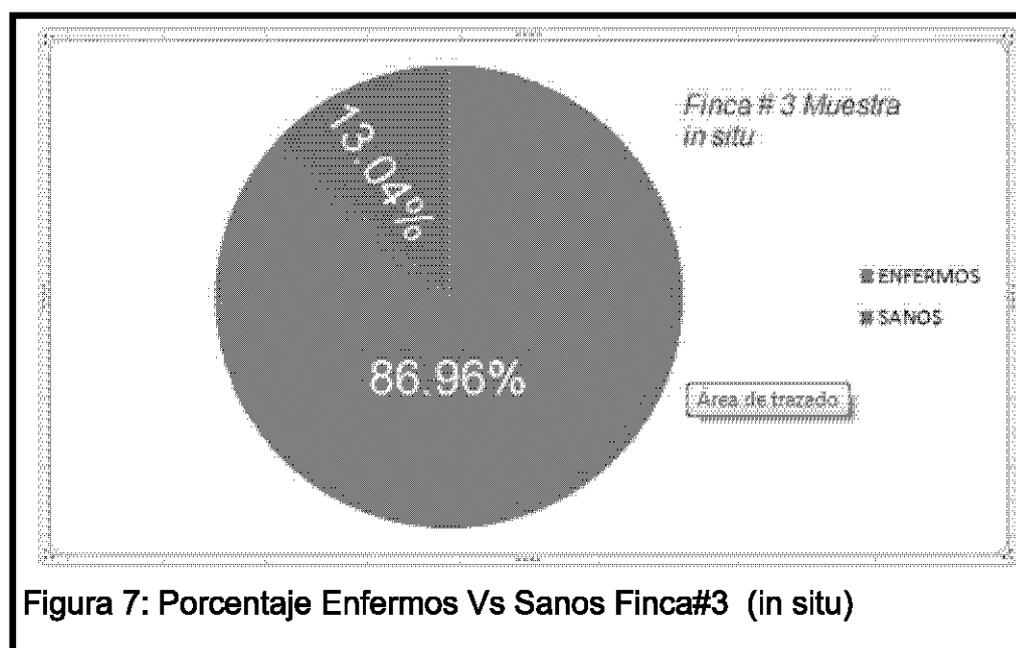


Figura 6: Porcentaje Enfermos Vs Sanos Finca # 2 (in situ)

4.1.5. Resultado Finca # 3 (Muestra in situ)

Tabla 7: Enfermos vs Sanos Finca # 3 (in situ)

	ENFERMOS	SANOS	TOTAL
Nº CASOS	20	3	23
PORCENTAJE	86.96%	13.04%	100%



Cabe indicar que al momento de la recolección de muestras y elaboración del frotis in situ se pudo observar que los animales no presentaban ninguna sintomatología, lo que si se pudo apreciar es la presencia de garrapatas en estado de ninfas y adultas.

Según (Ríos et al., 2010) y (Quiroz et al., 2011) la transmisión de hemoparásitos se encuentra determinada por la convivencia vector-parásito-hospedador, esta convivencia está determinada por factores bióticos y

abióticos que afectan la transmisión. En zonas enzoóticas, la transmisión puede llegar a un estado de equilibrio entre la infección y la inmunidad que adquiere el bovino, esto se conoce como el nombre de estabilidad enzoótica.

Es decir que en estos hatos ganaderos, los animales que se infectan a temprana edad y gracias a la inmunidad pasiva (transferida por la madre) que permanece alrededor de los 9 meses de edad, no presentan signos, además después de esta edad ya se desarrolla una inmunidad adquirida. Cabe mencionar que el total de animales existentes en estos hatos ganaderos son nativos.

Por medio de las figuras 5, 6 y 7 podemos notar que en la Finca # 3 existe el mayor número de animales con hemoparásitos seguido de la Finca # 1 y por último de la Finca # 2. Esto se resume a que no hay un debido manejo para la eliminación de vectores. (Ríos et al., 2010) indica que con baños garrapaticidas no tan frecuentes se va a lograr que exista una estabilidad enzoótica pero va a existir mayor presencia del vector y presencia de hemoparásitos. En cambio con frecuencias altas de baños garrapaticidas vamos a disminuir la cantidad de vectores y por ende la cantidad de garrapatas infectadas.

Otro punto por el cual se tiene una mayor cantidad de animales infectados es por el mal uso de agujas es decir que una misma aguja se utiliza para todos los animales cuando se administran diversos fármacos.

Para analizar los resultados aplicamos la prueba T de Student, en donde el valor de $p > 5$ (2,131) nos indica que existe diferencia significativa entre enfermos vs sanos. Los resultados de la prueba se adjuntan en el anexo 16.

4.2. Resultado total por hemoparásito e infecciones mixtas

4.2.1. Muestra in situ

Tabla 8: Hemoparásitos existentes (in situ)

HEMOPARÁSITO	A. marginale	B. bigemina	A. marginale, B. bigemina	Trypanosoma spp
TOTAL %	20 %	43.6%	5.5%	0%

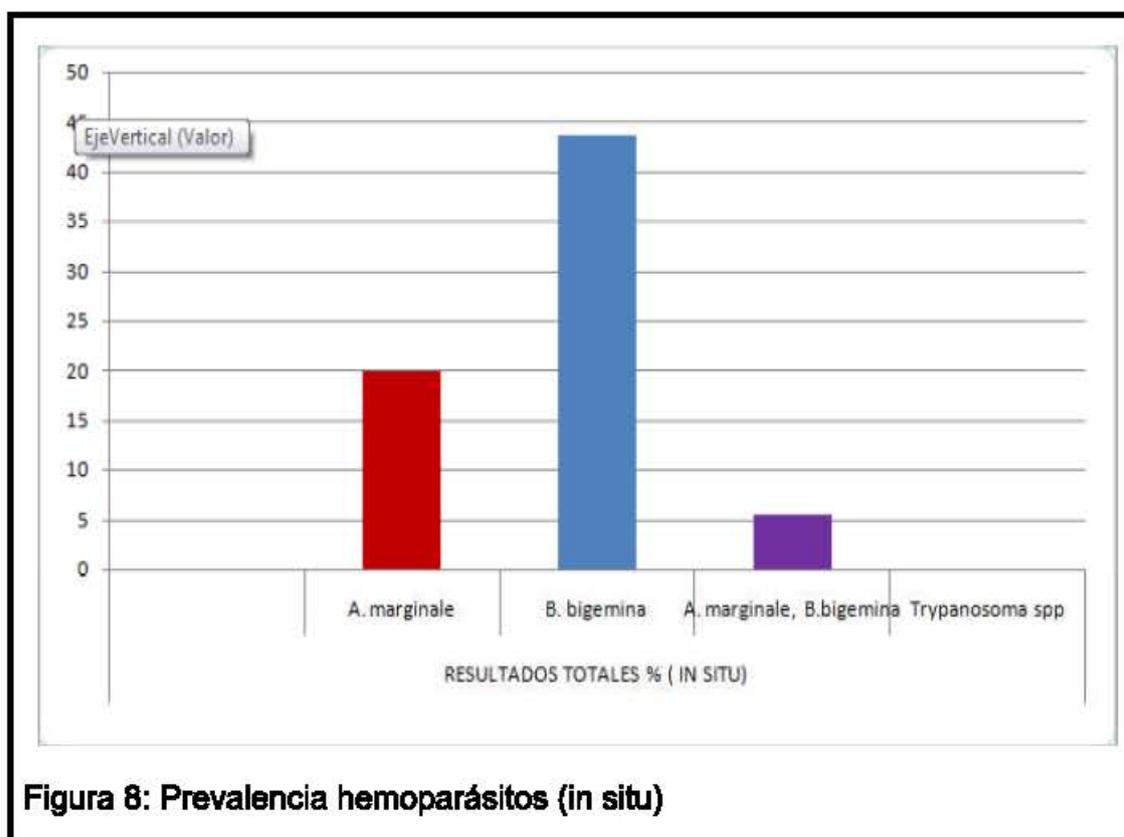


Figura 8: Prevalencia hemoparásitos (in situ)

Como se puede ver la prevalencia total de *B. bigemina* es del 43.6%, este resultado concuerda con un estudio realizado por Vasco (2013) donde nos indica que gracias a la técnica de PCR se logró identificar las especies de *Babesia* en la garrapata (*Boophilus microplus*) la cual existe en la parroquia de Santa Rosa, llegando a detectarse muestras positivas de *B. bigemina* en esta zona, y en zonas aledañas a esta parroquia se encontró la coexistencia entre *B. bigemina* y *B. bovis*.

La prevalencia total de 43.6% para *B. bigemina* difiere con el estudio realizado por Hernández, ya que su resultado es del 0%, el método diagnóstico fue la de frotis sanguíneo, este resultado se debe a que la muestra no se extrajo del sitio ideal para reconocer hemoparásitos.

Otros estudios señalan la presencia de la enfermedad en el país. Las prevalencias reportadas en Esmeraldas y Guayas son 4.67% y 14% respectivamente. No han sido identificadas las especies causantes de babesiosis.

