



UNIVERSIDAD TÉCNICA DE BABAHOYO
FACULTAD DE CIENCIAS AGROPECUARIAS
CARRERA DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA



TRABAJO DE TITULACIÓN

Trabajo Experimental Presentado al H. Consejo Directivo de la Facultad previo
a la obtención del título de:

MÉDICA VETERINARIA ZOOTECNISTA

TEMA:

Incidencia de hemoparásitos en los sistemas productivos en ovinos (*Ovis
orientalis aries*) del Cantón Vinces de la Provincia de Los Ríos.

AUTORA:

Madeley Lilibeth Oleas Torres.

TUTOR:

Dr. Juan Carlos Medina Fonseca MSC.

Babahoyo – Los Ríos – Ecuador

INDICE

| | |
|--|----------|
| I. INTRODUCCIÓN..... | 1 |
| 1.1. Problema..... | 2 |
| 1.2. Justificación..... | 2 |
| 1.3. Objetivos..... | 3 |
| 1.3.1. Objetivo General..... | 3 |
| 1.3.2. Objetivos Específicos..... | 3 |
| II. MARCO TEORICO..... | 4 |
| 2.1. Antecedentes..... | 4 |
| 2.2. Clasificación taxonómica del ovino..... | 5 |
| 2.3. Descripción..... | 5 |
| 2.4. Categorías de ovino según su edad..... | 6 |
| 2.5. Alimentación..... | 6 |
| 2.6. Pastoreo..... | 7 |
| 2.7. Producción de ovejas..... | 7 |
| 2.7.1. Sistema de producción intensiva..... | 7 |
| 2.7.2. Sistema extensivo..... | 7 |
| 2.7.3. Sistema semi Intensivo..... | 8 |
| 2.7.4. Razas de ovina..... | 8 |
| 2.7.5. Raza de ovino West African..... | 8 |
| 2.7.5.1. Características..... | 8 |
| 2.7.6. Black belly..... | 9 |
| 2.7.6.1. Características..... | 9 |
| 2.7.7. Raza Katahdin..... | 10 |
| 2.7.7.1. Características..... | 10 |
| 2.7.8. Raza Dorper..... | 11 |
| 2.7.8.1. Características..... | 11 |
| 2.7.9. Raza Santa Inés..... | 12 |
| 2.7.9.1. Características..... | 12 |
| 2.8. Hemoparásitos..... | 13 |
| 2.8.1. Infestación de hemoparásitos..... | 13 |
| 2.8.2. Anaplasmosis Ovina..... | 13 |
| 2.8.3. Anaplasma ovis..... | 14 |
| 2.8.3.1. Etiología de la anaplasmosis..... | 14 |
| 2.8.3.2. Especies de Anaplasma..... | 14 |
| 2.8.3.3. Formas de transmisión..... | 15 |
| 2.8.3.4. Fisiopatología..... | 16 |
| 2.8.3.5. Ciclo biológico del Anaplasma..... | 16 |

| | | |
|-------------|--|-----------|
| 2.8.3.6. | Manifestaciones clínicas | 17 |
| 2.8.3.7. | Síntomas | 18 |
| 2.8.3.8. | Diagnostico | 18 |
| 2.8.3.9. | En base a la historia clínica. | 20 |
| 2.8.3.10. | Prevención | 20 |
| 2.8.3.11. | Tratamiento | 20 |
| 2.8.4. | TRYPANOSOMIASIS OVINA | 21 |
| 2.8.4.1. | Genoma del trypanosoma vivax | 21 |
| 2.8.4.2. | Periodo de incubación..... | 22 |
| 2.8.4.3. | Patología..... | 22 |
| 2.8.4.4. | Síntomas..... | 23 |
| 2.8.4.5. | Clasificación taxonómica Trypanosoma vivax | 24 |
| 2.8.4.6. | Diagnostico..... | 24 |
| 2.8.4.7. | Métodos de diagnóstico..... | 25 |
| 2.8.4.8. | Transmisión..... | 26 |
| 2.8.4.9. | Tratamiento..... | 26 |
| 2.8.5. | Babesiosis ovis | 26 |
| 2.8.5.1. | Clasificación taxonómica de la Babesiosis | 26 |
| 2.8.5.2. | Estructura de Babesiosis | 27 |
| 2.8.5.3. | Síntomas..... | 27 |
| 2.8.5.4. | Transmisión..... | 27 |
| 2.8.5.5. | Manifestaciones clínicas..... | 27 |
| 2.8.5.6. | Diagnostico..... | 28 |
| III. | MATERIALES Y METODOS..... | 29 |
| 3.1. | Características del área de estudio. | 29 |
| 3.1.1. | Localización. | 29 |
| 3.2. | Materiales..... | 29 |
| 3.2.1. | Materiales de Campo..... | 29 |
| 3.2.2. | Materiales y equipos de laboratorio | 30 |
| 3.2.3. | Materiales de oficina. | 30 |
| 3.3. | Metodología de trabajo..... | 30 |
| 3.3.1. | Selección de Fincas. | 30 |
| 3.3.2. | Número de animales por finca..... | 30 |
| 3.3.3. | Tamaño de la muestra..... | 31 |
| 3.3.4. | Metodología de campo. | 31 |
| 3.3.5. | Metodología de laboratorio..... | 32 |
| 3.3.5.1. | Kit de tres colorantes. | 32 |
| 3.3.5.2. | Técnica de Diff-Quick..... | 32 |

| | |
|---|-----------|
| 3.4. Método De Análisis Estadística..... | 32 |
| IV. RESULTADOS EXPERIMENTALES..... | 34 |
| 4.1. Hemoparásitos que afecta a la población ovina..... | 34 |
| 4.2. Hemoparásitos predominantes en poblaciones ovinas..... | 35 |
| 4.3. Distribución porcentual de la incidencia de hemoparásitos..... | 36 |
| 4.4. Distribución por sexo..... | 37 |
| 4.5. Hemoparásitos según Característica zootécnica..... | 38 |
| 4.6. Incidencia por edad..... | 40 |
| 4.7. Distribución por sexo..... | 41 |
| V. DISCUSIÓN..... | 42 |
| VI. CONCLUSIÓN..... | 43 |
| VII. RECOMENDACIONES..... | 44 |
| VIII. RESUMEN..... | 45 |
| IX. SUMMARY..... | 46 |
| X. REFERENCIAS BIBLIOGRAFIA..... | 47 |
| ANEXOS..... | 57 |

INDICE DE TABLAS

| | |
|--|----|
| Tabla 1. Clasificación taxonómica del ovino..... | 8 |
| Tabla 2. Categorías de ovino según su edad..... | 9 |
| Tabla 3. Genoma Trypanosoma vivax | 28 |
| Tabla 4. Clasificación taxonómica trypanosoma vivax..... | 30 |
| Tabla 5. Hemoparásitos que afecta a la población ovina en el cantón Vinces..... | 36 |
| Tabla 6. Hemoparásitos predominantes en poblaciones ovinas en el cantón Vinces..... | 37 |
| Tabla 7. Analizar la distribución porcentual de la incidencia de hemoparásitos según Característica zootécnica..... | 38 |
| Tabla 8. Distribución por sexo..... | 39 |
| Tabla 9. Chi cuadrado: Infestación parasitaria por sexo..... | 40 |
| Tabla 10. Chi cuadrado: Infestación parasitaria por característica zootécnica..... | 42 |
| Tabla 11. Chi cuadrado: Infestación parasitaria por edad..... | 44 |

ÍNDICE DE IMÁGENES

| | |
|--|----|
| Imagen 1. Raza West African..... | 8 |
| Imagen 2. Raza Black belly..... | 9 |
| Imagen 3. Katahdin..... | 11 |
| Imagen 4. Raza Dorper..... | 12 |
| Imagen 5. Santa Inés..... | 13 |
| Evidencia 1. Población de oveja de diferentes razas (predominante F1 Dorper, West African, Katahdin)..... | 67 |
| Evidencia 2: Toma de muestra sanguínea mediante punción en vena yugular en población ovina..... | 68 |
| Evidencia 3: Evidencia de materiales de laboratorio..... | 69 |
| Evidencia 4: Realización de Frotis..... | 70 |
| Evidencia 5: Observación directa de Hemoparásitos en poblaciones ovina..... | 71 |

I. INTRODUCCIÓN

En Ecuador el inicio de la explotación ovina se ha desarrollado desde hace muchos años y esto data desde la época de la conquista hace más de 500 años; desde aquellos tiempos las (*Ovis orientalis*) son considerados como una especie pecuaria de alto valor productivo, por sus características zootécnicas útiles y el desarrollo textil e industrial de la época. (Casilla, 2001), el mismo autor manifiesta que para la época los sistemas productivos más destacados eran la explotación lanar y cárnica que se consideraron como las actividades pecuarias ovinas más habituales.

Las ovejas (*Ovis orientalis*) son pequeños rumiantes, ungulados comúnmente utilizados como ganado de producción, ya sea para carne, leche, etc. Sin embargo (Gómez, 2020) expresa que las ovejas hacen una gran contribución a la economía, debido a sus favorables indicadores reproductivos tales como es su alta tasa de fertilidad, la fecundidad temprana y la madurez sexual, así como su gran adaptabilidad a ambientes templados y desérticos.

En la actualidad las enfermedades hemo parasitarias han cobrado gran importancia a nivel productivo, tras ser catalogadas como una de las mayores amenazas para el crecimiento del sector pecuario en América Latina y otras regiones del trópico y subtropical del mundo (Bustillos, Rodríguez, , 2014). Trabajos realizados por (Batista JS, 2009) describen la existencia de zonas endémicas, *Anaplasma ovis*, *Trypanosoma vivax*, *Babesia ovis*; mismas que son transmitidas a ovinos y caprinos por vectores hematofagos dentro de los que se destacan varias especies de tabánidos y garrapatas.

(Bustillos, Rodríguez, , 2014) Expresan la producción de pequeños rumiantes en las regiones tropicales y subtropicales enfrenta un problema importante con las infecciones transmitidas por artrópodos.

(Jiménez, 2013) Manifiestan que las infecciones hemoparasitarias se pueden presentar de forma subclínica, aguda o crónica, acompañadas de signos como fiebre, inapetencia, debilidad, anorexia, temblores musculares, membranas mucosas pálidas, deshidratación e incluso abortos, lo que posteriormente se refleja en la alteración de los parámetros hematológicos y clínicos como la anemia e ictericia.

Por todo este antecedente se ha despertado el interés de realizar el estudio de la Incidencia de enfermedades hemoparasitarias en sistema productivos de ovinos (*Ovis orientalis aries*) del Cantón Vinces de la Provincia de Los Ríos, el mismo que nos mostrará datos bajo un rigor científico de investigación.

1.1. Problema.

Las enfermedades hemoparasitarias son unos de principales problemas de los sistemas productivos pecuaria en climas tropicales y subtropicales y estos se ven reflejados en el gran impacto económico por sus bajos índices productivos y reproductivos, pérdida de apetito, desnutrición y retraso en el crecimiento de los animales y en algunas ocasiones la muerte.

1.2. Justificación

La principal razón de esta investigación es para conocer sobre las enfermedades hemoparasitarias que afecta a las ovejas, pueden ser directos o indirectos, teniendo tasas de mortalidad y bajos índices productivos, principalmente la ganancia de peso y la producción láctea e indirectamente con los costos elevados de tratamientos. (Benavides y Betancur, 2012)

En los sistemas productivos del cantón Vinces no se han realizado estudios para determinar si existe la presencia o no de hemoparásitos en los rebaños de ovino (*Ovis orientalis*), motivo por el cual es necesario realizar estos tipos de estudios epidemiológicos de mucha importancia en Salud y Bienestar Animal.

1.3. Objetivos.

1.3.1. Objetivo General

- ∅ Determinar la incidencia de hemoparásitos en los sistemas productivos en ovinos (*Ovis orientalis aries*) del Cantón Vinces de la Provincia de Los Ríos.

1.3.2. Objetivos Específicos

- ∅ Determinar los hemoparásitos que afectan en la población Ovina en el Cantón Vinces.
- ∅ Identificar hemoparásitos predominantes en poblaciones Ovinas en el cantón Vinces.
- ∅ Analizar la distribución porcentual de la incidencia de hemoparásitos según categoría zootécnica.

II. MARCO TEORICO

2.1. Antecedentes

Según (Quishpi & Velasco, 2021) Desde la época de la conquista, la industria ganadera y agrícola del Ecuador muestra un gran potencial. Los españoles trajeron animales para el consumo y la cría de ovejas ha prosperado desde entonces. Se descubrieron las condiciones óptimas que condujeron al crecimiento y al desarrollo. En toda América, el desarrollo de esta industria es hoy una fuente líder de ingresos y sostenibilidad, especialmente para los pequeños y medianos productores. Incluso se le ha llamado "el ganado de los pobres"

La transmisión por hemoparásitos está relacionada con una serie de factores que incluyen la fisiología animal, las condiciones ecológicas y las influencias ambientales que desempeñan un papel fundamental en el desarrollo del vector. Los vectores artrópodos transmiten *Anaplasma marginale*, *Trypanosoma melophagium*, *Anaplasma ovis*, *Trypanosoma vivax*, *Babesia ovis* y *Babesia motasi* a ovejas y cabras en áreas con prevalencia endémica. Trabajos realizados por (Ávila, 2013). Los síntomas comunes entre los animales con anaplasmosis, tripanosomiasis o babesiosis son la debilidad, la fiebre y la anorexia, estas condiciones a menudo provocan temblores musculares y mucosas pálidas debido a la anemia, con una pérdida de apetito que resulta en emaciación. Cuando se produce hemólisis intravascular, puede provocar tanto hemoglobinuria como ictericia.

2.2. Clasificación taxonómica del ovino

Tabla 1.

Clasificación taxonómica del ovino

| Taxonomía | |
|---------------------------|------------------------------------|
| Reino: | Animalia |
| Phylum: | Craniala |
| Clase: | Mammalia |
| Orden: | Artiodactyla |
| Familia: | Bovidae |
| Nombre Científico: | Ovis orientalis aries, 1758 |
| Nombre común: | Borrego Domestico |

Realizado por: Oleas Torres Madeley Lilibeth

Fuente: Silvana Bravo & Romero- Manejo de animal

2.3. Descripción

(Cabrera, 2008) Oveja (*Ovis orientalis aries*) es un mamífero cuadrúpedo, rumiante, doméstico, su carne y leche se utiliza como alimento, con su lana se elabora distintos productos. La hembra se le llama oveja y al macho carnero (generalmente representan grandes cuernos, normalmente largos y en espiral). Las crías de la oveja se les llaman corderos y en los ejemplares jóvenes como moruecos. Los ovinos son conocidos como borregos.