El otro resultado a discutir es el de *Anaplasma marginale*, en donde su prevalencia es del 20%. (Wall, et al, 2001) nos indica que el vector de Anaplasmosis es la garrapata *Boophilus microplus* la cual está presente en esta zona. Este resultado concuerda con otras investigaciones realizadas en el país ya que los valores reportados van desde 6.67% a 65.20%.

Otro resultado a discutir es a cerca de las infecciones mixtas (*A. marginale* y *B. bigemina*) en donde la prevalencia es del 5.5%. En un estudio realizado por Donarie y Hurtado (2012) en Nicaragua, nos indica que animales muestreados presentaron dicha asociación lo cual atribuye al vector el cual es similar, además indica que la mayoría de las veces las infecciones de *Babesia* se presentan junto al *Anaplasma*.

Al comparar *Anaplasma* y *Babesia* podemos ver que la segunda está en mayor cantidad esto se atribuye a que *Anaplasma* se encuentra localizado en el contenido intestinal y túbulos de Malpighi de la garrapata, en cambio *Babesia* se encuentra localizada en las células de diversos órganos por medio de la hemolinfa, tales como hemocitos, células musculares, de túbulos de Malpighi y

de ovarios, estas diferencias hacen que las garrapatas permanezcan infectantes por un periodo más prolongado (Donaire y Hurtado, 2012).

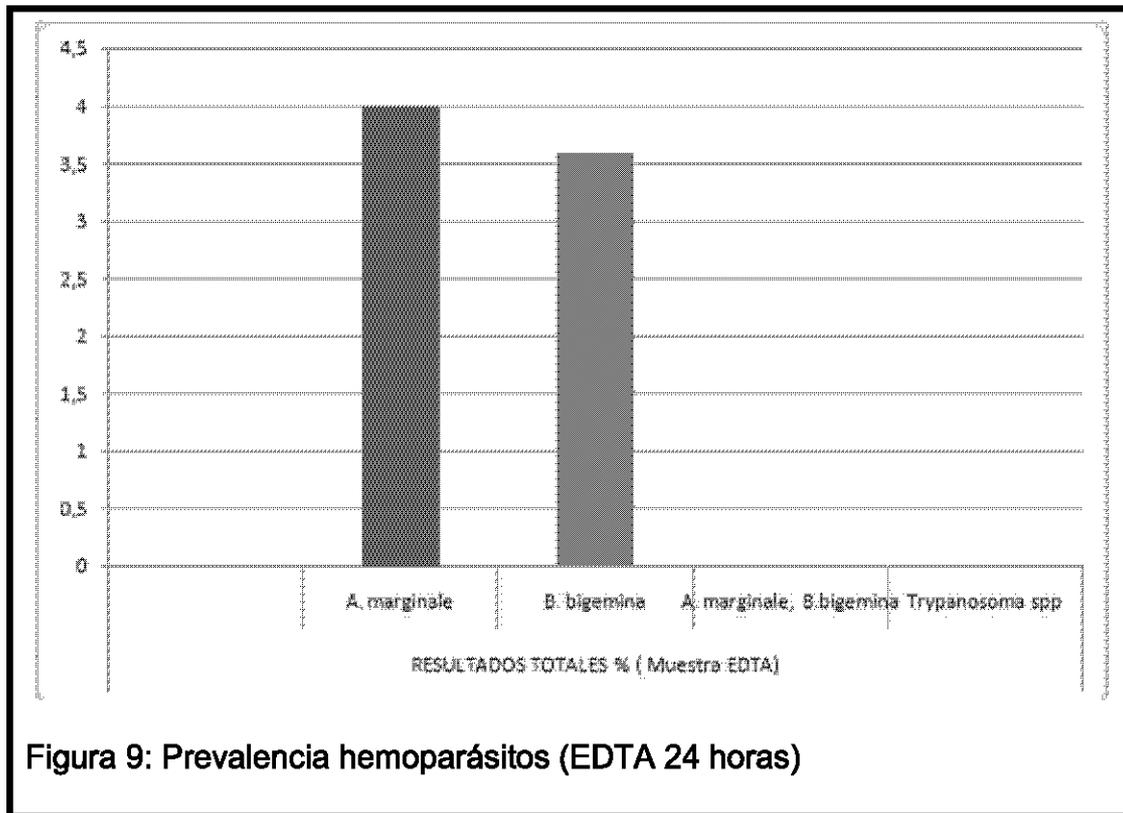
El último punto a discutir es que ningún animal presentó tripanosomiasis esto es debido a que en la parroquia de Santa Rosa no se reporta la existencia del vector específico (Tábano) como lo indica (Buestán, Navarrete y Mejía, 2007). Tamasaukas et al, 2001 indica que la garrapata *Boophilus microplus* es el vector involucrado directamente en la transmisión de la babesiosis bovina y también de la anaplasmosis y en menor grado en la de la tripanosomiasis pero en nuestro caso no existe la misma.

Para comparar los resultados de la presencia de babesia y anaplasma se utilizó la prueba estadística T de Student, en donde el valor de $p > 5$ (2,919), nos indica que existe diferencia significativa. Los resultados se adjuntan en anexo 17

4.2.2. Muestra EDTA 24 horas

Tabla 9: Hemoparásitos existentes (EDTA 24 horas)

HEMOPARÁSITO	A. marginale	B. bigemina	A. marginale, B. bigemina	Trypanosoma spp
TOTAL %	4%	3.6%	0.0%	0%



En la Figura 9 podemos ver que existe el 4% de los animales muestreados que presentan *A. marginale* y el 3.6% que presentan *B. bigemina*, es decir esta prueba nos arrojó falsos negativos debido al tiempo que se realizó el frotis sanguíneo, además que la distancia de las fincas en estudio al laboratorio es extensa, pero la presencia de estos hemoparásitos están presentes en esta prueba lo que nos indica que si existe hemoparasitosis en la parroquia de Santa Rosa.

CAPÍTULO V: CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

5.1. Conclusiones

- Los principales hemoparásitos encontrados en los tres núcleos productores fueron *A. marginale* y *B. bigemina*.
- *B. bigemina* es el hemoparásito con mayor presentación en las tres fincas, con una prevalencia de 43.6%.
- Existen infecciones mixtas ya que el vector es similar para anaplasmosis y babesiosis.
- No se reporta tripanosomiasis ya que el vector específico no existe en la zona, pero la garrapata puede estar involucrado en la transmisión de la misma.
- El método efectivo para la detección de hemoparásitos fue el de frotis in situ proveniente de sangre periférica, mostrando el 69.10% de animales positivos.
- El tiempo para realizar el frotis sanguíneo no debe superar más de 6 horas ya que puede existir hemólisis y resultados falsos negativos.

5.2. Recomendaciones

- Realizar estudios de prevalencia de hemoparásitos a nivel provincial para establecer la situación real de la enfermedad.
- Utilizar el frotis in situ proveniente de la vena marginal de la oreja antes que la muestra sanguínea con anticoagulante proveniente de la vena coccígea.
- Establecer un plan de control de ectoparásitos en la parroquia de forma periódica, considerando los niveles de infestación, época del año y especie de garrapata.
- Tratar adecuadamente a los animales positivos con productos específicos para hemoparásitos como diaminazina.

- Realizar un frotis cada 15 días después de la primera administración del fármaco para ver si se eliminó el hemoparásito y así identificar a los portadores sanos (principales diseminadores de la enfermedad).

REFERENCIAS

- Ballweber, L. (2001). *Veterinary Parasitology*. Estados Unidos: Butterworth–Heinemann.
- BOCK, R. (2008). Babesiosis of cattle. Recuperado el 07 de Octubre de 2014, de http://www.cbpv.org.br/artigos/CBPV_artigo_004.pdf
- Bowman, D. (2009). *GEORGIS' PARASITOLOGY FOR VETERINARIANS*. St. Louis, Missouri: Elsevier.
- Buestán, J., Navarrete, R., & Mejía, M. (2007). Lista actualizada de tábanos (Diptera: tabanidae) del Ecuador. Recuperado el 25 de Junio de 2014, de <http://es.scribd.com/doc/51250879/tabanos-DEL-ECUADOR>
- Cordero del Campillo, M. (1999). *Parasitología Veterinaria*. España: McGraw-Hill .
- Corona, B., Rodríguez, M., & Martínez, S. (2004). Anaplasmosis Bovina. Recuperado el 12 de Diciembre de 2013, de <http://www.veterinaria.org/revistas/redvet/n040405/040511.pdf>
- Corpoica. (1996). Epidemiología, Diagnóstico y Control de enfermedades parasitarias en bovinos. Recuperado el 23 de Septiembre de 2013, de http://books.google.com.ec/books?hl=es&lr=&id=Htlxps44_WQC&oi=fnd&pg=PT14&dq=hemoparasitos+bovina+fao&ots=foRgnLo9dv&sig=CtFqQNj_hLouQS5reopJoC0XszA#v=onepage&q=hemoparasitos%20bovina%20fao&f=false
- Cortés, J. (2011). Garrapatas: estado actual y perspectivas. Recuperado el 2014 de Septiembre de 23, de www.revistabiomedica.org
- Cortes, J., Betancourt, J., Argüelles, J., & Pulido, L. (2010). Distribución de garrapatas *Rhipicephalus (Boophilus) microplus* en bovinos y fincas del Altiplano cundiboyacense (Colombia). Recuperado el 12 de Diciembre de 2013, de <http://www.corpoica.org.co/sitioweb/Archivos/Revista/Capitulo9Rev>

- Cueva, M. (2009). Santa Rosa Camping. Recuperado el 5 de Mayo de 2013, de <http://repositorio.uct.edu.ec/bitstream/123456789/122/1/SANTA%20ROSA%20CAMPING.pdf>
- Dirksen, G., Gründer, H.-D., & Stober, M. (2005). Medicina Interna y Cirugía del Bovino. Buenos Aires: Inter-Médica.
- Donaire, J., & Hurtado, G. (2012). Hemoparásitos en bovinos de engorde en las fincas Cañas Gordas y Las Alturas, comarca San Agustín, Acoyapa, Chontales, en los meses de agosto - octubre 2012. Recuperado el 16 de Junio de 2014, de <http://cenida.una.edu.ni/Tesis/tnl73d674h.pdf>
- Estrada, A., Farkas, R., Jaenson, T., Madder, M., & Pascucci, I. (2013). Ticks and Tick-borne Diseases. CABI.
- Fraga, E. (2010). Estudio clínico, laboratorial y ecográfico de la babesiosis canina en Galicia. Univ Santiago de Compostela.
- Garcia, Z. (2010). Garrapatas que afectan al ganado bovino y enfermedades que transmiten en México. Recuperado el 03 de Diciembre de 2013, de <http://biblioteca.inifap.gob.mx:8080/xmlui/bitstream/handle/123456789/3281/Garrapatasqueafectanalganadobovinoyenfermedades.pdf?sequence=1> el 2 d
- Hernández, A. (2012). Estimación de la prevalencia de babesiosis bovina en la provincia de Santo Domingo de los Tsáchilas mediante microscopía de frotis sanguíneo y reacción en cadena de la polimerasa (PCR). Recuperado el 23 de Marzo de 2014, de <http://repositorio.espe.edu.ec/bitstream/21000/5889/1/T-ESPE-034396.pdf>
- Institute for International Cooperation in Animal Biologics. (Septiembre de 2009). Garrapatas. Recuperado el 23 de Septiembre de 2014, de <http://www.cfsph.iastate.edu/Factsheets/es/garrapatas.pdf>
- Kocan, K., Blouin, E., & Barbet, A. (2000). Anaplasmosis control. Past, present, and future. Recuperado el 2014 de Septiembre de 25, de <http://www.ncbi.nlm.nih.gov/pubmed/11193665>

- Latimer, K., Mahaffey, E., & Prasse, K. (2005). *Patología Clínica Veterinaria. Multimédica.*
- León, M. (2012). *Garrapatas (Ixodidae) I: Anatomía, biología y ecología.* Recuperado el 16 de Junio de 2014, de http://eurekabymerial.es/descargar_bibliotek.php?elid=59
- Madrid, C., Fuentes, H., Romero, W., Alvarez, A., & Espinoza, E. (2012). *Reactivación de un cepario de Babesia bigemina, Babesia bovis y Anaplasma marginale, para estudios experimentales.* Recuperado el 02 de Diciembre de 2013, de <http://www.bioline.org.br/request?zt12002>
- Magap. (2000). *Tercer censo nacional agropecuario.* Recuperado el 20 de Julio de 2014, de <http://sinagap.agricultura.gob.ec/resultados-provinciales/file/2371-napo-t49?start=20>
- MAPS, GOOGLE. (2014). *Google maps. Santa Rosa de Quijos.* Recuperado el 18 de Mayo de 2014, de <https://maps.google.com.ec/>
- Mehlhorn, H., Duwel, D., & Raether, W. (1994). *Manual de parasitología veterinaria.*
- Moreira, E. (2013). *Determinación de la incidencia de babesiosis canina en perros de la parroquia clemente baquerizo, babahoyo.* Recuperado el 7 de Octubre de 2014, de <http://dspace.utb.edu.ec/xmlui/handle/123456789/2190>
- Núñez, L., & Bouda, J. (2007). *Patología Clínica Veterinaria.* México: UNAM.
- Organización Mundial de Sanidad Animal. (2004). *Manual de la OIE sobre animales Terrestres (Babesiosis).* Recuperado el 10 de Marzo de 2014, de http://web.oie.int/esp/normes/mmanual/pdf_es/2.3.08_Babesiosis_bovina.pdf
- Organización Mundial de Sanidad Animal. (2004). *Manual de la OIE sobre animales Terrestres (Tripanosomiasis).* Recuperado el 10 de Marzo de 2014, de

http://web.oie.int/esp/normes/mmanual/pdf_es/2.5.15_Tripanosomosis.pdf

- Quiroz, H., Figueroa, J., Ibarra, F., & López, M. (2011). Epidemiología de las enfermedades parasitarias en los animales domésticos. México.
- Radostits, M., Gay, C., Blood, D., & Hinchcliff, K. (2002). Tratado de las enfermedades del ganado bovino, ovino, porcino, caprino y equino. España: McGraw Hill.
- Rey, C. (2004). Hemoparasitosis en América Latina: El Caso Venezuela. Recuperado el 23 de Julio de 2014, de <http://www.corpoica.org.co/SitioWeb/Archivos/Conferencias/HemopVenz.pdf>
- Ríos, L., Zapata, R., Reyes, J., Mejía, J., & Baena, A. (2010). ESTABILIDAD ENZOÓTICA DE BABESIOSIS BOVINA EN LA REGIÓN DE PUERTO BERRÍO, COLOMBIA. Recuperado el 24 de Septiembre de 2014, de http://www.scielo.org.ve/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0798-22592010000500006
- Simoës, D., Chirinos, A., Martínez, N., Casterón, O., & Ávila, J. (1995). Prevalencia de Babesiosis Bovina en el sector cuatro del Municipio Mara. Recuperado el 24 de septiembre de 2014, de <http://www.saber.ula.ve/bitstream/123456789/26904/2/articulo1.pdf>
- Smith, B. (2010). Medicina interna de grandes animales. España: Elsevier.
- Soto, K. (2010). Determinación de 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 ELISA. Recuperado el 23 de Septiembre de 2013, de <http://repositorio.espe.edu.ec/bitstream/21000/2846/1/T-ESPE-030491.pdf>
- Tamasaukas, R., Agudo, L., Silva, A., Florio, J., Vintimilla, M., & Rivera, S. (2010). Hemoparasitosis en ganadería doble propósito venezolana, diagnóstico y control: Una revisión. Recuperado el 24 de Septiembre de

2014, de http://www.scielo.sa.cr/scielo.php?pid=S1659-13212010000200018&script=sci_arttext

Tamasaukas, R., Aguirre, A., Ron, J., Roa, N., & Cono, M. (2001). Tetralogía hemoparasitaria en algunas fincas bovinas del municipio Santa Rita, estado Guarico, Venezuela. Recuperado el 05 de Mayo de 2013, de <http://bibliofcv.veter.ucv.ve/revistafcv/pdf/rita.pdf>

Tizard, I. (2002). Inmunología Veterinaria. México: McGraw Hill.

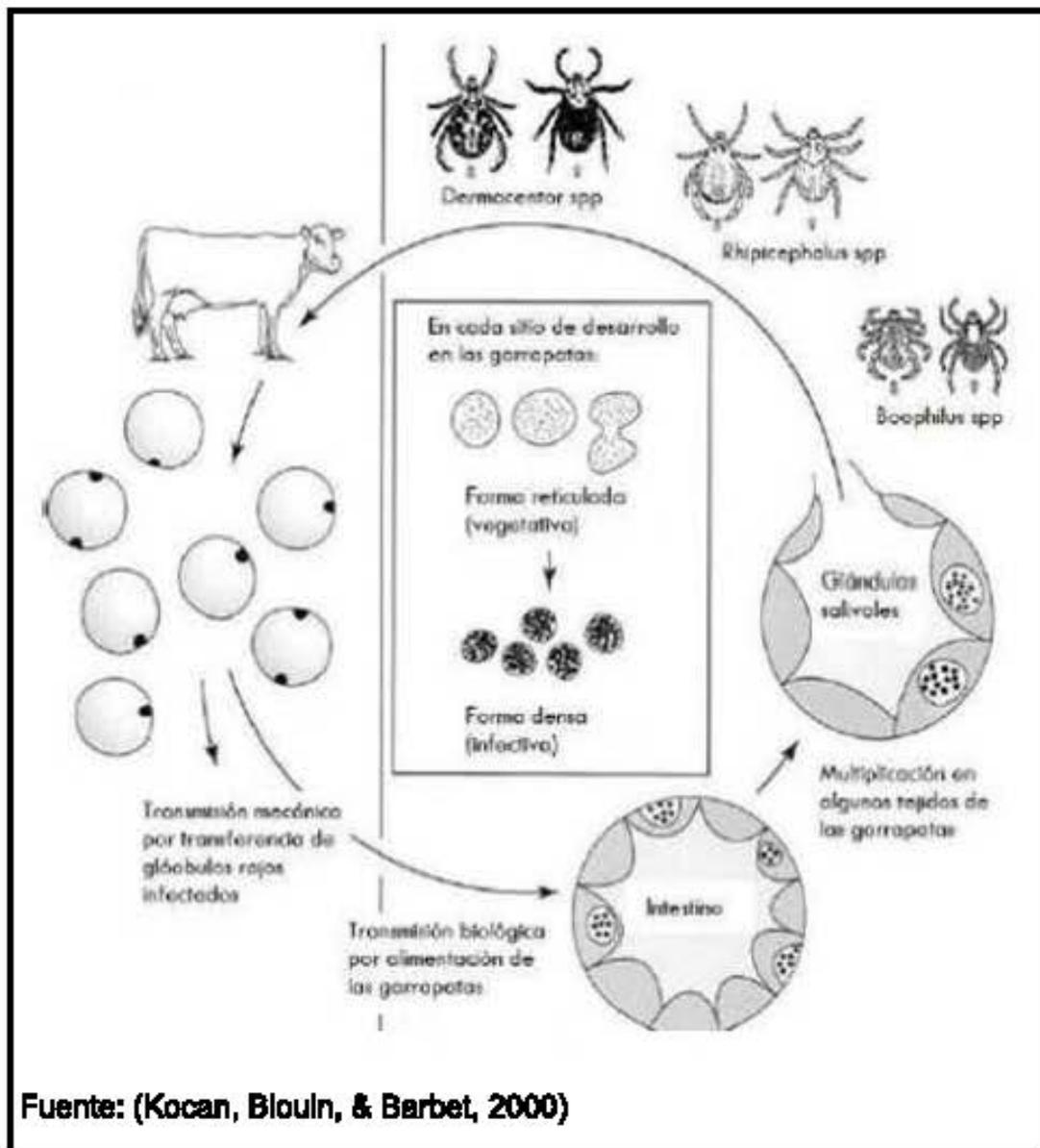
Vasco, K. (2013). Estandarización de la técnica de análisis de fusión de alta resolución para la detección de Babesia en garrapatas utilizando polimorfismos de nucleótidos. Recuperado el 22 de Enero de 2014, de www.dspace.uce.edu.ec/bitstream/25000/975/1/T-UCE-0014-28.pdf