Un grupo de ovejas conforman un rebaño, y al cercado donde se meten se le denomina aprisco o corral. Podemos encontrar diferentes razas pueden ser muy variadas en tamaño y color (claro, manchado, blanco, café, negra) en cuanto a visión es blanco y negro

2.4. Categorías de ovino según su edad.

La edad de un ovino es muy útil para la agrupación, para conocer la vida útil del animal, y en base de la comercialización para decidir la compra del animal. (Silvana Bravo & Romero, 2012)

Tabla 2

Categorías de ovino según su edad

| Categoría | Sexo | Edad (Mes) | Identificación |
|------------------|-------------|--------------------|---------------------------|
| Corderos | M y H | Menor o igual a 12 | Diente de leche |
| Borregos | M y H | Entre 12 y 20 | 2 dientes |
| Oveja | H | Mayor a 20 | Mayor o igual a 4 dientes |
| Capones | M castrado | Mayor a 20 | Mayor o igual a 4 dientes |
| Carneros | M entero | Mayor a 20 | Mayor o igual a 4 dientes |

Realizado por: Oleas Torres Madeley Lilibeth

Fuente: Silvana Bravo & Romero- Manejo de animal

2.5. Alimentación

De acuerdo con los autores (García Trujillo & Rebollo Vergara, s.f.) La alimentación de las ovejas se basaría en alimentos forrajeros ricos en fibra, la actividad animal y las condiciones ambientales influyen en los requisitos nutricionales de un animal. Se utiliza una variedad de alimentos para satisfacer las necesidades nutricionales, como el heno, maíz, cebada, avena se utiliza para proporcionar proteínas, se incorpora residuos de cultivos como el tallo de maíz, verduras de sacrificio, el forraje de arbustos, pastos y rano se puede maximizar como alimentos de bajo costo .

2.6. Pastoreo

Según los autores (Margo, Coffey et al., 2022) La utilización de pastos puede proporcionar resultados más beneficiosos en la cría de ovejas. El forraje de nuestro entorno es la fuente de alimento económicamente más efectiva a considerar para su crecimiento. Para lograr la máxima eficiencia de los pastos, es mejor usar el pastoreo rotativo de manejo intensivo o el pastoreo controlado. El pastoreo controlado implica dividir los pastos en potreros más pequeños. Las ovejas permanecen en un potrero hasta que pastan el forraje hasta cierta altura, y luego se trasladan a un potrero diferente. Las ovejas no se devuelven hasta que las plantas han crecido lo suficiente como para tener calidad y disponibilidad. Idealmente, el forraje no debe tener menos de tres pulgadas ni más de seis pulgadas, ya que las ovejas prefieren forraje de ese tamaño.

2.7. Producción de ovejas

La producción ovina se encuentra especialmente con los pequeños agricultores, ya que estos les proporcionan carne, lana y abono. En el Ecuador muchas familias subsisten de la producción de corderos, en especial los campesinos. Los ingresos pueden ser incrementados mejorando las técnicas de explotación que comprende: nutrición, manejo, sanidad y genética, por consiguiente, se mejoraría el nivel de vida de los productores. La actividad ovina principalmente ha sido dedicada a la producción de lana y carne. (Silva Bastidas, 2017).

2.7.1. Sistema de producción intensiva

Según (Velázquez, Mercado y Téllez Jurado, (2017))Se proporciona alimentación abundante a los animales que están en aire libre. Este sistema de crianza de animales donde se utiliza este sistema de producción, con el objetivo de lograr una alta eficacia reproductiva y bajas tasas de mortalidad. Se puede emplear varias formas de producción intensiva incluyendo estabulación a tiempo completo, pastoreo.

2.7.2. Sistema extensivo

De acuerdo (Arsenio, 2007) El sistema extensivo o pastoreo libre es el más utilizado a nivel mundial, los pastos naturales son los recursos forrajeros

más apetecibles, sirven como fuente primaria de alimentación en este sistema de cría de animales de grandes proporciones. El cuidado de los animales también requiere acceso a cereales, así como manejo sanitario.

2.7.3. Sistema semi Intensivo

“El sistema semi Intensivo o también llamado pastoreo combinado o de semiestabulación Por las mañanas, los animales se pueden encontrar pastoreando en los potreros o plantaciones, mientras que las tardes en áreas más cercanas en la noche se encuentra confinados” (Arsenio, 2007)

2.7.4. Razas de ovina

2.7.5. Raza de ovino West African

Según (Morantes, Osorio y Vargas, 2019) Las especies de ovejas de pelo como West African de Occidente (*Ovis aries*) y otras similares, son algunas razas excepcionales. Debido a su adaptación al medio, en los últimos años ha habido un creciente interés en la crianza de ovejas de raza sintética.



Imagen 1. Raza West African

2.7.5.1. Características

- Raza tipo carne
- Cabeza bien modelada
- Regular tamaño
- Orejas pequeñas y delgados
- Ojos grandes y vivos
- Dorso fuerte con extremidades delgadas y largas de pezuñas resistentes.
- La ubre es bien desarrollada

- Cola delgada y bien implantada
- Adaptabilidad a climas cálidos y pocos fértiles
- Resistencias a parásitos y enfermedades
- Su prolificidad y habilidad materna son altas. (Morantes, Osorio y Vargas, 2019)

2.7.6. Black belly

Según los autores (Moyano, López y Marini., 2017) La relevancia de las razas ovinas Blackbelly y Pelibuey en la producción de carne de la Amazonía ecuatoriana no puede ser exagerada. Estas razas facilitan la prosperidad económica a través de la venta de corderos y un medio alternativo de productividad sin dañar el bosque nativo. Adaptadas a la dureza del terreno amazónico, estas razas rústicas prosperan en condiciones de libre pastoreo extensivo, ofreciendo un equilibrio perfecto entre el mantenimiento del ecosistema y las producciones familiares, convirtiéndose así en un pilar clave para la sostenibilidad.



Imagen 2. Raza Black belly

2.7.6.1. Características

- Las características presentan celos continuos
- Las hembras pueden alcanzar la madures sexual a los 8 meses de edad, pero tienen la desventaja de no ser viable antes del año de edad, por lo que su primer parto será a esta edad.
- Su intervalo entre parto es de 240 días.
- Peso al nacimiento de 2 crías será 2.25 kilos en total
- Alta prolijidad ya que puede dar de 3 – 4 cras por parto.
- Rápidas ganancias de peso con una carne magra con poca grasa.

- Resistencia a enfermedades y a parásitos gastrointestinales.
- Son rústicos comuna excelente habilidad materna.
- Con una buena alimentación una hembra podrá mantener de 2 a 3 crías.
(Moyano, López y Marini., 2017)

2.7.7. Raza Katahdin

Según (Sanchez, Ochoa, 2012) Las ovejas Katahdin, son resistentes producen corderos con bajos contenidos de grasa y alto contenido de carne, están bien equipadas para adaptarse a varios sistemas de manejo, son dóciles fácil de manejar y pueden sobrevivir en cualquier entorno. La raza Katahdin es ampliamente reconocida por su notable capacidad maternal y sus crías pueden reproducirse fácilmente, son más tolerante a los parásitos que las ovejas de lanares, los corderos de esta raza siempre son vigorosos y tienen partos sin problema, lo que hace que las ovejas Katahdin sean realmente perfectas.



Imagen 3. Katahdin

2.7.7.1. Características

- Perfil convexo
- Orejas alargadas que no sobrepasen la comisura labial.
- Pecho poco prominente.
- Se permite una pequeña depresión después de la cruz en la región dorsal.
- Cola con una base de inserción amplia y longitud hasta el corvejón.
- Se permiten las chinchas, excepto en animal de piel negra.
- Testículos con una circunferencia de 28cm a los 12 meses de edad.

- Poca pigmentación de la piel.
- Pelaje grueso y vestigios de lana que no sean persistentes en la región dorso-lumbar (Sanchez, Ochoa, 2012).

2.7.8. Raza Dorper

Según los autores (Santos, Dayenoff y Parraguez et al., 2019) La raza Dorper Sudáfrica fue formada en África por el cruzamiento de raza Dorset se obtiene el nombre de Dor y la cabeza negra por persa donde se toma el nombre Dorper Resistente y adaptable, la raza puede soportar temperaturas extremas y entornos hostiles, incluso prosperando en las áridas condiciones de Sudáfrica. Las hembras son conocidas por su fuerte instinto de crianza, así como por su capacidad para producir descendencia durante un largo período de tiempo con facilidad, lo que puede conducir a pesos impresionantes al nacer y al destete. A los 3,5 meses de edad, después de pastar, estos animales pueden pesar entre 36 y 45 kg. Gracias a la preferencia actual de su carne suave, magra y sabrosa, se ha ganado los máximos honores en las categorías de calidad, rendimiento y sabor.



Imagen 4. Raza Dorper

2.7.8.1. Características

- Temperamento tranquilo.
- Animal firme y musculoso.
- Tamaño medianos
- Cabeza del cornero Dorper: fuerte y larga, ojos grandes, bien implantados separados y no saliente.

- Nariz ancha y fuerte.
- Cuello y hombro del ovino Dorper: proporciones moderadas, lleno de carne y ancho, pecho profundo y amplio, miembros anteriores son fuertes, pezuñas no muy amplia.
- Barril: largo, profundo, costillar amplio, lomo largo y recto.
- Cuartos traseros: las patas traseras son fuertes y bien colocadas (Santos, Dayenoff y Parraguez et al.,, 2019)

2.7.9. Raza Santa Inés

De acuerdo con (González, Paredes y Carosini, 2016) La raza Santa Inés son animales rústicos que se caracterizan por su cuero de alta calidad y bajo contenido de grasa, Estas criaturas son adaptables en cualquier sistema de reproducción y pastoreo y son conocidas por sus habilidades de crianza y apareamiento. La rusticidad de Santa Inés se nota en sus características. Su nivel de rusticidad supera a otras razas, asemejándose al comportamiento de las cabras. Su agilidad para maniobrar obstáculos contribuye a su rusticidad, lo que facilita la búsqueda de alimento. Los machos de esta raza pueden alcanzar un peso de 80 o 90, capaz de aprovechar muy bien lo que come. A pesar de no alimentarse con alimentos de primera clase.



Imagen 5. Santa Inés

2.7.9.1. Características

- Orejas alargadas, que no excedan la comisura labial.
- Tocones.

- Pecho poco prominente.
- En la región dorsal se permite pequeña depresión después de la cruz.
- Cola con una amplia base de inserción
- Testículos con circunferencias de 28 cm a los 12 meses de edad de edad.
- Poca pigmentación de la piel.
- Pelos gruesos y vestigios de lana, no persistente en la región dorso lumbar. (González, Paredes y Carosini, 2016)

2.8. Hemoparásitos

Son aquellos organismos que producen en los animales cuadros hemáticos, el cual afecta a la salud de los animales, pueden ser transmitidos por segmentos biológicos y mecánicos a los animales.

2.8.1. Infestación de hemoparásitos

Según los autores (Naranjo, Zuleta, 2017) Los animales se contraen con hemoparásitos a través de vectores biológicos y mecánicos. Estos organismos pueden transmitirse a los animales y afecta negativamente a la salud del animal. Las especies de hemoparásitos en ovino son: Anaplasma ovis, Babesia ovis y Trypanosoma vivax son los hemoparásitos más comunes en ovejas. Provocan gastos irre recuperables y la muerte del animal son solo algunas de las consecuencias que enfrentan los ganaderos. Existe el riesgo de que se eliminen los componentes de la canal y el sacrificio prematuro del animal debido a la disminución de los parámetros de producción. Esta condición afecta particularmente a la lactancia, el crecimiento, la ganancia de peso y la baja condición corporal en los pequeños rumiantes jóvenes. Los hemoparásitos no solo afectan negativamente la salud física de las ovejas, sino que también las hace más vulnerables a contraer enfermedades secundarias que pueden empeorar la condición.

2.8.2. Anaplasmosis Ovina

La Anaplasmosis hace referencia a infecciones por bacteria que son transmitidas por garrapatas duras generalmente del género Ixodida, es una enfermedad infecciosa causada por un agente del orden rickettsiales, como

Anaplasma ovis. Infecta a los eritrocitos de los pequeños rumiantes, produce anemia hemolítica que se produce por infección a la respuesta inmune celular. (Sierra & Herazo, 2001)

2.8.3. Anaplasma ovis

El *Anaplasma ovis* es causado por una bacteria llamada intra-eritrocítica. Esta enfermedad se encuentra caracterizada porque causa anemia, pérdida de peso e incluso debilidad. No se obtuvo registro de esta bacteria hasta el año 2014, mismo en el que se realizó el primer diagnóstico, debido a un grave brote de anaplasmosis en el continente europeo, especialmente en España, desde dicho acontecimiento se ha realizado una investigación exhausta con el fin de mejorar los conocimientos de dicha patología (Portal Veterinaria, 2019).

2.8.3.1. Etiología de la anaplasmosis.

La anaplasmosis es causada por una infección que produce el *Anaplasma marginalis* el cual es el causante de infectar al ganado vacuno, esta infección se encuentra mayormente en los países subtropicales, tropicales y en algunas zonas templadas. (Manual Terrestre de la OIE, 2015)

La anaplasmosis ocurre en regiones tropicales y subtropicales de todo el mundo y se ha convertido en un factor limitante importante en la producción en muchos países. Se considera endémica en África, Asia y América Latina, pero se considera endémica en los Estados Unidos. Se ha informado en casi todos los estados es endémica en los estados del Atlántico sur, la costa del Golfo y algunos estados occidentales (Kocan et al., 2010).

2.8.3.2. Especies de Anaplasma

Las especies de *Anaplasma* se consideraron inicialmente protozoos parásitos, sin embargo las investigaciones posteriores revelaron que carecen de características que justifiquen esta descripción. Consta de 4 géneros entre los cuales tenemos *Anaplasma*, *Ehrlichia*, *Neorickettsia* y *Wolbachia* (Nieves, 2018).

2.8.3.3. Formas de transmisión.

La anaplasmosis puede transmitirse biológicamente mediante artrópodos que se alimentan de sangre y que incluyen varios géneros de garrapatas, incluidos *Bovis* y *Dermacentor*. o mecánicamente, mediante inoculación natural por picaduras de moscas y mosquitos o administración directa de glóbulos rojos infectados a través de material quirúrgico contaminado. Además, la extensión vertical de *A. edge*, *A. Forma central* y *Anaplasma ovis* en el segundo y tercer trimestre de gestación en bovinos y ovinos (Nieves, 2018).