Wall, R., & Shearer, D. (2001). Ectoparasitología veterinaria, biología, patología y control. España: Acribia.

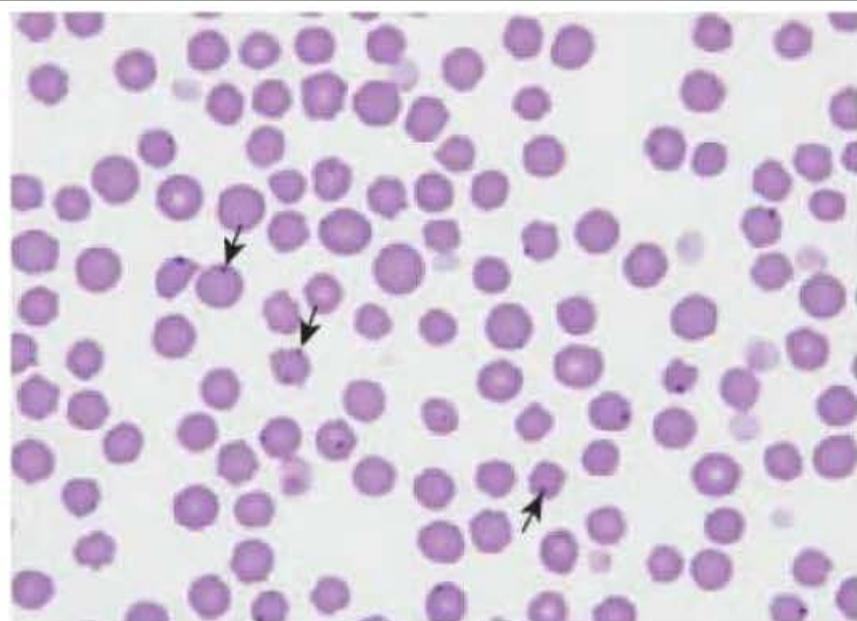
Zwarth, D. (1985). Hemoparasitosis Bovinas . Recuperado el 23 de Septiembre de 2013, de <http://www.oie.int/doc/ged/D8835.PDF>

ANEXOS

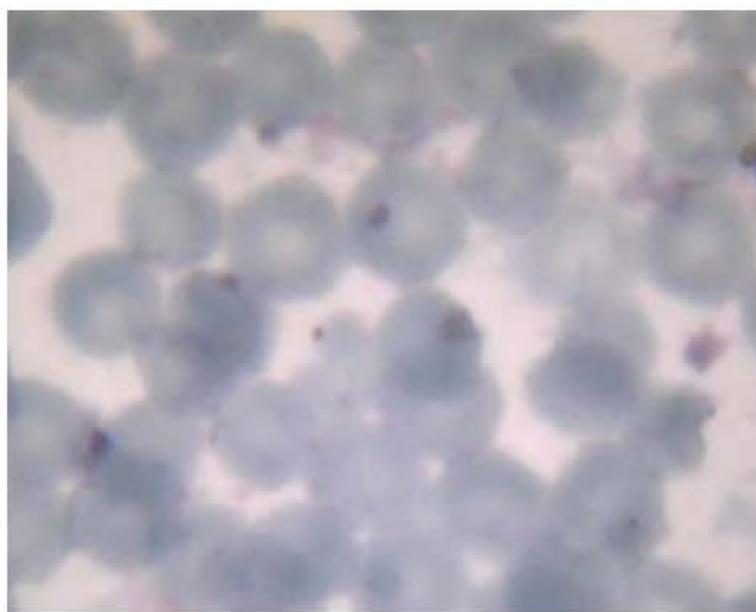
Anexo 1. Ciclo de desarrollo de *Anaplasma marginale* en bovinos y garrapatas



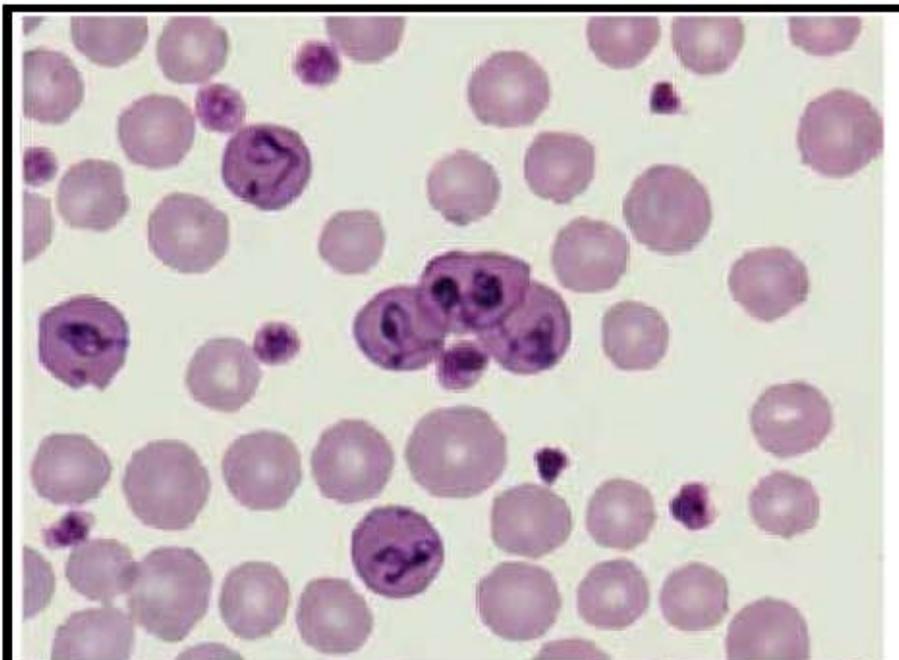
Anexo 2. Vista microscópica *Anaplasma marginale* en eritrocitos bovinos



Fuente: (Bowman, 2009, pp. 246)