La transmisión biológica es el modo de transmisión más común en todo el mundo, principalmente a través de la transmisión de garrapatas infectadas a animales susceptibles, desempeñando los machos un papel importante como vectores; pueden infectarse persistentemente y servir como reservorios de infección (Nieves, 2018). Cabe mencionar que también esta bacteria se puede transmitir por el uso de inyecciones utilizadas y que contienen las bacterias, es decir el agente contaminando, las garrapatas varían por la zona en las que geográficamente se encuentran ubicadas, es decir que las garrapatas de España “*Dermatocentor marginatus*, *Rhipicephalus bursa* y con más frecuencia, *Ixodes ricinus*, son los principales radios de la anaplasmosis” y en Sudamérica se encuentra “*Rhipicephalus microplus*” es responsable de transmitir la enfermedad en los ovinos. (García Casarota, 2018)

Se sabe que las especies de *Anaplasma* son transmitidas por al menos 19 especies de garrapatas, incluidas las garrapatas blandas *Argas persicus*, *Ornithodoros lahorensis* e *Ixodes* spp., *Rhipicephalus* spp., *Dermacentor* spp. e *Ixodes* spp. y *Hyalomma* spp. Después de la ingestión de glóbulos rojos infectados, *Anaplasma* se divide en el intestino de la garrapata y luego migra a las glándulas salivales, donde se transmite por la saliva a animales no infectados después de una picadura de garrapata (Nieves, 2018).

En cada sitio de desarrollo del ácaro, se reproduce en recintos rodeados de membranas llamados colonias, y cada ciclo incluye dos etapas: una forma reticular o vegetativa y una forma densa e infecciosa. En la forma reticular, el organismo se divide en una colonia por fisión binaria (un tipo de reproducción

asexual) y luego estas condensaciones crean un estado denso que puede sobrevivir fuera de la célula e infectar otras células (Nieves, 2018).

La transmisión también puede ocurrir por agujas, sierras para descornar, pinzas nasales, equipos para tatuar, equipos para marcar orejas y herramientas de castración contaminados, y por mosquitos, principalmente de los géneros *Tabanus*, *Stomox*, *Culex* y *Aedes*. Transmisión mecánica por glóbulos rojos contaminados de moscas y mosquitos. La transmisión vertical de la anaplasmosis ocurre cuando la madre tiene anaplasmosis aguda y el agente infeccioso cruza la barrera placentaria para infectar al feto. Este fenómeno puede ocurrir no intraeritrocíticamente, sino como una etapa extraeritrocítica del parásito en el segundo y tercer trimestre de la gestación en bovinos y ovinos (Nieves, 2018).

“Es necesario recalcar que las garrapatas tienen un periodo largo de vida en el cual transmiten la enfermedad a los bovinos infectando a una gran variedad de especies propensas a la infección”. (García Casarrota, 2018)

2.8.3.4. Fisiopatología.

Según (GÓMEZ, 2020) La anaplasmosis se presenta desde los 4 días hasta 8 semanas, en la transmisión de los vectores biológicos producen enfermedad como: artrópodos hematófagos o garrapatas (*Boophilus* spp y *Dermacentor* spp) moscas (*Stomoxys calcitrans*) mosquitos (*Siphona* spp. *Psophona* spp) tabanos (*Tabanus* spp) La transmisión de anaplasmosis puede ocurrir a través de varios modos, incluida la transmisión de material quirúrgico durante las campañas de vacunación por ejemplo mediante el uso de agujas no estériles durante las vacunaciones en múltiples animales.

2.8.3.5. Ciclo biológico del Anaplasma

Según (Aráuz, 2020) el microorganismo Dentro del torrente sanguíneo, se infiltra en el eritrocito a través de la endocitosis, donde la membrana de la célula se invagina y se forma una vacuola alrededor del anaplasma. El microorganismo puede entrar o salir de la célula huésped sin causar

destrucción alguna. Debido a un proceso inmunológico, la anemia en el caso de la anaplasmosis no produce hemoglobinuria, a pesar de la pérdida severa de glóbulos rojos, esto se debe a esta propiedad.

2.8.3.6. Manifestaciones clínicas

La anaplasmosis se caracteriza principalmente por anemia e ictericia, pero también son comunes fiebre, pérdida de peso, aborto, letargo, anorexia, reducción de la producción de leche, retraso del crecimiento y muerte. La infección por Anaplasma causa diversas mortalidades y morbilidades, lo que resulta en una disminución en el rendimiento de los animales domésticos en las zonas tropicales y subtropicales. La gravedad de la enfermedad está relacionada principalmente con el grado de anemia del animal, que se caracteriza por membranas mucosas pálidas (Nieves, 2018).

La frecuencia cardíaca y la frecuencia respiratoria aumentan. Después de la infección, los organismos Anaplasma se multiplican, provocando una crisis hemolítica, seguida de un aumento en el nivel de glóbulos rojos infectados, lo que lleva a procesos fagocíticos en las células endoteliales, lo que lleva a anemia hemolítica e ictericia. Los cambios hematológicos y bioquímicos son indicadores importantes de la gravedad de la enfermedad y los hallazgos más comunes son trombocitopenia, anemia, enzimas hepáticas elevadas y leucopenia con neutropenia marcada. El pico de anemia se produce entre el primer y sexto día (Nieves, 2018).

Hasta el 75% de los glóbulos rojos se pierden dentro de los 15 días posteriores a la infección (Nieves, 2018).

El período de recuperación en el ganado es de uno a dos meses con aumento de la hematopoyesis, pero la enfermedad puede reaparecer. Aunque los parámetros hematológicos se normalizan, los bovinos recuperados pueden permanecer infectados con niveles bajos de parasitemia que fluctúan en el tiempo y convertirse en portadores asintomáticos. Además de mostrar como resultado de la recuperación de una infección aguda, también puede ser el resultado de una infección causada por cepas debilitadas (Nieves, 2018).

2.8.3.7. Síntomas

Entre los síntomas tenemos los siguientes:

- Anemia progresiva
- Ictericia
- Reducción de peso y producción láctea
- Deshidratación
- Disnea
- Aborto en hembras gestantes
- Baja calidad espermática de los machos y mortalidad cercana al 30%. (Nieves, 2018).

La bacteria de anaplasmosis invade los glóbulos rojos del animal , provocando anemia hemolítica y entre sus síntomas esta la fiebre alta que oscila entre los (41°C), anorexia, debilidad, temblores en la vacas preñadas produce abortos y en algunos casos puede llevar a la muerte, tiene un periodo de incubación de dos a cuatro semanas y los más propensos a la enfermedad son los ganados de mayor edad, mientras que los más jóvenes no presentan síntomas y se recuperan más rápido que los demás cabe recalcar que las razas de los ganados Bos Inducus y Bos Taurus tienen más defensas y resisten más a la enfermedad. (García Casarrota, 2018)

2.8.3.8. Diagnostico

El diagnóstico de anaplasmosis es de gran preocupación porque se considera una enfermedad de difícil control debido a que es difícil detectar portadores en los rebaños de ganado vacuno, principalmente porque estos animales no presentan signos clínicos (Nieves, 2018).

Los métodos de diagnóstico tradicionales pueden detectar inclusiones en los glóbulos rojos y convertirse en una importante fuente de contaminación en otros animales, por lo que es muy importante desarrollar pruebas de diagnóstico que puedan identificarlas de la forma más eficaz, transportador de la enfermedad (Nieves, 2018). La técnica estándar de oro para la detección de Anaplasma es

inocular terneros esplenectomizados susceptibles con muestras de sangre de animales sospechosos. Si el donante se infecta, las estructuras compatibles con *Anaplasma* serán visibles en una prueba de frotis de sangre, generalmente dentro de las 4 semanas, pero este período puede extenderse hasta 8 semanas. Este enfoque es costoso y plantea cuestiones de bioética y bienestar animal, ya que los terneros esplenectomizados pueden verse gravemente afectados después de una transfusión de sangre inadecuada y a menudo debe ser destruido. Por estas razones, la vacunación fraccionada de terneros esplenectomizados no puede utilizarse como estándar de oro para la validación de pruebas de diagnóstico (Nieves, 2018).

Esto debe hacerse en función de la historia clínica y debe complementarse con pruebas de laboratorio como frotis. Las muestras de sangre se tiñen con Giemsa, Romanowski, solución de azul de toluidina tipo 3%, donde Cuerpos de inclusión del anaplasma en los bordes de los eritrocitos cuando este anaplasma es periférico e interno. En el caso del anaplasma central, deben tomarse muestras de sangre de la vena central. El agente no se encuentra en los capilares. Biometría de la sangre; recogida de tubos capilares, recogida de placas, Determinación complementaria ELISA, IFT, PCR, RFC, RIA pueden utilizarse como pruebas de confirmación para el diagnóstico. Los criterios de diagnóstico, muestreo y seguimiento de la enfermedad variarán en función de la situación. (Olguín & Bernal, 2017) Que se enfrenten:

- 1) En animales vivos, con los signos clínicos ya mencionados: Se deben realizar unos frotis de sangre delgados, manchados con Giemsa, para identificar la causa. El anticoagulante y la sangre entera refrigerada es la muestra preferida para enviar al laboratorio. (Olguín & Bernal, 2017)
- 2) En animales muertos recientemente: deben tomarse muestras de sangre de la oreja, la cola, el corazón o partes de la mano. Adicionalmente, se deben hacer frotis de contraste (marcas) de los riñones, el bazo y el hígado. Muestras deben refrigerarse para su envío al laboratorio (muestras de sangre y órganos); La dieta se envía bien cubierta. temperatura ambiente. (Olguín & Bernal, 2017)

- 3) En animales muertos en descomposición, deben realizarse frotis de sangre si se confirma el diagnóstico correcto. Formación de órganos como el bazo, el corazón, el riñón y el hígado. Las manchas deben protegerse con papel absorbente. para enviarlos al laboratorio. (Olguín & Bernal, 2017)
- 4) En la recuperación de animales, o para detectar portadores, manchas de sangre gruesas y Recogida de muestras de suero sanguíneo para el diagnóstico indirecto por serología. Se debe diferenciar por serología con babesiosis, teileriosis y epizootosis. (Olguín & Bernal, 2017)

2.8.3.9. En base a la historia clínica.

Es fundamental realizar pruebas de extracción de sangre tomadas de la yugular o del área periférica para frotis de sangre entera en forma de frotis se utilizará las muestras tomadas en el laboratorio. (Naranjo, Zuleta, 2017) Los animales muertos requieren frotis de sangre periférica de su cerebro, bazo, riñón y músculo cardíaco. Mientras tanto, los animales en recuperación necesitarían frotis de sangre finos y gruesos.

2.8.3.10. Prevención

La prevención de enfermedades se basa en el control de las poblaciones de garrapatas en las unidades de producción mediante baños y desinfectantes. Del mismo modo se recomienda la identificación y eliminación de los animales portadores del rebaño, al igual que la prevención de infecciones iatrogénicas.

2.8.3.11. Tratamiento

En cuadros agudos de la anaplasmosis el antibiótico más eficaz es la oxitetraciclina a dosis de 11mg/kg IV cada 24 horas durante 3 a 5 días o 20 mg/kg .IM con oxitetraciclina de acción prolongada a intervalos de 72 horas. Además de la antibioterapia se debe considerar el tratamiento de soporte si el hematocrito es menor del 12%, en estos casos se indica la transfusión de

sangre de 4 a 8 litros de sangre completa a un animal adulto en casos graves y acortar el tiempo de convalecencia (GÓMEZ, 2020).

2.8.4. TRYPANOSOMIASIS OVINA

Según (García, Rodrigues y Teixeira) *Trypanosomas vivax* son parásitos de ciclos de transmisión de una determinada región depende de la densidad y diversidad de las poblaciones de vectores hematófagos, que tienen un impacto significativo en la capacidad de respuesta inmune del huésped. Los tripanosomas son parásitos especializados que alternan entre huéspedes vertebrados e invertebrados durante su complejo ciclo de vida. Esto también determina el grado de enzootias que pueden presentarse en una misma región.

2.8.4.1. Genoma del trypanosoma vivax

El genoma del tripanosoma es diploide y su reproducción es mediante la fisión binaria, hay que destacar que existen realidades de compensación genética en *T. brucei*, *T. cruzi*, *Leishmania major*, las cuales poseen una reproducción sexual limitada (Rodríguez, 2015).

Hay una gran diferencia en el tamaño que tienen los genomas, sin dejar de un lado que siguen conservando sus genes que comparten en un solo contexto genómico, lo cual será señalado en el siguiente gráfico:

Tabla 3**Genoma Trypanosoma vivax**

| Organismo | Cepa | Tamaño genoma haploide (Mb) | Número de CDS |
|-----------------------------------|---------------------|--|----------------------|
| Trypanosoma gambiense | brucei DAL97 | 22.1 | 9822 |
| Trypanosoma brucei | 927/4 | 26.1 | 8712 |
| Trypanosoma congolense | IL3000 | 39.1 | 12927 |
| Trypanosoma vivax | Y486 | 24.8 | 11642 |

Fuente: Estudio de la organización dinámica y evolutiva del genoma Trypanosoma vivax, (Rodríguez, 2015)

2.8.4.2. Periodo de incubación

Trypanosoma vivax su periodo de incubación es de 5 a 30 días aproximadamente produciendo una anemia, la enfermedad se manifiesta más rápido en animales susceptibles provocando otros síntomas.

2.8.4.3. Patología

Los síntomas son similares en todos los mamíferos infectados con tripanosomátidos africanos. En los seres humanos, la tripanosomiasis africana se conoce como la "enfermedad del sueño" y los síntomas incluyen dolor de cabeza, fiebre, fatiga, inflamación de los ganglios linfáticos y dolor muscular y articular. Puede causar problemas neurológicos después de invadir el sistema nervioso central y puede ser fatal si no se trata. Existen dos tipos de tripanosomiasis africana en humanos, según la especie infectada. La forma más común es la infección por el parásito T. b. Gambia, que representa el 98% de los casos notificados. Este parásito se encuentra en África occidental y central (los países más afectados son la República Democrática del Congo,

Angola, Congo, Sudán del Sur, Uganda, República Centroafricana, Guinea, Costa de Marfil, Camerún y Nigeria) y provoca una infección crónica. durante varios meses, sin mayores síntomas durante varios años, pero cuando aparecen los síntomas, la enfermedad suele estar en un estado avanzado y afecta el sistema nervioso central. Trypanosoma rhodesiense se encuentra en África Oriental (principalmente Uganda, Tanzania, Malawi y Zambia) y se caracteriza por una aparición aguda de síntomas que aparecen semanas o meses después de la infección e invaden rápidamente el sistema nervioso central (Rodríguez, 2015).

En América Latina, cuatro especies de tripanosomátidos son de importancia médica y veterinaria: T. cruzi, T. evansi, T. equiperdum y T. vivax. Únicamente T. cruzi es una especie tripanosoma de la familia Stercoraria originaria de América, mientras que otros tres tripanosomas de la familia Salivaria han sido importados junto con sus huéspedes.

El tripanosoma más común y el más común en el ganado vacuno son los tripanosomas. evansi, que se encuentra en regiones tropicales y subtropicales de África, Asia y América. Provoca la enfermedad de Surra y es particularmente patógena en camélidos y caballos. Trypanosoma equiperdum, también puede infectar a los caballos, provocando diuresis, y es el único tripanosoma de transmisión sexual conocido hasta la fecha se encuentra en África, América, Asia y Europa del Este. Plasmodium vivax es un parásito que se encuentra principalmente en rumiantes (bovinos, ovinos, caprinos y búfalos) que provoca anemia y una importante reducción de la productividad (Rodríguez, 2015).