Bovino hembra (#5) Finca # 1

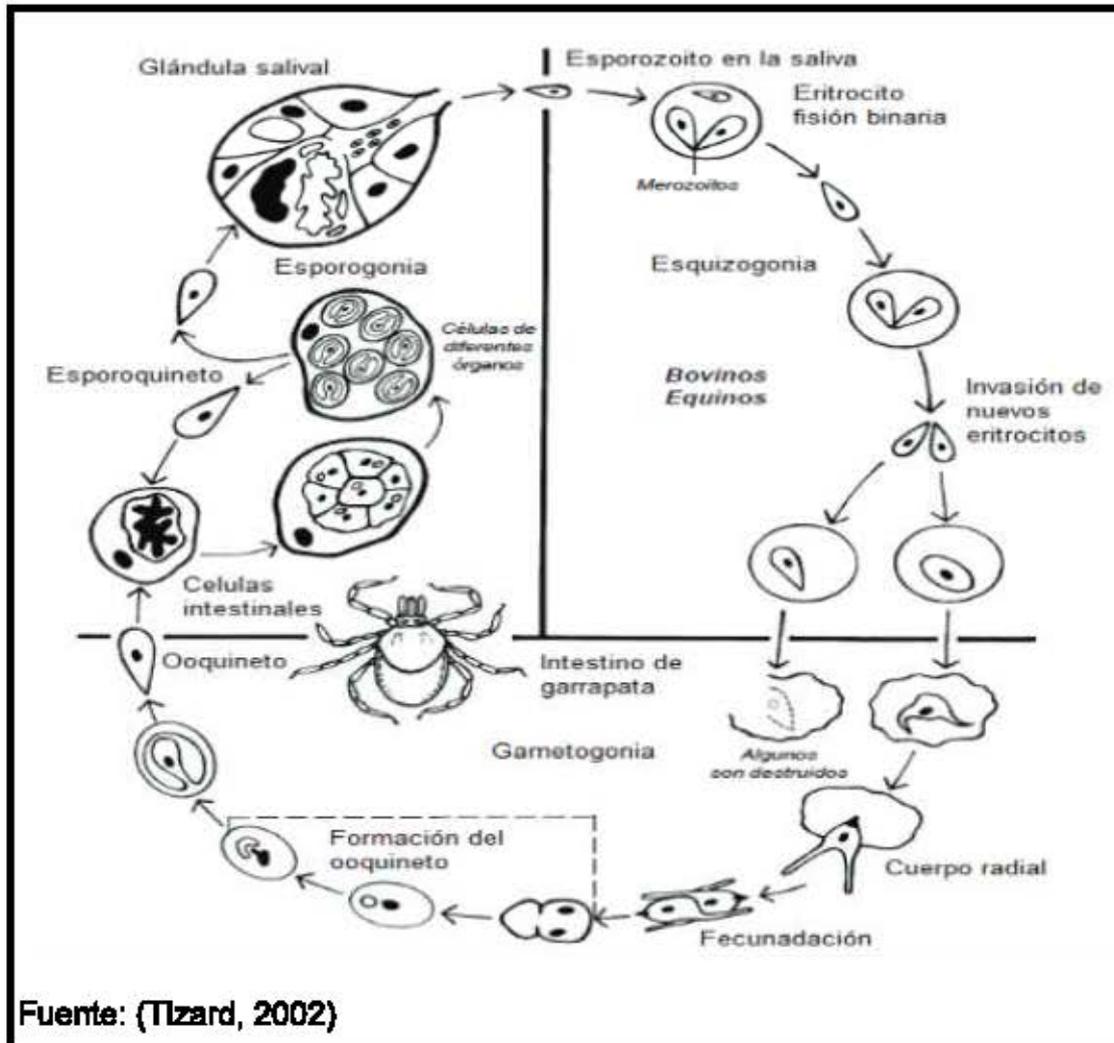
Anexo 3. Vista microscópica Babesia bigemina en eritrocitos bovinos

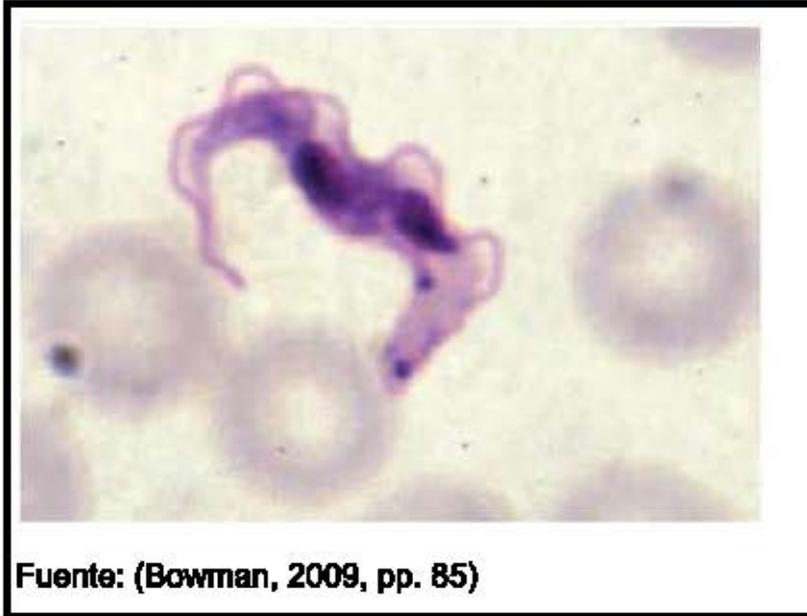
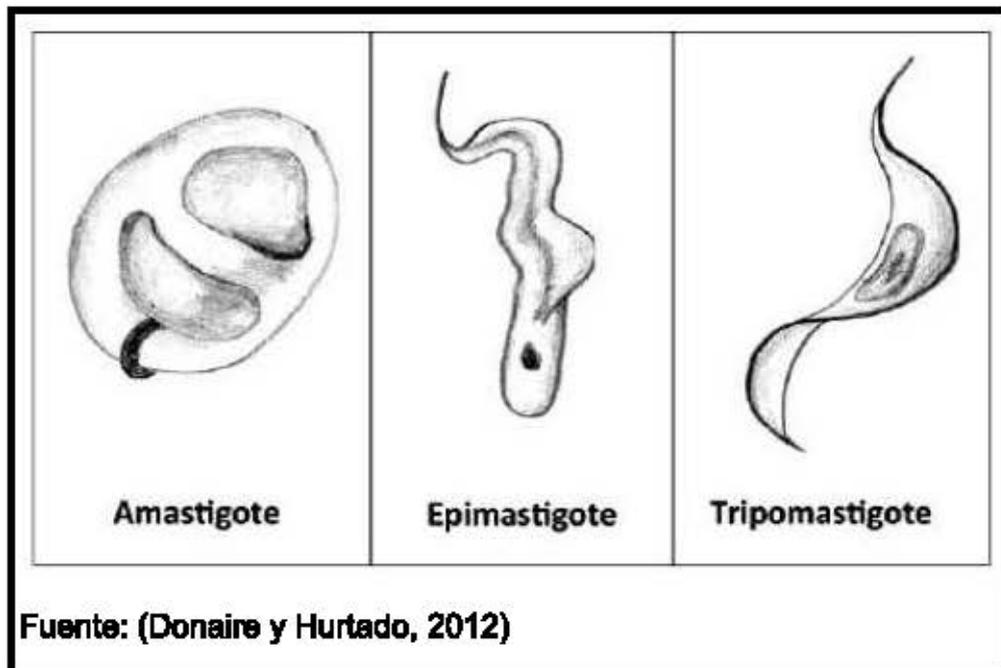
Fuente: (Bowman, 2009, pp. 107)