2.8.4.4. Síntomas

- Anemia progresiva
- Pérdida de masa muscular
- Edema
- Agrandamiento del bazo
- Lesiones neurológicas y oculares.

2.8.4.5. Clasificación taxonómica *Trypanosoma vivax*

Tabla 4.

Clasificación taxonómica Trypanosoma vivax

| | |
|---------------|--------------------|
| Reino | Protista |
| Subreino | Protozoo |
| Phylum | Sarcomastigophora |
| Subphylum | Mastigophora |
| Clase | Zomastigophora |
| Orden | Kinetoplastida |
| Familia | Trypanosomatidae |
| Género | Trypanosoma |

Fuente: "Presencia de *Trypanosoma vivax* y características clínicas en ovejas del sector rural del cantón salitre provincia del guayas ecuador" (Andrade, 2020)

2.8.4.6. Diagnóstico

Es importante para un correcto diagnóstico de parásitos en el laboratorio, se debe considerar un muestreo adecuado en el campo, así como un muestreo de seguimiento enviado al laboratorio y provisto de la correcta interpretación diagnóstica para que la tripulación pueda realizar la intervención adecuada (Andrade, 2020).

Por otro lado, los animales principalmente infectados son propensos a desarrollar los signos clínicos clásicos de la enfermedad; mientras que los animales en zonas endémicas a menudo desarrollan inmunidad a infecciones secundarias y siguen siendo portadores sanos. Para diagnosticar la enfermedad, primero se realiza un frotis de sangre y luego una tinción de Giemsa para luego observar la forma del parásito al microscopio. En la sangre de oveja se pueden observar formas sanguíneas de amastigotes y tripomastigotes. Además, cabe mencionar que los hemotripanosomátidos son abundantes en la sangre periférica (Andrade, 2020).

2.8.4.7. Métodos de diagnóstico

Los métodos utilizados para detectar *T. vivax* incluyen métodos directos como parasitología Woo, gota en fresco y PCR, y métodos indirectos como hemaglutinación, ELISA, ensayo inmunoabsorbente ligado a enzimas e IFI (inmunofluorescencia indirecta) y microscopía electrónica. En Ecuador estos métodos se utilizan para diagnosticar la tripanosomiasis causada por *Trypanosoma vivax*. La microscopía se utiliza tradicionalmente para la identificación positiva de *Trypanosoma vivax* (Andrade, 2020).

El diagnóstico parasitológico de la infección activa se basa en la detección microscópica de parásitos en muestras de sangre fresca (morfología, morfometría y motilidad de los parásitos en los tejidos) utilizando métodos como Woo y "buffy coat" (Andrade, 2020).

Estos métodos se basan en la centrifugación de las muestras de sangre de las ovejas investigadas en tubos capilares y la observación de la capa blanca; Para las bacterias *T.*, su sensibilidad es de 700 trip/ml. *Plasmodium vivax*. Sin embargo, los métodos parasitológicos son poco sensibles en la fase crónica de la enfermedad, porque los animales infectados tienen una menor concentración de parásitos en la sangre en esta etapa, por lo que su uso es limitado a la hora de estudiar la incidencia de la tripanosomiasis (Andrade, 2020).

Estos métodos son muy sensibles y específicos, pero son difíciles de implementar en el campo porque requieren personal capacitado y equipo de laboratorio especializado, lo que crea la necesidad de métodos de diagnóstico rápidos y eficientes en animales infectados por *T. vivax*.

2.8.4.8. Transmisión

Los tripanosomas son diagnosticados en los animales domésticos, este microorganismo implica un intermediario que actúa como un vector, se transmite por picaduras de garrapatas, tabanos, otro método de transmisión es a través de toma de muestra con agujas reutilizadas. (Mora & Castro, 2015)

2.8.4.9. Tratamiento.

Consiste en un tratamiento sistemático para tener una recuperación del animal. Diaceturato de dimeinazeno: dosis 3,5 mg/kg vía intramuscular, cloruro de isometamidiun dosis de 0,5- 2 mg/kg por vía intramuscular. (Yanior, 2005)

2.8.5. Babesiosis ovis

La Babesiosis ovina es una enfermedad protozoarias transmitidas por garrapatas, por lo tanto cuando suelen estar en contacto frente con garrapatas infectadas hace que los animales se infecten, una condición debilitante que puede resultar en la muerte del animal puede surgir de la babesiosis, una enfermedad protozoaria que causa síntomas que incluyen anemia, ictericia.

2.8.5.1. Clasificación taxonómica de la Babesiosis

Es un hemoparásito que pertenece a la morfología piriforme “phylum Apicomplexa, clase Aconoidasida, subclase Piroplasmae, orden Piroplasmida, superfamilia Babesioidea, familia Babesiidae y género Babesia.

En lugar destacado, la clasificación taxonómica de los piroplasmidos se basa en el mecanismo de transmisión en vector, tropismo o morfología. Sin embargo, en la medida en que se utilizan herramientas moleculares, esta clasificación ha ido evolucionando. (Schreeg, y otros, 2016)

2.8.5.2. Estructura de Babesiosis

Responsable de la invasión de eritrocitos en el huésped vertebrados merozoito, el cual contiene algunos orgánulos membranosos entre los cuales contiene el núcleo, retículo endoplásmico, aparato de Golgi y mitocondrias, también posee un “pellicle” el cual está conformado por dos capas interna que produce la invasión del parásito y con una membrana celular, además tiene un gran número de organelos de invasión el cual invade el complejo aplica el mismo que compone el anillo polar, micromembranas y roptrias. (Schreeg, y otros, 2016)

2.8.5.3. Síntomas

- Fiebre
Hemoglobinuria
- Ictericia
- Anemia
- Fatiga
- Pérdida de apetito
- Pérdida de peso
- Abortos (Schreeg, y otros, 2016)

2.8.5.4. Transmisión

La babesiosis se transmite principalmente por garrapatas, algunos ejemplos de vectores tales como: *Rhipicephalus* (*R. bursa*) o *Haemaphysalis* principalmente la *H. punctata* y del género *Dermacentor* como *D. reticulatus*, *Ixodes ricinus* el 34 *persulcatus* (Caprinotecnia, 2013). La multiplicación se da en los vasos periféricos o viscerales hasta desarrollar hemólisis después de un período de incubación de siete a veinte días.

2.8.5.5. Manifestaciones clínicas

Se presenta con mayor frecuencia en animales entre los 6- 12 meses de edad, no es tan usual en animales mayores de 5 años (si presentan son asintomáticos); este en el caso de los bovinos, cabras y ovejas. La sinología

varía de acuerdo a la especie, edad del animal y cepa del parásito. La babesiosis se producen diferentes tipos de acciones patógenas, que se van dando de acuerdo a las diferentes formas que adopta el parásito en su ciclo de vida, tales como: acción mecánica (lisis de glóbulos rojos), acción tóxica (liberación y excreción de productos tóxicos tras el metabolismo de zoitos) y acción expoliadora por competencia por determinadas sustancias del organismo hospedado (GÓMEZ, 2020).

2.8.5.6. Diagnostico

Para identificar parásitos en muestras de sangre, es necesario. El diagnóstico significa confirmar su presencia, sin embargo no conviene omitirla. Por una parte, los datos epidemiológicos y los estudios clínicos hacen posible la observación. Componente sustancia de la enfermedad en términos de ausencia de síntomas o lesiones patognomónica. (Cordero & Rojo, 2000)

En relación con el curso agudo de la babesiosis, existen enfoques como la microscopía Se utiliza para el diagnóstico de campo, donde el frotis de sangre es más adecuado, no Sin embargo, esto no se ha identificado en estudios epidemiológicos (Aktaş, Altay, & Dumanli,, 2005)Por culpa de Dificultad para distinguir especies y su baja sensibilidad en muestras Portadores asintomáticos en los que la carga de parásitos es baja. Del mismo modo, los animales se recuperan de un episodio de cebada. La babesiosis mantiene un estado de portador asintomático, que puede provocar Mantiene el ciclo en la naturaleza . (Abdel, y otros, 2014) Los animales susceptibles tienen un importante riesgo de infección. Momentos en los que comen en zonas infectadas por vectores y posiblemente un transmisor. Técnicas serológicas similares con anticuerpos específicos los cuales son de utilidad para realizar estudios epidemiológicos.

III. MATERIALES Y METODOS

3.1. Características del área de estudio.

La presente investigación se llevó a cabo en unidades productivas ovinas del cantón Vinces de la provincia de Los Ríos

3.1.1. Localización.

En la ciudad de Vinces. El “Paris chiquito”, ciudad consentida por el Gran Río Vinces. Ubicada a 22 km de la capital de la Provincia de Los Ríos, la ciudad de Babahoyo, a una altitud de 28 msnm y ocupa una extensión territorial de 693 km²; cuya Latitud Sur es de 1°33'30" S y de Longitud Oeste 79°45'0" W.

El clima del área de estudios es Tropical húmedo, la temporada de lluvia es opresiva y nublada, la temporada seca es húmeda y parcialmente nublada y es muy caliente durante todo el año. Durante el transcurso del año, la temperatura generalmente varía de 22 °C a 32 °C y rara vez baja a menos de 20 °C o sube a más de 35 °C y la precipitación de 1.867 mm.

3.2. Materiales.

3.2.1. Materiales de Campo.

- ✓ Agujas múltiples
- ✓ Jeringuillas descartables de varios tamaños.
- ✓ Gel refrigerante.
- ✓ Guantes de látex o nitrilo.
- ✓ Algodón
- ✓ Esferográficos y lápiz.
- ✓ Tablero.
- ✓ Hojas de registro para la toma de muestra.
- ✓ Marcador para acetato.
- ✓ Cinta de masquen.
- ✓ Tubos tapa lila con EDTA

- ✓ Fundas plásticas
- ✓ Vestimentas (mandil, botas)

3.2.2. Materiales y equipos de laboratorio

- ✓ Microscopio
- ✓ Diff Quick
- ✓ Porta objeto
- ✓ Tubos de ensayo
- ✓ Alcohol
- ✓ Guantes de látex
- ✓ Mascarilla
- ✓ Mandil

3.2.3. Materiales de oficina.

- ✓ Remas de hoja A4
- ✓ Impresora
- ✓ Carpetas
- ✓ Computadora

3.3. Metodología de trabajo

3.3.1. Selección de Fincas.

De acuerdo a datos proporcionados por la Agencia de Regulación de la Calidad del Agro Agrocalidad el cantón Baba, esta cuenta con 1083 unidades productivas agropecuarias o fincas en las cuales se seleccionarán 22 fincas o 2 unidad de muestreo al azar en base a lo indicado por la OPS-OMS (2002). Lo cual establece que cada unidad de muestreo está conformada por 11 predios y para lo cual recomienda seleccionar las unidades de muestreo de acuerdo a la cantidad de animales existentes en un territorio.

3.3.2. Número de animales por finca.

El número de animales a muestrearse por previos se realiza en base a lo indicado por la OPS-OMS (2002), el cual recomienda que en unidades

productivas que tengan 20 unidades o individuos se muestrearán el 50% de los animales existentes; para fincas con más de 50 unidades o individuos en sus diferentes categorías se muestrearán el 25% de ellas.

3.3.3. Tamaño de la muestra.

El total de animales a muestrear es de 248 en base a la tabla que indica Cornett J. y Beckner W. (2002), en las cuales establece que si el número de animales de una población es de 700 se utilizará la siguiente tabla la cual determina el tamaño de la muestra correspondiente a una población específica.

3.3.4. Metodología de campo.

Se realizó una exploración clínica de los ejemplares que fueron muestreados para el presente trabajo de investigación, que consistió en la valoración de las mucosas, piel, pelo, ojos. Estos datos fueron llevados en un formulario "check list" conformantes de la ficha clínica. Se realizó la toma de muestras sanguíneas en los animales misma que empezará con un operario presionará con las piernas al ovino, ubicándolas cerca del tren anterior, de manera que las rodillas presionen al pequeño rumiante, o a su vez se ubica al ovino en posición decúbito lateral agarrando las extremidades del mismo para luego con la mano girar de manera leve la cabeza para ubicar la vena yugular con los dedos presionando ligeramente el surco yugular hasta observar o palpar la misma.

Seguido de esto se realizó la asepsia del área del cuello con alcohol / yodo, se procedió a la punción con un ángulo de 45° en la que se utilizará una jeringa de 10 ml teniendo en cuenta el bisel de la aguja o agujas doble vía con sus respectivos vacutainer. Una vez hecha la punción, se recolectó de 3 a 4 ml de sangre. Una vez que se obtuvieron las muestras, se identificó al orden de secuencia que le toque respectivamente, se las transportó al laboratorio en un cooler o recipiente que contenga geles de refrigeración (Alvarado & Grajales, 2018).

3.3.5. Metodología de laboratorio

Método de tinción sencilla consistente de una tinción eosinófilica, una basófilica y una fijadora. La secuencia de tinción incluye de 5-10 inmesiones en la tinción de color rojo, posteriormente en la azul marino para seguir con la azul celeste y finalizar con inmersiones en agua que hayamos recogido del grifo si tiene propiedades potables.

3.3.5.1. Kit de tres colorantes.

- Solución fijadora.
- Tinción ácida.
- Tinción básica. Diff-Quick

3.3.5.2. Técnica de Diff-Quick

- ✓ Con ayuda de la torunda depositar una capa de células sobre la porta.
- ✓ Sumergir la porta en la solución fijadora durante 5 segundos.
- ✓ Apoyar sobre un papel absorbente la porta para retirar los restos de solución fijadora.
- ✓ Sumergir en la solución ácida (roja) durante 5 segundos. Retirar el exceso de colorante con ayuda de un papel absorbente.
- ✓ Sumergir otros 5 segundos en la solución básica (azul marino).
- ✓ Lavar con agua.

3.4. Método De Análisis Estadística.

Los casos positivos fueron evaluados mediante la Prueba No Paramétrica para una sola muestra, Prueba de Chi Cuadrado, cuya fórmula matemática es:

$$\chi^2 = (F_o - F_e)^2 / F_e$$

En donde:

χ^2 = Chi Cuadrado.

Fo = Frecuencias observadas.

Fe = Frecuencias esperadas.

g.l. = grados de libertad.

El valor calculado de χ^2 se comparará con el valor tabulado de χ^2 con $k - r$ grados de libertad. La regla de decisión, entonces, es: rechazar H_0 si χ^2 calculado es mayor o igual que el valor tabulado de χ^2 para el valor seleccionado de α .