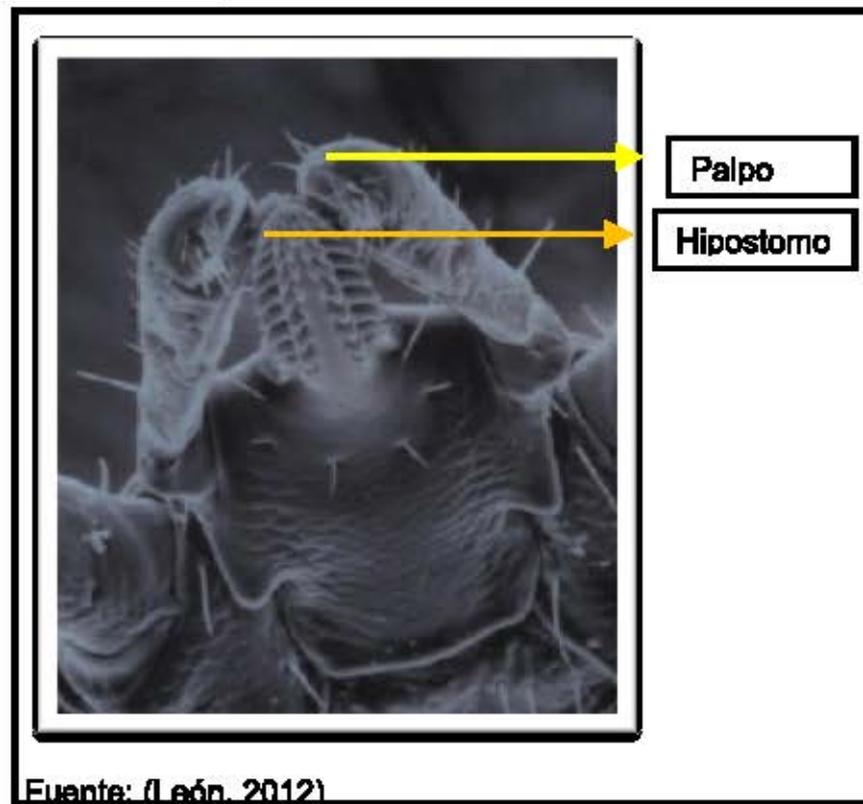


Bovino hembra (#14) Finca # 2

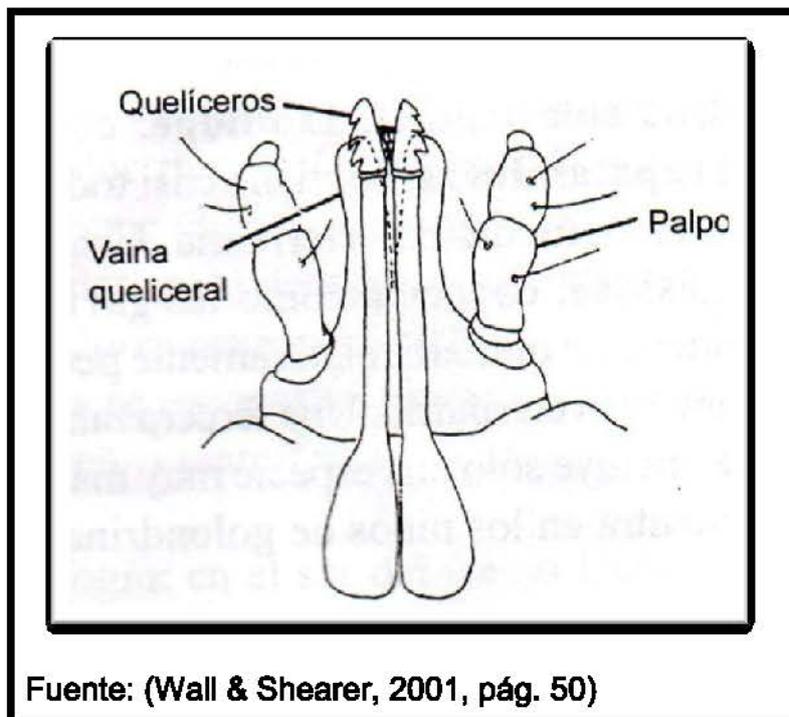
Anexo 4. Ciclo de desarrollo de Babesia spp



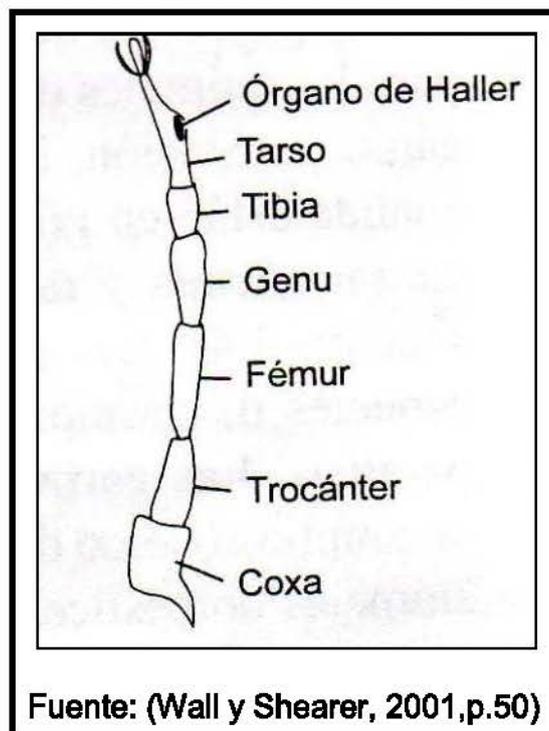
Anexo 5. Vista microscópica de Tripanosoma spp**Anexo 6. Forma evolutiva Tripanosoma spp**

Anexo 7. Garrapatas del género Rhipicephalus**Anexo 8. Morfología de la garrapata****Vista ventral de una garrapata**

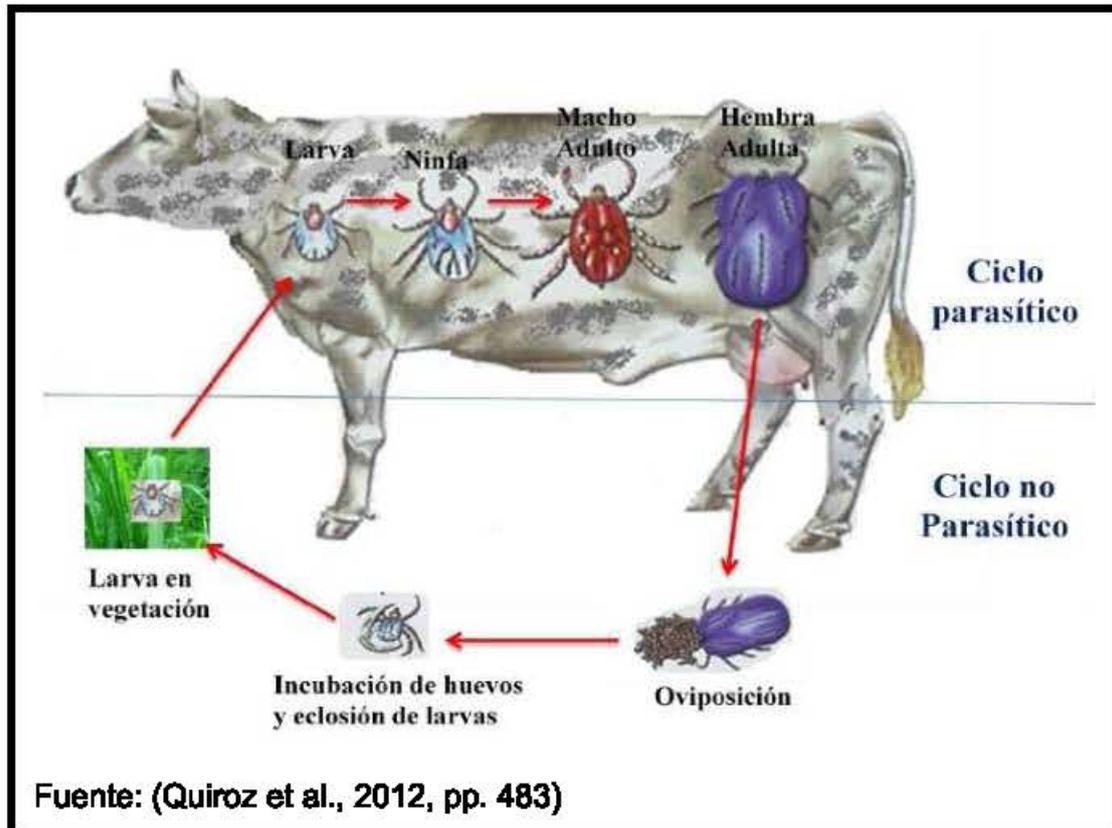
Vista dorsal de una garrapata



Anexo 9. Vista ventral de las coxas de una garrapata



Anexo 10. Ciclo biológico de la garrapata *Rhipicephalus (Boophilus) microplus*



Anexo 11. Fichas utilizadas en los días del muestreo

NOMBRE FINCA: # 1

PROPIETARIO: AURA PABÓN

ANIMALES: 14

FECHA MUESTREO: 30-03-2014

ARETE (#)	EDAD	SEXO	ESPECIE	RAZA	MUESTRA IN SITU	MUESTRA LABORATORIO
0045	1año 9meses	Macho	Bovina	Holstein	1	0045
0002	1año 6meses	Hembra	Bovina	Holstein	2	0002
s/n	1año 6meses	Hembra	Bovina	Holstein	3	3
s/n	1año	Macho	Bovina	Brahman	4	4
s/n	5 años	Hembra	Bovina	Holstein	5	5
s/n	1año	Hembra	Bovina	Holstein	6	6
s/n	1año 6meses	Hembra	Bovina	Holstein	7	7
s/n	5meses	Macho	Bovina	Holstein	8	8
s/n	3años 6meses	Hembra	Bovina	Holstein	9	9
s/n	1 año	Hembra	Bovina	Holstein	10	10
s/n	6meses	Hembra	Bovina	Holstein	11	11
s/n	9meses	Hembra	Bovina	Holstein	12	12
s/n	2 años 6meses	Hembra	Bovina	Holstein	13	13
s/n	1 año	Hembra	Bovina	Holstein	14	14

NOMBRE FINCA: # 2

PROPIETARIO: MARTHA CANO

ANIMALES: 18

FECHA MUESTREO: 30-03-2014

ARETE (#)	EDAD	SEXO	ESPECIE	RAZA	MUESTRA in situ	MUESTRA LABORATORIO
17	1año 9meses	Macho	Bovina	Holstein	17	17
5	2años	Hembra	Bovina	Holstein	5	5
14	2 años 4meses	Hembra	Bovina	Holstein	14	14
2	11 meses	Hembra	Bovina	Holstein	2	2
MALU	7 meses	Hembra	Bovina	Holstein	0	0
JO	3 años 8meses	Macho	Bovina	Holstein	00	00
1	5 años	Hembra	Bovina	Holstein	1	1
LUNA	2 años 3meses	Hembra	Bovina	Holstein	Luna	Luna
EMA	1 año 6meses	Hembra	Bovina	Holstein	Ema	Ema
4	6 años	Hembra	Bovina	Holstein	4	4
12	2 años 10meses	Hembra	Bovina	Holstein	12	12
159	4 años 10meses	Hembra	Bovina	Holstein	159	159
19	4 años 8meses	Hembra	Bovina	Holstein	19	19
15	7 años	Hembra	Bovina	Holstein	15	15
7	3 años	Hembra	Bovina	Holstein	7	7

	7 meses					
10	4 años 9 meses	Hembra	Bovina	Holstein	10	10
11	1 mes 11 días	Macho	Bovina	Holstein	11	11
18	1 mes 2 días	Hembra	Bovina	Holstein	18	18