Además, se realizará el Análisis de sensibilidad y especificidad, de los métodos de diagnóstico utilizados mediante la fórmula:

$$\text{Sensibilidad} = \frac{A}{A+C} \times 100$$

$$\text{Especificidad} = \frac{D}{B+D} \times 100$$

| Resultados de la Prueba | Resultados Verdaderos | |
|-------------------------|-----------------------|-------------------|
| | Casos o enfermos | Sanos o controles |
| Positivos | (A) | (B) |
| Negativos | (C) | (D) |
| Total | (A + C) | (B+D) |

IV. RESULTADOS EXPERIMENTALES

4.1. Hemoparásitos que afecta a la población ovina

Tabla 1. Hemoparásitos que afecta a la población ovina en el cantón Vinces.

| CASOS | NÚMERO DE ANIMALES | PORCENTAJE |
|--------------|--------------------------|-------------|
| NEGATIVOS | 200 | 80,64% |
| POSITIVOS | 48 | 19,35% |
| TOTAL | 248 | 100% |

Fuente: Madeley Oleas Torres

Del total de muestras recolectadas, el mayor porcentaje fueron negativos con 80,64% que representan 200 muestras, mientras que los casos positivos fueron 48 muestras que representa el 19,35% de la incidencia de hemoparásitos en las poblaciones de ovinos en el cantón Vinces.



Gráfico 1. Hemoparásitos que afecta a la población ovina en el cantón Vinces.

4.2. Hemoparásitos predominantes en poblaciones ovinas

Tabla 2. Hemoparásitos predominantes en poblaciones ovinas en el cantón Vinges.

| Agente hemoparásitos | Número de animales positivos | Porcentaje |
|----------------------|------------------------------|---------------|
| Anaplasma ovis | 28 | 11,29% |
| Babesia Ovis | 15 | 6,04% |
| Trypanosoma Vivax | 5 | 2,02% |
| TOTAL | 48 | 19,35% |

Fuente: Madeley Oleas Torres

De las 248 muestras estimadas en la investigación de hemoparásitos en el cantón Vinges 48 dieron positivas a hemoparásitos con un 19,35% de incidencia, misma que se encuentran representadas con 28 casos de Anaplasma Ovis que representa un 11,29 %, en Babesia Ovis se encontró 15 caso que representan 6,04%, en Trypanosoma vivax se encontró 5 casos que representan al 11,29%.

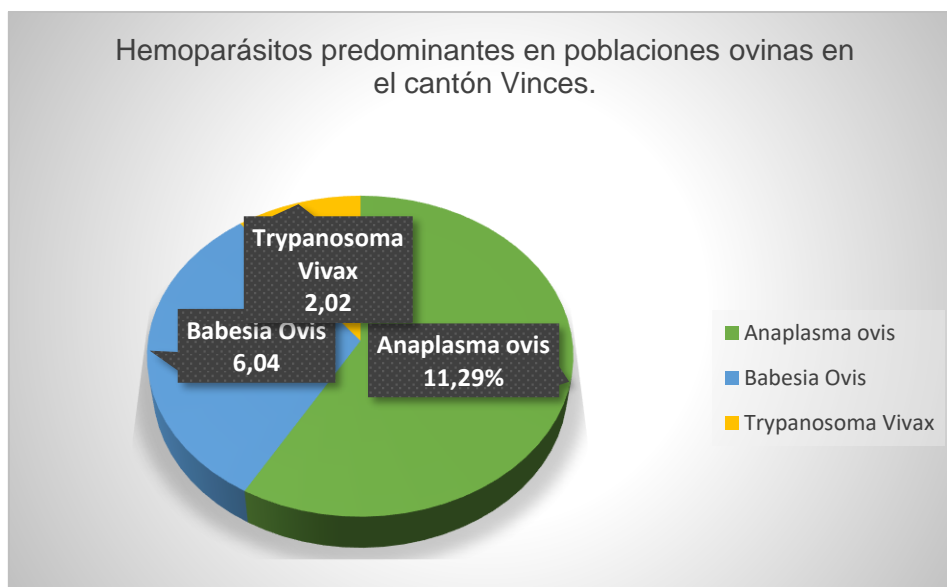


Gráfico 2. Hemoparásitos predominantes en poblaciones ovinas en el cantón Vinges.

4.3. Distribución porcentual de la incidencia de hemoparásitos

Tabla 3. Analizar la distribución porcentual de la incidencia de hemoparásitos según Característica zootécnica

| Categorías | Casos obtenidos | | | %Incidencia |
|--------------|---------------------|-----------|------------|--------------|
| | Número de población | Positivos | Negativos | |
| Oveja | 101 | 18 | 83 | 7,31% |
| Borrego | 50 | 12 | 38 | 4,83% |
| Carnero | 46 | 7 | 39 | 2,82% |
| Cordero | 51 | 11 | 40 | 4,43% |
| Total | 248 | 48 | 200 | 19,35 |

Fuente: Madeley Oleas Torres

Los casos positivos de acuerdo a las características zootécnicas fueron encontrados principalmente en ovejas adultas 18 casos que representa un 7,31%, cordero con 11 casos con un 4,43%, borrego 12 casos con un 4,83% y carnero 7 casos que representan un 2,82% del total de la muestra analizada.

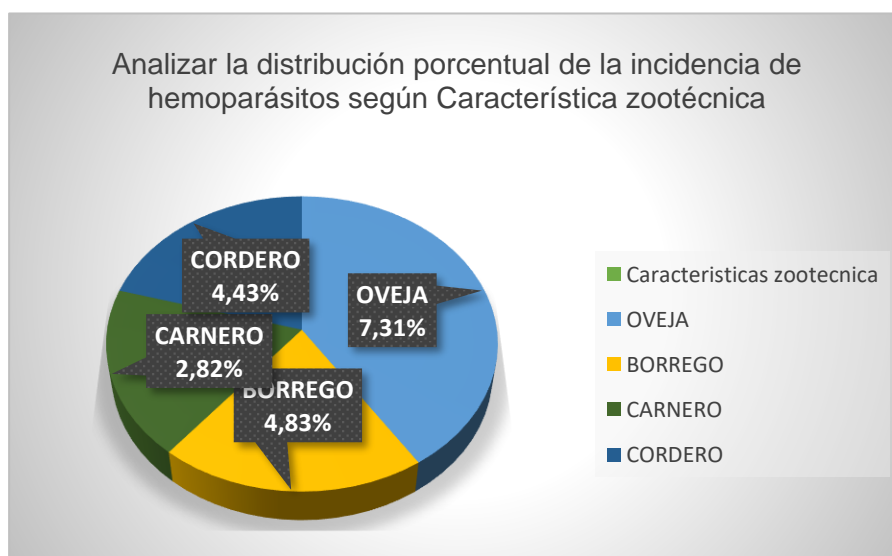


Gráfico 3. Analizar la distribución porcentual de la incidencia de hemoparásitos según Característica zootécnica

4.4. Distribución por sexo

Tabla 4. Distribución por sexo

| Números de población por sexo | | | | |
|-------------------------------|---------------------|--------------|---------------|---------------|
| Sexo | Número de población | Positivos | Negativos | % Incidencia |
| Hembra | 175 | 33.87 | 141.13 | 14,41% |
| Macho | 73 | 14.13 | 58.87 | 4,94% |
| Total | 248 | 48.00 | 200.00 | 19,35% |

Fuente: Madeley Oleas Torres

En la investigación realizada de hemoparásitos en ovino, en el cantón Vinces en la provincia de los Ríos, el total de muestras fue de 248 en el cual 175 son hembras que representan 71% y 73 son macho que representan 29% del total de animales.

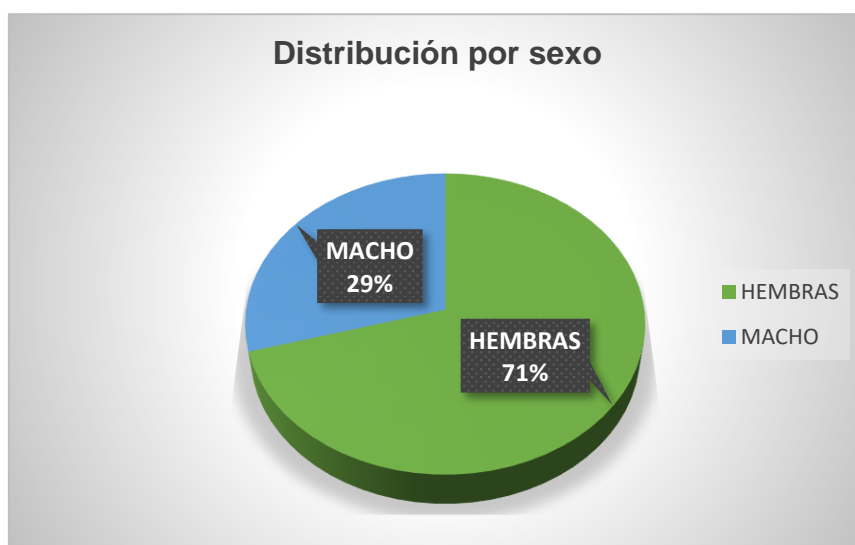


Gráfico 4. Distribución por sexo

Análisis de pruebas de hipótesis

Cálculo matemático: Chi Cuadrado

Nivel de Significación: 0.05

Distribución muestral: grados de libertad $g.l=(f-1) (c-1)$

4.5. Hemoparásitos según Característica zootécnica

Tabla 5. Incidencia de hemoparásitos según Característica zootécnica

| Hemoparásitos según Característica zootécnica | | | | | | | |
|---|-----------|------------|------------|--------------|--------------|---------------|---------------|
| Casos | Positivos | Negativos | Total | Casos | Positivos | Negativos | Total |
| Oveja | 18 | 83 | 101 | Oveja | 19,55 | 81,45 | 101,00 |
| Borrego | 12 | 38 | 50 | Borrego | 9,68 | 40,32 | 50,00 |
| Carnero | 7 | 39 | 46 | Carnero | 8,90 | 37,10 | 46,00 |
| Cordero | 11 | 40 | 51 | Cordero | 9,87 | 41,13 | 51,00 |
| Total | 48 | 200 | 248 | Total | 48,00 | 200,00 | 248,00 |

| Casos | o | e | o-e | (o-e) ² | (o-e) ² /e |
|-------------------|------------|------------|-------------------|--------------------|-----------------------|
| OVEJA-negativos | 83 | 81,45 | 1,5483871 | 2,3975026 | 0,0294 |
| OVEJA-positivos | 18 | 19,55 | -1,5483871 | 2,3975026 | 0,1226 |
| BORREGO-negativos | 38 | 40,32 | -2,32258065 | 5,39438085 | 0,1338 |
| BORREGO-positivos | 12 | 9,68 | 2,32258065 | 5,39438085 | 0,5574 |
| CARNERO-negativos | 39 | 37,10 | 1,90322581 | 3,62226847 | 0,0976 |
| CARNERO-positivos | 7 | 8,90 | -1,90322581 | 3,62226847 | 0,4068 |
| CORDERO-negativos | 40 | 41,13 | -1,12903226 | 1,27471384 | 0,0310 |
| CORDERO-positivos | 11 | 9,87 | 1,12903226 | 1,27471384 | 0,1291 |
| TOTAL | 248 | 248 | 1,7764E-15 | 25,38 | 1,51 |

Decisión:

Con un nivel de significancia de 0,05 y 3 grados de libertad se tiene un valor de X^2_t (tabulado): 7,81. Luego del cálculo matemático se obtuvo un valor de X^2_c

(calculado): 1.51 en relación a la variable característica zootécnica que es menor que X^2 : Por lo tanto se acepta la hipótesis nula que dice:

La incidencia de hemoparásitos en la población ovina del cantón Vinces no está determinada por la categoría zootécnica de los animales.

4.6. Incidencia por edad

Tabla 5. Chi cuadrado: Incidencia por edad

| Número de población según edad | | | | | | | |
|--------------------------------|-----------|------------|---------------|--------------|--------------|---------------|---------------|
| Casos | Positivos | Negativos | Total | Casos | Positivos | Negativos | Total |
| 3-12 | 22 | 76 | 98,00 | 3-12 | 18,97 | 79,03 | 98,00 |
| 12-19 | 0 | 2 | 2,00 | 12-19 | 0,39 | 1,61 | 2,00 |
| 19-28 | 6 | 50 | 56,00 | 19-28 | 10,84 | 45,16 | 56,00 |
| 28-35 | 0 | 0 | 0,00 | 28-35 | 0,00 | 0,00 | 0,00 |
| 35-44 | 14 | 49 | 63,00 | 35-44 | 12,19 | 50,81 | 63,00 |
| 44-51 | 6 | 19 | 25,00 | 44-51 | 4,84 | 20,16 | 25,00 |
| 51-60 | 0 | 4 | 4,00 | 51-60 | 0,77 | 3,23 | 4,00 |
| Total | 48 | 200 | 248,00 | Total | 48,00 | 200,00 | 248,00 |

| Casos | o | e | o-e | (o-e)² | (o-e)²/e |
|-------------------|------------|------------|-------------------|--------------------------|----------------------------|
| 3-12-negativos | 76 | 79,03 | -3,03 | 9,19 | 0,1163 |
| 3-12-positivos | 22 | 18,97 | 3,03 | 9,19 | 0,4847 |
| 12-19-negativos | 2 | 1,61 | 0,39 | 0,15 | 0,0929 |
| 12-19-positivos | 0 | 0,39 | -0,39 | 0,15 | 0,3871 |
| 19-28-negativos | 50 | 45,16 | 4,84 | 23,41 | 0,5184 |
| 19-28-positivos | 6 | 10,84 | -4,84 | 23,41 | 2,1601 |
| 28-35-negativos | 0 | 0,00 | 0,00 | 0,00 | 0,0000 |
| 92-122-positivos | 0 | 0,00 | 0,00 | 0,00 | 0,0000 |
| 122-151-negativos | 49 | 50,81 | -1,81 | 3,26 | 0,0642 |
| 122-151-positivos | 14 | 12,19 | 1,81 | 3,26 | 0,2676 |
| 151-181-negativos | 19 | 20,16 | -1,16 | 1,35 | 0,0669 |
| 151-181-positivos | 6 | 4,84 | 1,16 | 1,35 | 0,2787 |
| 181-211-negativos | 4 | 3,23 | 0,77 | 0,60 | 0,1858 |
| 181-211-positivos | 0 | 0,77 | -0,77 | 0,60 | 0,7742 |
| TOTAL | 248 | 248 | 1,1102E-15 | 75,93756504 | 5,40 |

Decisión:

Con un nivel de significancia de 0,05 y 6 grados de libertad se tiene un valor de X^2_t (tabulado): 12,59. Luego del cálculo matemático se obtuvo un valor de X^2_c (calculado): 5.40 en relación a la variable edad en meses que es menor que X^2_t : Por lo tanto se acepta la hipótesis nula que dice:

La incidencia de hemoparásitos en la población ovina del cantón Vinges no está determinada por la edad de los animales

4.7. Distribución por sexo

Tabla 7:

Distribución por sexo

| Distribución por sexo | | | | | | | |
|-----------------------|-----------|------------|------------|--------------|--------------|---------------|---------------|
| Sexo | Positivos | Negativos | Total | Sexo | Positivos | Negativos | Total |
| Hembra | 36 | 139 | 175 | Hembra | 33,87 | 141,13 | 175,00 |
| Macho | 12 | 61 | 73 | Macho | 14,13 | 58,87 | 73,00 |
| Total | 48 | 200 | 248 | Total | 48,00 | 200,00 | 248,00 |

| SEXO | o | e | o-e | (o-e) ² | (o-e) ² /e |
|------------------|------------|------------|-------------------|--------------------|-----------------------|
| Hembra-negativos | 139 | 141,13 | -2,12903226 | 4,53277836 | 0,0321 |
| Hembra-positivos | 36 | 33,87 | 2,12903226 | 4,53277836 | 0,1338 |
| Macho-negativos | 61 | 58,87 | 2,12903226 | 4,53277836 | 0,0770 |
| Machos-positivos | 12 | 14,13 | -2,12903226 | 4,53277836 | 0,3208 |
| TOTAL | 248 | 248 | 1,0658E-14 | 18,1311134 | 0,5638 |

Decisión:

Con un nivel de significancia de 0,05 y 1 grados de libertad se tiene un valor de X^2_t (tabulado): 3,84. Luego del cálculo matemático se obtuvo un valor de X^2_c (calculado): 0.5638 en relación al sexo que es menor que X^2_t : Por lo tanto se acepta la hipótesis nula que dice:

La incidencia de hemoparásitos en la población ovina del cantón Vinges de la provincia de los Ríos, no está determinada por sexo de los animales.