NOMBRE FINCA: # 3

PROPIETARIO: CARLOS LIGNIA

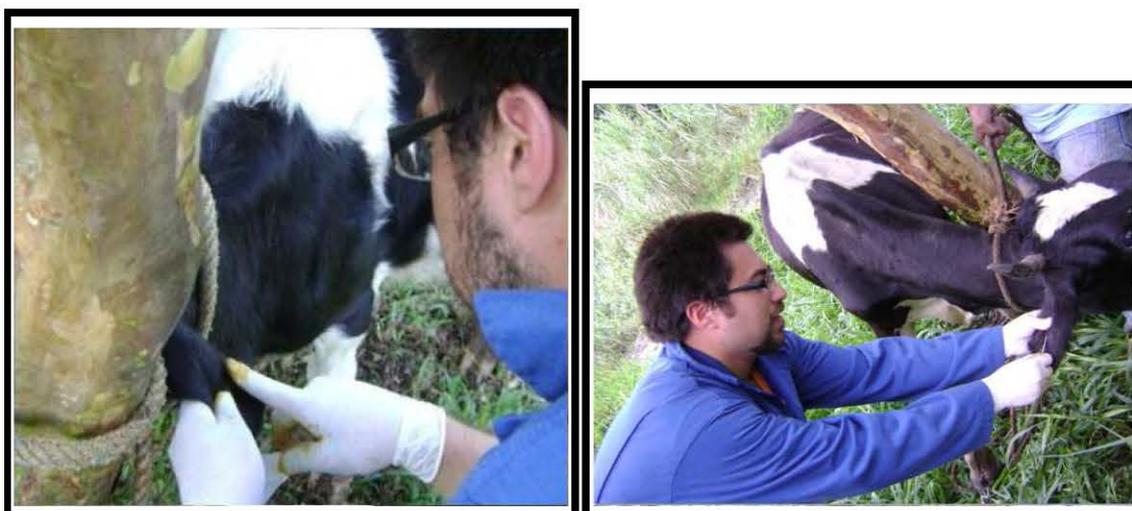
ANIMALES: 23

FECHA MUESTREO: 13/04/2014

ARETE (#)	EDAD	SEXO	ESPECIE	RAZA	MUESTRA in situ	MUESTRA LABORATORIO
s/n	6 meses	Macho	Bovina	Holstein	1	1
s/n	5 meses	Hembra	Bovina	Holstein	2	2
614	3 años 6 meses	Hembra	Bovina	Brown swiss	3	3
624	3 años	Hembra	Bovina	Holstein	4	4
s/n	8 meses	Macho	Bovina	Holstein	5	5
s/n	5 meses	Hembra	Bovina	Holstein	6	6
s/n	4 años	Hembra	Bovina	Holstein	7	7
s/n	3 años	Hembra	Bovina	Holstein	8	8
608	3 años 8 meses	Hembra	Bovina	Holstein	9	9
s/n	3 meses	Hembra	Bovina	Holstein	10	10
s/n	4 años 6 meses	Hembra	Bovina	Holstein	11	11

s/n	8 meses	Hembra	Bovina	Holstein	12	12
619	4 años	Hembra	Bovina	Holstein	13	13
s/n	4 meses	Hembra	Bovina	Holstein	14	14
618	3 años 6 meses	Hembra	Bovina	Holstein	15	15
617	2 años	Macho	Bovina	Holstein	16	16
s/n	5 años	Hembra	Bovina	Holstein	17	17
s/n	5 meses	Macho	Bovina	Holstein	18	18
s/n	5 meses	Macho	Bovina	Holstein	19	19
616	4 años	Hembra	Bovina	Holstein	20	20
s/n	3 meses	Hembra	Bovina	Holstein	21	21
s/n	4 años	Hembra	Bovina	Holstein	22	22
s/n	6 años	Hembra	Bovina	Holstein	23	23

Anexo 12. Procedimiento del frotis in situ





Anexo 13. Extracción de muestra sanguínea en tubo con EDTA



Anexo 14. Materiales utilizados

Anexo 15. Método estadístico T de student comparando los frotis in situ con el frotis a las 24 horas

FINCA	ENFERMOS (in situ)	ENFERMOS (EDTA 24 HORAS)
Finca 1	71,43%	14,28%
Finca 2	44,44%	5,55%
Finca 3	86,96%	4,34%

Prueba t para dos muestras suponiendo varianzas desiguales		
	Variable 1	Variable 2
Media	0,6761	0,0805667
Varianza	0,046293	0,0029413
Observaciones	3	3
Diferencia hipotética de las medias	0	
Grados de libertad	2	
Estadístico t	4,648703	
P(T<=t) una cola	0,021646	
Valor crítico de t (una cola)	2,919986	
P(T<=t) dos colas	0,043291	
Valor crítico de t (dos colas)	4,302653	

Anexo 16. Método estadístico T de student comparando enfermos y sanos.

Finca	Enfermos	Sanos
Finca1	71,43%	28,57%
Finca2	44,44%	55,56%
Finca3	86,96%	13,04%

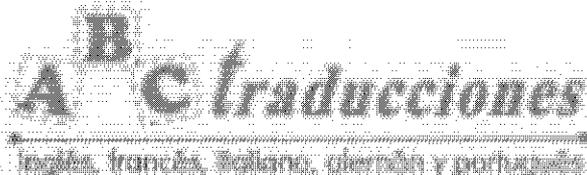
Prueba t para dos muestras suponiendo varianzas desiguales		
	Variable 1	Variable 2
Media	0,6761	0,3239
Varianza	0,04629319	0,04629319
Observaciones	3	3
Diferencia hipotética de las medias	0	
Grados de libertad	4	
Estadístico t	2,00482480	
P(T<=t) una cola	0,05773938	
Valor crítico de t (una cola)	2,13184678	
P(T<=t) dos colas	0,11547876	
Valor crítico de t (dos colas)	2,77644511	

Anexo 17. Método estadístico T de student comparando los porcentajes entre Babesia y Anaplasma.

FINCA	BABESIA	ANAPLASMA
Finca1	42,86%	21,43%
Finca2	38,89%	5,56%
Finca3	47,83%	30,43%

Prueba t para dos muestras suponiendo varianzas desiguales		
	Variable 1	Variable 2
Media	0,4319333	0,1914
Varianza	0,0020064	0,015856
Observaciones	3	3
Diferencia hipotética de las medias	0	
Grados de libertad	2	
Estadístico t	3,1171874	
P(T<=t) una cola	0,0446689	
Valor crítico de t (una cola)	2,9199856	
P(T<=t) dos colas	0,0893377	
Valor crítico de t (dos colas)	4,3026527	

Anexo 18. Certificado de traducción del resumen



ABSTRACT

The current research is intended to determine prevalence of hemoparasites in three bovine breeding cores, in Santa Rosa parish, Napo province, including identification of parasites. 55 samples were assessed by using two techniques: *in situ* blood smear, obtained from a marginal vein of the ear and a blood smear made in the laboratory, using blood samples taken from the coccygeal vein, sent in 4.5 ml test tubes with anticoagulant (EDTA).

Through an *in situ* smear, it was determined that 69.10% of sampled animals in surveyed farms showed hemoparasites, distributed as follows: *Babesia bigemina* 43.6%, *Anaplasma marginale* 26% and mixed infections 5.5%, where a significant difference was found $p < 5$ (2,919) with a higher prevalence of *Babesia* in front of *Anaplasma*. Simultaneously, the smear made in the laboratory showed that 7.27% of sampled animals had hemoparasites distributed as follows: *Babesia bigemina* 3.6% and *Anaplasma marginale* 4%. Hence, there is a great difference in comparison to positive animals in the first test, with several false negatives in the second test, because an ideal sample to identify hemoparasites is obtained from peripheral blood, besides, the smear should be made in a maximum of six hours. In our case due to the distance between study farms and the laboratory, smear time was not observed, and a significant difference was found between the two tests.

No animal was found with *Trypanosoma* because the main vector, gashu is existent in the place, but tick (*Bosophilus microplus*), which is also a cause in a lower extent, in case it becomes a vector for such hemoparasite.

Study farms were purchased, Farm 3 was more affected than Farm 1, and finally Farm 2, due to insufficient vectors control, lack of information on their life cycles and the use of contaminated needles. significant differences were found between ill vs. healthy subjects.

Keywords: Anaplasmosis, Babesiosis, Trypanosomiasis, ticks

I certify that I am fluent in both English and Spanish languages and that I have prepared this abstract translation from the original in the Spanish language to the best of my knowledge and belief.