V. DISCUSIÓN

En los datos obtenidos en la identificación de los Hemoparásitos en el cantón Vinces se muestreo 248 animales, representando un nivel de incidencia del 19% de positivos el 81% de caso negativo. Estos resultados difieren por (Ávila,2014) la cual encontró una incidencia del 73,7 % por anaplasmosis y no se hallaron resultado de trypanosoma y babesia resultando un 23,3 % negativo, este estudio se realizó un población de 95 animales de seis apriscos de cinco municipios del norte y nororiente de Antioquia. Los datos obtenido por (Tavares y colaboradores (2010) reportaron en el estado de Guárico – Venezuela una alta incidencia de Anaplasma sp., en ovinos con un (86,46%) de casos Positivos.

En los datos obtenidos por (Torres, 2020) se identificó la incidencia de 1,73% de Anaplasma y casos negativo para Babesia y Typanosoma. Los datos obtenidos mostraron una incidencia de 2,09% se realizó en una población de 793 ovejas fueron seleccionadas al azar las fincas muestreadas en nordeste Colombia. Los Hemoparásitos más frecuentes son Anaplasma Ovis, Babesia Ovis, Tripanosoma vivax, los Hemoparásitos están influencia por diferentes factores y condiciones climáticas y filológicas (Avila, 2013)

VI. CONCLUSIÓN

Los Hemoparàsitos son microorganismo que viven en el torrente sanguíneo de interés zootécnico por vectores mecánicos y biológicos, su presencia afecta a la salud del animal.

En el estudio del caso los Hemoparàsitos se clasificaron con un 19% de incidencia, misma que se encuentran representadas con 28 casos de *Anaplasma Ovis* que representa un 58 %, en *Babesia Ovis* se encontró 15 caso que representan 31%, en *Trypanosoma vivax* se encontró 5 casos que representan al 11%.

En el presenté trabajo de investigación se obtuvo como resultado que el total de muestreó hubo en hembras 36 positivos considerado el 71% y en macho en una población de 12 positivos arrojando un porcentaje de 29%.

La incidencia de Hemoparàsitos en los sistemas productivos en ovinos (*Ovis orientalis aries*) del Cantón Vinces de la Provincia de Los Ríos, se evidencia de manera zootécnica que hay mayor incidencia en ovejas adultas con 18 casos que representa un 7,31%, cordero con 11 casos con un 4,38%, borrego 12 casos con un 4,38% y carnero 7 casos que representan un con 2,85% del total de la muestra analizada.

Es posible que los animales estudiados hayan tenido poca incidencia de Hemoparàsitos en las zonas donde están ubicadas, otro factor es el control higiénico y sanitario, muchas de las granjas estudiadas muestran pocos signos de hemoparásitos o una alta incidencia de garrapatas. Esto se dada porque los animales se mantienen libres de garrapatas mediante métodos de control o planes sanitarios adecuados.

VII. RECOMENDACIONES.

Se recomienda continuar con estudios de vigilancia y monitoreo con el objetivo de identificación temprana de casos positivos para su respectivo control y tratamiento ya que la enfermedad repercute significativamente en grandes pérdidas económicas repercute.

Se recomienda a los productores ovino de los casos positivos poder realizar tratamiento descifrados en las poblaciones de los afectados.

Campaña de difusión y socialización por parte organismo gubernamentales Gap municipales identidades gubernamentales, instalaciones sanitarias y control sobre la importancia del diagnóstico sobre la importancia de prevención de las enfermedades hemoparasitarias debido a las repercusiones económicas que genera dentro la actividad.

VIII. RESUMEN

La presente investigación se llevó a cabo en unidades productivas ovinas del cantón Vinces de la provincia de Los Ríos. Se realizó un estudio de incidencia con el fin establecer si se encuentra hemoparásitos (*Anaplasma ovis*, *Babesia ovis* y *Trypanosoma vivax*) en pequeños rumiantes con un sistema tradicional de cría, donde fueron tomadas (248 ovejas) seleccionadas al alzar de 22 fincas ubicadas en el Cantón Vinces. Como método de diagnóstico se tomó muestras sanguíneas a cada animal, posteriormente se llevó a cabo los frotis después a laboratorio los frotis, para ser observada en el microscopio. Los resultados obtenidos en el laboratorio podemos identificar cuál es el agente causal de estos Hemoparásitos, casos positivos fue 48 muestras que representa el 19,35% y casos negativos 80,64% que representa el 200 muestras dando un total de 248. Las enfermedades hemoparasitarias afectan directamente a la producción de ovejas en el Cantón Vinces, con una incidencia 28 casos de *Anaplasma Ovis* que representa 11,29% en *Babesia Ovis* se encontró 15 casos representa un 6,04% en *Trypanosoma vivax* se encontró 5 casos que representan al 11,29%. Casos positivos por características zootécnicas fueron encontrados en ovejas con 18 casos que representan 7,31%, cordero 11 casos representa un 4,43%, borrego 12 casos que representan un 4,83%, carnero 7 casos que representan un 2,82%, del total de muestra.

Palabras Clave: Incidencia, Hemoparásitos, Ovinos, mortalidad, muestra, laboratorio, carnero

IX. SUMMARY

The present investigation was carried out in sheep production units in the Vinces canton of the province of Los Ríos. An incidence study was carried out in order to establish whether hemoparasites (*Anaplasma ovis*, *Babesia ovis* and *Trypanosoma vivax*) are found in small ruminants with a traditional breeding system, where (248 sheep) were taken randomly selected from 22 farms located in the Canton Vinces. As a diagnostic method, blood samples were taken from each animal, subsequently the smears were taken to the laboratory, to be observed under the microscope. The results obtained in the laboratory can identify the causal agent of these Hemoparasites, positive cases were 48 samples, which represents 19.35%, and negative cases were 80.64%, which represents 200 samples, giving a total of 248. Hemoparasitic diseases directly affect to sheep production in the Vinces Canton, with an incidence of 28 cases of *Anaplasma Ovis*, which represents 11.29%, in *Babesia Ovis*, 15 cases were found, representing 6.04%, in *Trypanosoma vivax*, 5 cases were found, representing 11.29%. Positive cases due to zootechnical characteristics were found in sheep with 18 cases representing 7.31%, lamb 11 cases representing 4.43%, sheep 12 cases representing 4.83%, rams 7 cases representing 2.82%, of the total sample.

Keywords: Incidence, Hemoparasites, Sheep, mortality, sample, laboratory.

X. REFERENCIAS BIBLIOGRAFIA

Ruíz, K. (febrero de 2019). Diagnóstico de hemotrópicos en ovis orientalis aries del cantón Colimes mediante frotis sanguíneo, utilizando dos tipos tinción romanowski. Obtenido de Repositorio Universidad de Guayaquil: <http://repositorio.ug.edu.ec/handle/redug/39295>

(2017). Compendio Agropecuario.

Alcides Arsenio Sáenz García, M. (marzo de 2007). Cenida Univerdad Nacional Agraria. Obtenido de <https://cenida.una.edu.ni/textos/nl01s127o.pdf>

Alfredo Javier Mongelos Gonzáles, Carlos Mirenda Paredes, Ana Leticia Carosini. (2016). Proyecto rentable de negocio agro-ganadero para la producción y comercialización en el mercado nacional de carne de ovino santa Inés en la ciudadela pirayu del departamento Paraguarí de Paraguay. Obtenido de <https://www.eco.una.py/eco/postgrado/tesis/2016/ajmg-tesis-final-29-07-2016.pdf>

Altay K, Aktas M, Dumanli N. Detección de Babesia ovis por PCR en Rhipicephalus bursa recolectada de ovejas y cabras infestadas naturalmente. . Res Vet Sci 2008; Aug;85(1):116-9

Alvarado, P., & Grajales, H. (2018). Protocolo toma de muestra de sangre en la especie ovina. Obtenido de Universidad Nacional de Colombia. Centro de investigación desarrollo y extensión ovino (CIDTEO): <http://medicinaveterinariaydezootecnia.bogota.unal.edu.co/fileadmin/FVMZ/Ser>

vicios/bioetica/Pro_autorizados/003_Protocolo_muestreo_sanguineo_ovinos-
CIDTEO.pdf

Alvez. (2007).

ANCO. "Razas existentes en el Ecuador: Rambouillet, Corriedale, Poll Dorset y Criolla".
[Blog] 2001. Disponible en: <http://www.geocities.ws/ancoec/caracter.html>

Barker. (2002). genetica.

Batista JS, Oliveira AF, Rodríguez CMF, Damasceno CAR, Oliveira IRS, Alves HM, et
al. Infección por *Trypanosoma vivax* en caprinos y ovinos en la región semiárida
brasileña: del brote de enfermedad aguda a la infección críptica crónica. *Vet*
Parasitología 2009; 28 de octubre; 165 (1-2): 131-5

Bejarano. (2012).

Bejarano. (2012). genetica en bovinos.

Benavides, E., Betancur, J. (2012). Criterios y protocolos para el diagnóstico de
hemoparásitos en Estudio sobre prevalencia de hemoparásitos y factores de
riesgo asociados a las infecciones en pequeños rumiantes del nordeste
Colombia. 45 bovinos. Research Gate. Obtenido de:
[https://www.researchgate.net/publication/234047003_Criterios_y_protocolos_p
ara_el_diagnostico_de_hemoparasitos_en_bovinos](https://www.researchgate.net/publication/234047003_Criterios_y_protocolos_para_el_diagnostico_de_hemoparasitos_en_bovinos)

Bustillos, R., Rodríguez, R. (2014). Ecología Parasitaria de *Rhipicehalus microplus* en
bovinos. Tesis de pregrado. Universidad Central de Ecuador.

Carlos Espinoza. (2013). Programa de ovinos Puruha. Obtenido de
<https://programaovinospuruha.wordpress.com/razas-de-ovinos/>

Chahín A, Martínez P, Canto M. (2021). Aspectos Claves en la Alimentación Ovina.

Obtenido de Aspectos Claves en la Alimentación Ovina:

[https://biblioteca.inia.cl/bitstream/handle/20.500.14001/67617/NR42536.pdf?se](https://biblioteca.inia.cl/bitstream/handle/20.500.14001/67617/NR42536.pdf?sequence=1)

[quence=1](https://biblioteca.inia.cl/bitstream/handle/20.500.14001/67617/NR42536.pdf?sequence=1)

Coronado. (2019).

Cruz. (1996). Estudio de la introducción de ovinos en parcelas. Obtenido de Estudio de

la introducción de ovinos en parcelas:

<https://repositorio.uta.edu.ec/bitstream/123456789/25097/1/tesis%20027%20In>

[genier%c3%ada%20Agropecuaria%20-%20Silva%20Arsenio%20-](https://repositorio.uta.edu.ec/bitstream/123456789/25097/1/tesis%20027%20In)

[%20cd%20027.pdf](https://repositorio.uta.edu.ec/bitstream/123456789/25097/1/tesis%20027%20In)

Esmailnejad, B., Tavassoli, M., Asri-Rezaei, S., Dalir-Naghadeh, B., Mardani, K.,

Golabi, M., Arjmand, J., Kazemnia, A., & Jalilzadeh, G. (2015). Determination of

Prevalence and Risk Factors of Infection with *Babesia ovis* in Small Ruminants

from West Azerbaijan Province, Iran by Polymerase Chain Reaction. *Journal of*

arthropod-borne diseases, 9(2), 246–252. Obtenido de:

<https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC4662796/>

Gabriela, G. C. (2020). Hemoparásitos En Ovinos (*Ovis Orientalis*) En La. Tesis.

Guayaquil.

Gómez. (2020). Hemoparásitos En Ovinos (*Ovis Orientalis*) En La. Tesis. Guayaquil.

Gonzalez. (2013).

Hale y Linda Coffey. (s.f.). Agricultura Sostenible de ATTRA. Obtenido de Agricultura

Sostenible de ATTRA: [https://attra.ncat.org/es/publication/ovejas-produccion-](https://attra.ncat.org/es/publication/ovejas-produccion-sostenible-y-ecologica/)

[sostenible-y-ecologica/](https://attra.ncat.org/es/publication/ovejas-produccion-sostenible-y-ecologica/)

Hernandez. (2014).

Ing. Alcides Arsenio Sáenz García, M. (marzo de 2007). Cenida Univerdad Nacional Agraria. Obtenido de <https://cenida.una.edu.ni/textos/nl01s127o.pdf>

Janeiro. (2012).

Jiménez, A., García, A., Angulo, C. y Gómez, J. (2013). Detección por PCR de *Anaplasma* spp. En caprinos del municipio de Los Santos, Santander-Colombia. *Spei Domus*, 9(19), 11-16.

Juan Carlos Moyano, Juan Carlos López, Pablo Roberto Marini. (s.f.). Crecimiento Pre-Destete del Ovino F1 Blackbelly x Pelibuey en. Obtenido de <http://www.scielo.org.pe/pdf/rivep/v28n4/a35v28n4.pdf>

Juan Carlos Moyano^{1,6,7}, Juan Carlos López^{1,6}, Pablo Roberto Marini^{2,3,6}. (s.f.). Crecimiento Pre-Destete del Ovino F1 Blackbelly x Pelibuey en. Obtenido de <http://www.scielo.org.pe/pdf/rivep/v28n4/a35v28n4.pdf>

Kevin Gonzalez. (s.f.). Raza Ovina Black Belly. Obtenido de Raza Ovina Black Belly: <https://zoovetesmpasion.com/ovinos/razas-de-ovinos/raza-ovina-black-belly>

Luis Eduardo Carvajal Navarro, Jimmy Jolman Vargas Duarte, Carlos Esteban Suarez Bartolomé. (s.f.). Evaluación de la presencia de *Babesia* sp. en ovinos del municipio de Montelíbano, Departamento de Córdoba, Colombia. Obtenido de <https://repositorio.unal.edu.co/bitstream/handle/unal/69254/Tesis%20Maestri%CC%81a%20Microbiologi%CC%81a%20Luis%20Eduardo%20Carvajal%20Navarro.pdf?sequence=1&isAllowed=y>

María Camila Torres Sotelo, Blanca Lisseth Guzmán Barragán. (s.f.). ESTUDIO SOBRE PREVALENCIA DE FEMOPARASITOS Y FACTORES DE RIESGO

ASOCIADOS A LAS INFECCIONES EN PEQUEÑOS. Obtenido de <https://repository.udca.edu.co/bitstream/handle/11158/3668/Monograf%C3%ADa%20prevalencia%20hemopar%C3%A1sitos%20y%20factores%20de%20riesgo%20asociados%20a%20infecciones%20en%20peque%C3%B1os%20rumiantes%20del%20nordeste%20de%20Colombia%20-%20Camila%20Torre>

Martines Sierra, Tatis Herazo. (2001). Incidencia de los hemoparasitos en la produccion ovina en condiciones de pastoreo extensivo en el municipio de toluviejo. Obtenido de Incidencia de los hemoparasitos en la produccion ovina en condiciones de pastoreo extensivo en el municipio de toluviejo: <https://repositorio.unisucre.edu.co/handle/001/499>

Martiña Morantes, Gerardo Osorio, Daniel Vargas, Omar Colmenares, Jose Rivas y Mariana Risso. (s.f.). Determinación de índices corporales de ovejas west. Obtenido de determinación de índices corporales de ovejas west: <http://www.saber.ula.ve/bitstream/handle/123456789/46226/articulo5.pdf?sequence=1&isAllowed=y>

Molina . (2015).

Montero, Toledo. (2009). Optimacion de una granga ovina para la produccion de carne. Obtenido de Optimacion de una granga ovina para la produccion de carne: <https://bibdigital.epn.edu.ec/bitstream/15000/1840/1/CD-2414.pdf>

Navarrete, J. M. (septiembre de 2009). Bibdigital. Obtenido de <https://bibdigital.epn.edu.ec/bitstream/15000/1830/1/CD-2414.pdf>

Pizarro. (2009). Genoma bovinos.

Quiroz. (2007).

Quishpi, Velasco. (2021). Situación actual de la producción ovina en el Ecuador.

Obtenido de situación actual de la producción ovina en el:
<http://dspace.esPOCH.edu.ec/bitstream/123456789/16261/1/17t01676.pdf>

Rodríguez-Urbina, M., González-Stagnaro, C. y Madrid-Bury, N. (s.f.). Pubertad en

borregas west African y west African x bergamasca. Obtenido de pubertad en
borregas west African y west African x bergamasca: https://www.aida-itea.org/aida-itea/files/jornadas/2001/comunicaciones/2001_Rep_01.pdf

Rural, S. d. (29 de noviembre de 2017). GOBIERNO DE MEXICO . Obtenido de

<https://www.gob.mx/agricultura/es/articulos/la-ovinocultura-una-actividad-muy-arropadora>

Rural, S. d. (29 de noviembre de 2017). GOBIERNO DE MEXICO . Obtenido de

<https://www.gob.mx/agricultura/es/articulos/la-ovinocultura-una-actividad-muy-arropadora>.

Salvador Jonguitud Sánchez. Manuel Antonio Ochoa Cordero. (s.f.). Importancia de las

razas Katahdin y Dorper en la. Obtenido de
<https://repositorioinstitucional.uaslp.mx/xmlui/bitstream/handle/i/3434/IAZ1IMP01201.pdf?sequence=1&isAllowed=y>

Silva Bastidas. (2017). COMPORTAMIENTO PRODUCTIVO DE OVINOS . Obtenido

de COMPORTAMIENTO PRODUCTIVO DE OVINOS :
<https://repositorio.uta.edu.ec/handle/123456789/25097>

Velázquez, Mercado y Téllez Jurado. ((2017)). Nutrición Ovina. México: Ciencias

Biológicas y de la Salud. Obtenido de Nutrición Ovina :
https://www.ecorfan.org/proceedings/PCBS_TI/PCBS_7.pdf

Arsenio, S. G. (2007). Ovinos y caprinos. Obtenido de ovinos y caprinos:
<https://cenida.una.edu.ni/textos/nl01s127o.pdf>

Cabrera Vaca, Carlos Alberto. (s.f.). Evaluación de tres sistemas de alimentación (balanceado y pastos), con ovinos tropicales cruzados (Dorper x Pelibuey) para la fase de crecimiento y acabado en el cantón balzar. Obtenido de evaluación de tres sistemas de alimentación (balanceado y pastos), con ovinos tropicales cruzados (Dorper x Pelibuey) para la fase de crecimiento y acabado en el cantón balzar: <https://www.dspace.espol.edu.ec/handle/123456789/12005>

Silvana Bravo & Romero. (2012). Manejo animal. Obtenido de Manejo animal:
<https://biblioteca.inia.cl/bitstream/handle/20.500.14001/7524/NR38525.pdf?sequence=12&isAllowed=y>

García Trujillo & Rebollo Vergara. (s.f.). Producción ecológica de ovino. Obtenido de <https://www.juntadeandalucia.es/export/drupaljda/folletoovino.pdf>

Margo, Coffey et al., (2022). Producción sostenible y ecológica. Obtenido de producción sostenible y ecológica: <https://attra.ncat.org/es/publication/ovejas-produccion-sostenible-y-ecologica/>

Santos, Dayenoff y Parraguez et al., . (2019). Ovejas, Cabras y Camélidos. Obtenido de https://www.iga-goatworld.com/uploads/6/1/6/2/6162024/ovejas_cabras_y_camelidos_en_latino_america.pdf

Arsenio, S. G. (2007). Ovinos y caprinos. Obtenido de ovinos y caprinos:
<https://cenida.una.edu.ni/textos/nl01s127o.pdf>

Moyano, López y Marini. (2017). Crecimiento Pre-Destete del Ovino F1 Blackbelly x Pelibuey en. Obtenido de <http://www.scielo.org.pe/pdf/rivep/v28n4/a35v28n4.pdf>

Velázquez, Mercado y Téllez Jurado. ((2017)). Nutrición Ovina. México: Ciencias Biológicas y de la Salud. Obtenido de Nutrición Ovina : https://www.ecorfan.org/proceedings/PCBS_TI/PCBS_7.pdf

Sánchez, Ochoa. (2012). Importancia de las razas Katahdin y Dorper en la. Obtenido de <https://repositorioinstitucional.uaslp.mx/xmlui/bitstream/handle/i/3434/IAZ1IMP01201.pdf?sequence=1&isAllowed=y>

Morantes, Osorio y Vargas. (2019). DETERMINACIÓN DE ÍNDICES CORPORALES DE OVEJAS WEST. Obtenido de <http://www.saber.ula.ve/bitstream/handle/123456789/46226/articulo5.pdf?sequence=1&isAllowed=y>

Gonzáles, Paredes y Carosini. (2016). Proyecto rentable de negocio agro-ganadero para la producción y comercialización en el mercado nacional de carne de ovino santa Inés en la ciudadela pirayu del departamento Paraguarí de Paraguay. Obtenido de <https://www.eco.una.py/eco/postgrado/tesis/2016/ajmg-tesis-final-29-07-2016.pdf>

Naranjo, Zuleta. (2017). Evaluación de Hemoparásitos en pequeños rumiantes ovino-caprino en el municipio de. Obtenido de Evaluación de Hemoparásitos en pequeños rumiantes ovino-caprino en el municipio de: <https://repository.unad.edu.co/handle/10596/18193>

Aráuz, V. y. (2020). Presencia de Anaplasma sp, Babesia sp et Tripanosoma sp y factores asociados en (Capra aegagrus hircus) manejadas bajo condiciones

semi intensivas, módulo caprino UCATSE, Estelí. Obtenido de Presencia de Anaplasma sp, Babesia sp et Tripanosoma sp y factores asociados en (Capra aegagrus hircus) manejadas bajo condiciones semi intensivas, módulo caprino UCATSE, Estelí: <http://repositorio.unflep.edu.ni/90/>

GÓMEZ, C. M. (2020). Hemoparásitos en ovinos (*ovis orientalis*) en la hacienda “medibac”, cantón lomas de sargentillo. Obtenido de hemoparásitos en ovinos (*ovis orientalis*) en la hacienda “medibac”, cantón lomas de sargentillo: https://cia.uagraria.edu.ec/Archivos/GOMEZ%20CHAVEZ%20MARIA%20GABRIELA_compressed.pdf

Nieves, B. L. (2018). Detección molecular de anaplasma sp en ovinos del municipio de montelibano departamento de cordoba-colombia. Obtenido de <https://repositorio.unal.edu.co/bitstream/handle/unal/69285/LuzDaryNievesBarreto.2018.pdf?sequence=1>

Sierra & Herazo. (2001). Incidencia de los hemaparasitos en la produccion ovina en condiciones de pastoreo extensivo en el municipio de toluviejo. Obtenido de Incidencia de los hemaparasitos en la produccion ovina en condiciones de pastoreo extensivo en el municipio de toluviejo: <https://repositorio.unisucre.edu.co/handle/001/499>

Mora, S. B., & Castro, R. K. (2015). Infección por Trypanosoma spp. en ovinos sintomáticos en el Municipio de León, Nicaragua. Obtenido de Infección por Trypanosoma spp. en ovinos sintomáticos en el Municipio de León, Nicaragua: <https://ageconsearch.umn.edu/record/232902/>

Carvajal, N. L. (2018). Evaluación de la presencia de Babesia sp. en ovinos del municipio de Montelíbano, Departamento de Córdoba, Colombia. Obtenido de

Evaluación de la presencia de Babesia sp. en ovinos del municipio de Montelíbano, Departamento de Córdoba, Colombia:
<https://repositorio.unal.edu.co/handle/unal/69254>

Yanior, F. O. (2005). Prevalencia de hemoparásitos (Anaplasma, Babesia y Tripanosoma) en bovinos, equino, caprino y ovinos en seis fincas de Municipio de Leon, la paz centro Nagarote . Obtenido de Prevalencia de hemoparásitos (Anaplasma, Babesia y Tripanosoma) en bovinos, :
<http://riul.unanleon.edu.ni:8080/jspui/handle/123456789/7448>

ANEXOS

Evidencia 1. Población de oveja de diferentes razas (predominante F1

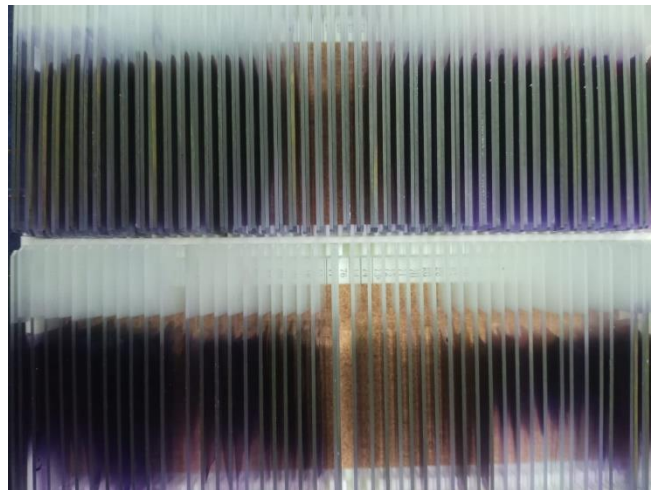
Dorper, West African, Katahdin)



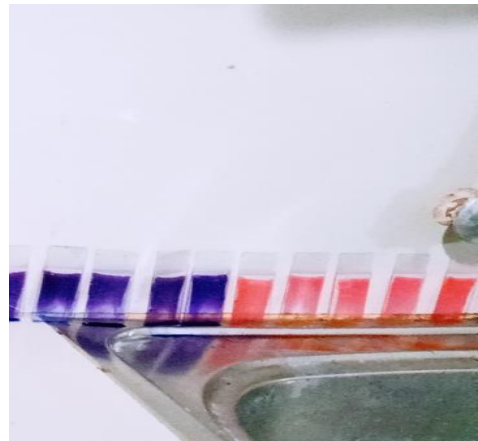
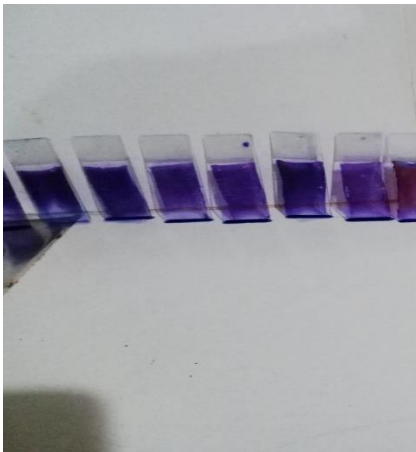
Evidencia 2: Toma de muestra sanguínea mediante punción en vena yugular en población ovina.



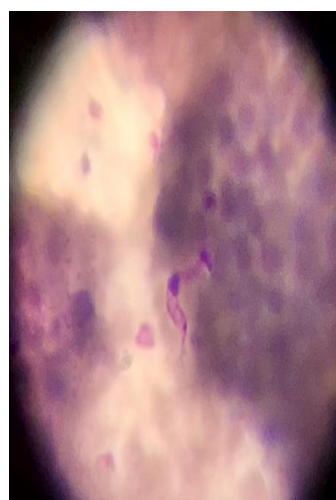
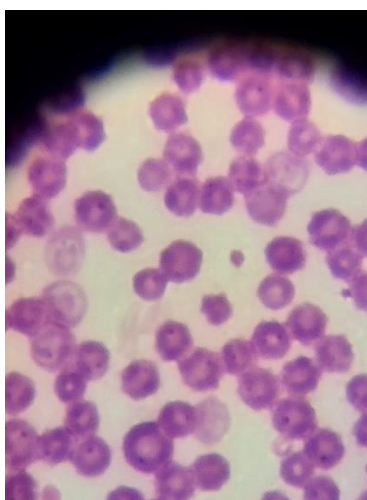
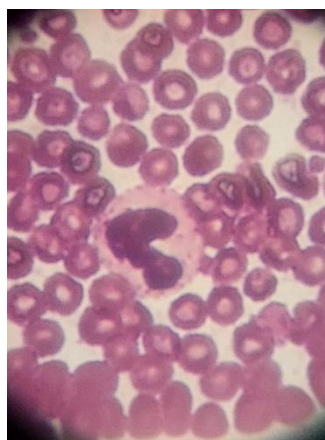
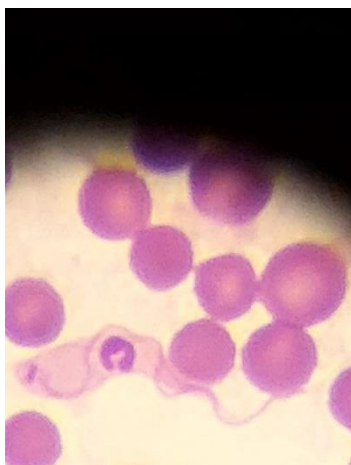
Evidencia 3: Evidencia de materiales de laboratorio.