Amanda Andrea C.
Translator

Ericka's Translation Agency
Buenos Aires, Argentina
www.ericasagency.com

Anexo 19. Resultados por parte de Lab-Vet (Laboratorio Veterinario)



LAB - VET LABORATORIO CLINICO VETERINARIO Dra. Gabriela M. Chávez R. DMVZ Patóloga Clínica - Especializada UNAM - México

Dirección: Pedregal CoS-36 y Hernández de Gortón - Telf: 244-2619 / 331-8725 / 09-9946-1859

Fecha: 30-03-2014

Caso No: 0065307

Tutor de Tesis: Dr. Francisco de la Cueva

Propietario: Sra Aura Pabón

Estudiante: Oscar Vargas

RESULTADOS FINCA # 1 (FROTIS IN SITU)								
ARETE	SEXO	EDAD (MESES)	RAZA	<i>A. marginale</i>	<i>A. biguttata</i>	<i>A. marginale</i> , <i>B. biguttata</i>	<i>T. parvirostris</i> spp	NEGATIVO
45	Macho	21	Holstein		*			
2	Hembra	18	Holstein		*			
3	Hembra	18	Holstein					*
4	Macho	12	Brahman					*
5	Hembra	60	Holstein	*				
6	Hembra	12	Holstein		*			
7	Hembra	18	Holstein	*				
8	Macho	5	Holstein					*
9	Hembra	42	Holstein		*			
10	Hembra	32	Holstein		*			
11	Hembra	6	Holstein			*		
12	Hembra	9	Holstein					*
13	Hembra	30	Holstein	*				
14	Hembra	12	Holstein		*			

Gabriela Chávez
LAB - VET



LAB - VET
LABORATORIO CLINICO VETERINARIO
Dra. Gabriela M. Chávez R. DMVZ
Patóloga Clínica - Especializada UNAM - México

Dirección: Pedregal De 5-36 y Hernández de Giron - Telf: 244-2819 / 331-8725 / 09 9946 1859

Fecha: 30-03-2014

Caso No: 0065307

Tutor de Tesis: Dr. Francisco de la Cueva

Propietario: Sra. Aura Pabón

Estudiante: Oscar Vargas

RESULTADOS FINCA #1 (Sangre EDTA 24 horas)								
ARETE	SEXO	EDAD (MESES)	RAZA	<i>A. marginale</i>	<i>B. bigemina</i>	<i>A. marginale, B. bigemina</i>	<i>Tripansomnia spp</i>	NEGATIVO
45	Macho	21	Holstein					*
2	Hembra	18	Holstein					*
3	Hembra	18	Holstein					*
4	Macho	12	Brahman					*
5	Hembra	60	Holstein					*
6	Hembra	12	Holstein					*
7	Hembra	18	Holstein					*
8	Macho	5	Holstein					*
9	Hembra	42	Holstein					*
10	Hembra	12	Holstein					*
11	Hembra	6	Holstein		*			
12	Hembra	9	Holstein					*
13	Hembra	30	Holstein	*				
14	Hembra	12	Holstein					*

Gabriela M. Chávez R.
 Patóloga Clínica - Especializada UNAM - México
 05-75



LAB - VET
LABORATORIO CLINICO VETERINARIO
Dra. Gabriela M. Chávez R. DMVZ
Patóloga Clínica - Especializada UNAM - México

Dirección: Pedregal Oe5-36 y Hernández de Giron - Telf: 244-2819 / 331-8735 / 09-9948 / 859

Fecha: 30-03-2014

Caso No: 0065308

Tutor de Tesis: Dr. Francisco de la Cueva

Propietario: Sra Martha Cano

Estudiante: Sr Oscar Vargas

RESULTADOS FINCA #2 (FROTIS IN SITU)								
ARETE	SEXO	EDAD (MESES)	RAZA	<i>A. marginale</i>	<i>B. burgense</i>	<i>A. marginale</i> <i>B. burgense</i>	<i>Tripanosoma</i> <i>spp.</i>	NEGATIVO
17	Macho	21	Holstein					*
5	Hembra	24	Holstein		*			
14	Hembra	28	Holstein		*			
2	Hembra	11	Holstein					*
Malu	Hembra	7	Holstein	*				
Jo	Macho	44	Holstein		*			
1	Hembra	60	Holstein		*			
Luna	Hembra	27	Holstein		*			
Ema	Hembra	18	Holstein					*
4	Hembra	72	Holstein					*
12	Hembra	34	Holstein					*
159	Hembra	58	Holstein		*			
19	Hembra	56	Holstein					*
15	Hembra	84	Holstein		*			
7	Hembra	43	Holstein					*
10	Hembra	57	Holstein					*
11	Macho	1	Holstein					*
18	Hembra	1	Holstein					*

Gabriela M. Chávez R.
 Patóloga Clínica - Especializada UNAM - México



LAB - VET
LABORATORIO CLINICO VETERINARIO
Dra. Gabriela M. Chávez R. DMVZ
Patóloga Clínica - Especializada UNAM - México

Dirección: Pedregal De los Reyes y Hernández de Grijón - Telf: 244-2819 / 331-8735 / 09-9946-1839

Fecha: 30-03-2014

Caso No: 0065308

Tutor de Tesis: Dr. Francisco de la Cueva

Propietario: Sra Martha Cano

Estudiante: Sr. Oscar Vargas

RESULTADOS FINCA # 2 (Sangre EDTA 24 horas)								
ARETE	SEXO	EDAD (MESES)	RAZA	<i>A. marginata</i>	<i>B. bigemina</i>	<i>A. marginata, B. bigemina</i>	<i>Trypanosoma spp.</i>	NEGATIVO
17	Macho	21	Holstein					*
5	Hembra	24	Holstein		*			
14	Hembra	28	Holstein					*
2	Hembra	11	Holstein					*
Malu	Hembra	7	Holstein					*
Jo	Macho	44	Holstein					*
1	Hembra	60	Holstein					*
Luna	Hembra	27	Holstein					*
Ema	Hembra	18	Holstein					*
4	Hembra	72	Holstein					*
12	Hembra	34	Holstein					*
139	Hembra	58	Holstein					*
19	Hembra	56	Holstein					*
15	Hembra	84	Holstein					*
7	Hembra	43	Holstein					*
10	Hembra	57	Holstein					*
11	Macho	1	Holstein					*
18	Hembra	1	Holstein					*


 Dra. Gabriela M. Chávez R.
 Patóloga Clínica - Especializada UNAM - México



LAB - VET

LABORATORIO CLINICO VETERINARIO

Dra. Gabriela M. Chávez R. DMVZ

Patóloga Clínica - Especializada UNAM - México

Dirección: Pedregal Ot 5-36 y Hernández de Cárden - Telf. 234-2819 / 351-8725 / 09 9946 1839

Fecha: 13-04-2014

Caso No: 0065437

Tutor de Tesis: Dr. Francisco de la Cueva

Propietario: Sr Carlos Ugnia

Estudiante: Sr Ostar Vargas

RESULTADOS FINCA # 3 (FROTIS IN SITU)								
ARETE	SEXO	EDAD (MESES)	RAZA	<i>A. marginale</i>	<i>B. bigemina</i>	<i>A. marginale, B. bigemina</i>	<i>T. parvixanta</i> spp	NEGATIVO
1	Macho	6	Holstein		*			
2	Hembra	5	Holstein		*			
614	Hembra	42	Brown Swiss		*			
624	Hembra	36	Holstein		*			
5	Macho	8	Holstein			*		
6	Hembra	5	Holstein		*			
7	Hembra	48	Holstein		*			
8	Hembra	36	Holstein					*
608	Hembra	44	Holstein	*				
10	Hembra	3	Holstein	*				
11	Hembra	54	Holstein	*				
12	Hembra	8	Holstein	*				
619	Hembra	48	Holstein		*			
14	Hembra	4	Holstein					*
618	Hembra	42	Holstein		*			
617	Macho	24	Holstein	*				
17	Hembra	60	Holstein			*		
18	Macho	5	Holstein		*			
19	Macho	5	Holstein	*				
616	Hembra	48	Holstein		*			
21	Hembra	3	Holstein					*
22	Hembra	48	Holstein	*				
23	Hembra	72	Holstein		*			

Gabriela M. Chávez R.



LAB - VET

LABORATORIO CLINICO VETERINARIO

Dra. Gabriela M. Chávez R. DMVZ

Patóloga Clínica - Especializada UNAM - México

Dirección: Pedregal Del 36 y Hernández de Cárdenas - Tel: 344-2819/7331-8723 / 09-9946-1829

Fecha: 13-04-2014

Caso No: 0065437

Tutor de Tesis: Dr. Francisco de la Cueva

Propietario: Sr Carlos Lignia

Estudiante: Sr Oscar Vargas

RESULTADOS FINCA #3 (Sangre EDTA 24 horas)								
ARETE	SEXO	EDAD (MESES)	RAZA	<i>A. marginale</i>	<i>B. biguttatus</i>	<i>A. marginale, B. biguttatus</i>	<i>T. parvorum</i> o spp	NEGATIVO
1	Macho	6	Holstein					*
2	Hembra	5	Holstein					*
614	Hembra	42	Brown Swiss					*
624	Hembra	36	Holstein					*
5	Macho	8	Holstein	*				
6	Hembra	5	Holstein					*
7	Hembra	48	Holstein					*
8	Hembra	36	Holstein					*
608	Hembra	44	Holstein					*
10	Hembra	3	Holstein					*
11	Hembra	54	Holstein					*
12	Hembra	8	Holstein					*
619	Hembra	48	Holstein					*
14	Hembra	4	Holstein					*
618	Hembra	42	Holstein					*
617	Macho	24	Holstein					*
17	Hembra	60	Holstein					*
18	Macho	5	Holstein					*
19	Macho	5	Holstein					*
616	Hembra	48	Holstein					*
21	Hembra	3	Holstein					*
22	Hembra	48	Holstein					*
23	Hembra	72	Holstein					*