Evidencia 4. Realización de Frotis.



Evidencia 5. Observación directa de hemoparásitos en poblaciones ovina.



Evidencia 6 Visita de la coordinadora de titulación doctora Ketty Murillo



HOJA DE REGISTRO DE ENFERMEDADES HEMOPARASITARIAS EN OVINOS

RESULTADOS ENFERMEDADES HEMOPARASITARIAS EN OVINO EN EL CANTÓN VINCES

| Nro. De Muestras | Propietario | Id. Del Animal | Edad | Características zootécnicas | Sexo | Resultado | Interpretación | Nombre Anterior |
|------------------|------------------------|---------------------|----------|-----------------------------|----------|-------------------|---|------------------|
| 1 | Daniel Tello | 27 | 36 meses | Oveja | H | Ehrlichia platys | Inclusión en Plaqueta, punto más oscuro en plaqueta | Anaplasma platys |
| 2 | | 6 | 36 meses | Oveja | H | Ehrlichia platys | Inclusión en Plaqueta, punto más oscuro en plaqueta | Anaplasma platys |
| 3 | | 36 | 36 meses | Oveja | H | Negativo | | |
| 4 | | 16 | 24 meses | Oveja | H | Negativo | | |
| 5 | | 12 | 12 meses | Borrego | H | Ehrlichia platys | Inclusión en Plaqueta, punto más oscuro en plaqueta | Anaplasma platys |
| 6 | | Vieja Cola Blanca | 12 meses | Borrego | H | Theileria Ovis | Punto violeta en eritrocito | Babesia Ovis |
| 7 | | 14 | 36 meses | Oveja | H | Negativo | | |
| 8 | | 24 | 12 meses | Borrego | H | Negativo | | |
| 9 | | 4 | 24 meses | Carnero | M | Negativo | | |
| 10 | | Macho Joven | 48 meses | Oveja | H | Negativo | | |
| 11 | | 37 | 12 meses | Borrego | H | Ehrlichia platys | Inclusión en Plaqueta, punto más oscuro en plaqueta | Anaplasma platys |
| 12 | | 10 | 36 meses | Oveja | H | Theileria Ovis | Punto violeta en eritrocito | Babesia Ovis |
| 13 | | 26 | 24 meses | Oveja | H | Negativo | | |
| 14 | | Negro Lucero | 24 meses | Carnero | M | Negativo | | |
| 15 | | Macho Cola Blanca | 12 meses | Borrego | H | Negativo | | |
| 16 | | 11 | 24 meses | Oveja | H | Negativo | | |
| 17 | | Black Belis | 36 meses | Carnero | M | Negativo | | |
| 18 | Roberto Gomes | Negropunta Blanca | 24 meses | Carnero | M | Negativo | | |
| 19 | | Capon Veli | 24 meses | Oveja | H | Negativo | | |
| 20 | | Dorper | 48 meses | Carnero | M | Negativo | | |
| 21 | | Morra | 12 meses | Cordero | H | Ehrlichia platys | Inclusión en Plaqueta, punto más oscuro en plaqueta | Anaplasma platys |
| 22 | | Pinto | 24 meses | Carnero | M | Negativo | | |
| 23 | | Dorper Macho | 36 meses | Carnero | M | Theileria Ovis | Punto violeta en eritrocito | Babesia Ovis |
| 24 | | Katadin Macho | 24 meses | Carnero | M | Negativo | | |
| 25 | | Bellon | 36 meses | Carnero | M | Negativo | | |
| 26 | | Dorper Mosa | 24 meses | Oveja | H | Negativo | | |
| 27 | | Katadin Reproductor | 24 meses | Carnero | M | Negativo | | |
| 28 | | Peli Wey | 12 meses | Borrego | M | Negativo | | |
| 29 | | Pinta Bily | 48 meses | Oveja | H | Ehrlichia platys | Inclusión en Plaqueta, punto más oscuro en plaqueta | Anaplasma platys |
| 30 | Bellon | 36 meses | Oveja | H | Negativo | | | |
| 31 | Manuel Gutiérrez Ochoa | 2 | 24 meses | Borrego | H | Ehrlichia platys | Inclusión en Plaqueta, punto más oscuro en plaqueta | Anaplasma platys |
| 32 | | 71 | 36 meses | Oveja | H | Trypanosoma Vivax | | |
| 33 | | 116 | 48 meses | Oveja | H | Ehrlichia platys | Inclusión en Plaqueta, punto más oscuro en plaqueta | Anaplasma platys |
| 34 | | 4 | 12 meses | Borrego | H | Trypanosoma Vivax | | |
| 35 | | 33 | 6 meses | Cordero | H | Negativo | | |
| 36 | | 1 | 5 meses | Cordero | H | Negativo | | |
| 37 | | 31 | 6 meses | Cordero | M | Theileria Ovis | Punto violeta en eritrocito | Babesia Ovis |
| 38 | | 36 | 12 meses | Borrego | H | Trypanosoma Vivax | | |
| 39 | | 61 | 36 meses | Oveja | H | Theileria Ovis | Punto violeta en eritrocito | Babesia Ovis |

| | | | | | | | | |
|----|-----------------|---------------|----------|----------|----------|-------------------|---|------------------|
| 40 | | 19 | 12 meses | Cordero | H | Negativo | | |
| 41 | | 23 | 12 meses | Cordero | H | Negativo | | |
| 42 | | 18 | 36 meses | Oveja | H | Negativo | | |
| 43 | | 45 | 24 meses | Oveja | H | Negativo | | |
| 44 | | 3 | 36 meses | Oveja | H | Negativo | | |
| 45 | | 7 | 60 meses | Oveja | H | Negativo | | |
| 46 | | 60 | 48 meses | Oveja | H | Negativo | | |
| 47 | | 16 | 24 meses | Oveja | H | Negativo | | |
| 48 | | 10 | 36 meses | Oveja | H | Negativo | | |
| 49 | | 58 | 7 meses | Cordero | M | Theileria Ovis | Punto violeta en eritrocito | Babesia Ovis |
| 50 | | 24 | 10 meses | Cordero | H | Negativo | | |
| 51 | Jonny Vergara | 28 | 6 meses | Cordero | H | Ehrlichia platys | Inclusión en Plaqueta, punto más oscuro en plaqueta | Anaplasma platys |
| 52 | | 5 | 36 meses | Oveja | H | Negativo | | |
| 53 | | 44 | 24 meses | Oveja | H | Negativo | | |
| 54 | | 13 | 36 meses | Oveja | H | Negativo | | |
| 55 | | 8 | 4 meses | Cordero | M | Negativo | | |
| 56 | | 22 | 4 meses | Cordero | M | Negativo | | |
| 57 | | 17 | 24 meses | Oveja | H | Theileria Ovis | Punto violeta en eritrocito | Babesia Ovis |
| 58 | | 9 | 24 meses | Oveja | M | Negativo | | |
| 59 | | 35 | 8 meses | Cordero | M | Negativo | | |
| 60 | | 76 | 5 meses | Cordero | H | Trypanosoma Vivax | | |
| 61 | | 30 | 12 meses | Borrego | H | Negativo | | |
| 62 | | 12 | 24 meses | Oveja | H | Negativo | | |
| 63 | | 63 | 36 meses | Oveja | H | Ehrlichia platys | Inclusión en Plaqueta, punto más oscuro en plaqueta | Anaplasma platys |
| 64 | | 48 | 12 meses | Borrego | H | Theileria Ovis | Punto violeta en eritrocito | Babesia Ovis |
| 65 | | 29 | 48 meses | Oveja | H | Negativo | | |
| 66 | | 37 | 24 meses | Oveja | H | Negativo | | |
| 67 | | 32 | 36 meses | Oveja | H | Negativo | | |
| 68 | | 52 | 48 meses | Oveja | H | Negativo | | |
| 69 | | 32 | 24 meses | Oveja | H | Negativo | | |
| 70 | | 66 | 36 meses | Oveja | H | Negativo | | |
| 71 | | Jorge Vergara | Café | 48 meses | Carnero | M | Negativo | |
| 72 | Café Claro | | 48 meses | Oveja | H | Ehrlichia platys | Inclusión en Plaqueta, punto más oscuro en plaqueta | Anaplasma platys |
| 73 | Amarilla | | 3 meses | Cordero | H | Theileria Ovis | Punto violeta en eritrocito | Babesia Ovis |
| 74 | Café Con Blanco | | 9 meses | Cordero | H | Negativo | | |
| 75 | 4 | | 5 meses | Cordero | M | Negativo | | |
| 76 | 5 | | 48 meses | Carnero | M | Negativo | | |
| 77 | Lana | | 36 meses | Carnero | M | Negativo | | |
| 78 | 7 | | 24 meses | Oveja | H | Negativo | | |
| 79 | Cabeza Blanca | | 60 meses | Oveja | H | Negativo | | |
| 80 | Cabeza Negra | | 36 meses | Oveja | H | Theileria Ovis | Punto violeta en eritrocito | Babesia Ovis |
| 81 | Café Oscuro | | 48 meses | Oveja | H | Negativo | | |
| 82 | Cola Blanca | | 36 meses | Oveja | H | Negativo | | |
| 83 | Punto Blanco | | 24 meses | Oveja | H | Negativo | | |
| 84 | Cara Blanca | | 5 meses | Cordero | H | Negativo | | |
| 85 | Blanco Con Café | | 48 meses | Oveja | H | Negativo | | |
| 86 | 8 | | 60 meses | Oveja | H | Negativo | | |
| 87 | Negra | 48 meses | Oveja | H | Negativo | | | |

| | | | | | | | | |
|-----|------------------|-----------------|----------|---------|----------|------------------|---|------------------|
| 88 | | 9 | 36 meses | Oveja | H | Negativo | | |
| 89 | | 10 | 24 meses | Carnero | M | Ehrlichia platys | Inclusión en Plaqueta, punto más oscuro en plaqueta | Anaplasma platys |
| 90 | | 12 | 36 meses | Oveja | H | Negativo | | |
| 91 | | 14 | 36 meses | Carnero | M | Negativo | | |
| 92 | | 16 | 24 meses | Carnero | M | Negativo | | |
| 93 | | 18 | 36 meses | Carnero | M | Negativo | | |
| 94 | Teófilo Mosquera | Negro | 24 meses | Oveja | H | Negativo | | |
| 95 | | Pinta Negra | 24 meses | Carnero | M | Negativo | | |
| 96 | | Macho | 12 meses | Borrego | H | Negativo | | |
| 97 | | Brava | 48 meses | Oveja | H | Negativo | | |
| 98 | | La Loca | 36 meses | Oveja | H | Negativo | | |
| 99 | | Pequeña | 12 meses | Borrego | M | Negativo | | |
| 100 | | Amarillosa | 8 meses | Cordero | M | Negativo | | |
| 101 | | Café Con Blanco | 48 meses | Carnero | M | Negativo | | |
| 102 | C | 12 meses | Borrego | H | Negativo | | | |
| 103 | Jose Peralta | 20 | 6 meses | Cordero | M | Negativo | | |
| 104 | | Bravo | 5 meses | Cordero | M | Negativo | | |
| 105 | | Amarilla | 6 meses | Cordero | H | Negativo | | |
| 106 | | Café | 36 meses | Carnero | H | Negativo | | |
| 107 | | Amarillo Claro | 48 meses | Carnero | H | Negativo | | |
| 108 | | Cabeza Blanca | 36 meses | Carnero | M | Negativo | | |
| 109 | | Cola Blanca | 24 meses | Carnero | M | Negativo | | |
| 110 | | Ahumada | 12 meses | Borrego | M | Negativo | | |
| 111 | | Pata Blanca | 12 meses | Borrego | M | Negativo | | |
| 112 | | Pata Blanca | 36 meses | Oveja | H | Negativo | | |
| 113 | | Cabeza negra | 12 meses | Borrego | H | Negativo | | |
| 114 | | Pulpita | 24 meses | Oveja | H | Negativo | | |
| 115 | | Alfa | 36 meses | Oveja | H | Negativo | | |
| 116 | | Suko | 12 meses | Borrego | H | Negativo | | |
| 117 | | Guarusmo | 36 meses | Oveja | H | Negativo | | |
| 118 | Omega | 24 meses | Oveja | H | Negativo | | | |
| 119 | Tinto | 36 meses | Oveja | H | Negativo | | | |
| 120 | Café | 24 meses | Carnero | M | Negativo | | | |
| 121 | Jorgen Leon | 45 | 24 meses | Oveja | H | Negativo | | |
| 122 | | 78 | 12 meses | Borrego | H | Negativo | | |
| 123 | | 44 | 48 meses | Oveja | H | Negativo | | |
| 124 | | 54 | 36 meses | Oveja | H | Negativo | | |
| 125 | | 48 | 12 meses | Borrego | M | Negativo | | |
| 126 | | 87 | 17 meses | Borrego | M | Negativo | | |
| 127 | | 48 | 12 meses | Borrego | H | Negativo | | |
| 128 | | 56 | 12 meses | Borrego | H | Negativo | | |
| 129 | | 22 | 6 meses | Cordero | H | Negativo | | |
| 130 | | 77 | 5 meses | Cordero | M | Negativo | | |
| 131 | | 42 | 36 meses | Oveja | H | Negativo | | |
| 132 | | 21 | 12 meses | Borrego | H | Negativo | | |
| 133 | | 54 | 12 meses | Borrego | H | Negativo | | |
| 134 | | 5 | 36 meses | Carnero | M | Negativo | | |
| 135 | | 54 | 24 meses | Oveja | H | Negativo | | |

| | | | | | | | | |
|-----|-----------------------|------------------------|----------|---------|----------|------------------|---|------------------|
| 136 | Jessica Mosquera | Barriga Blanca | 36 meses | Carnero | M | Negativo | | |
| 137 | | Pintaso | 36 meses | Oveja | H | Negativo | | |
| 138 | | Pintada | 36 meses | Carnero | M | Negativo | | |
| 139 | | Rara | 24 meses | Oveja | H | Negativo | | |
| 140 | | Blanca Con Mancha | 36 meses | Oveja | H | Negativo | | |
| 141 | | Café | 7 meses | Cordero | H | Negativo | | |
| 142 | | Roja | 7 meses | Cordero | H | Negativo | | |
| 143 | | Rojo Con Blanco | 6 meses | Cordero | M | Negativo | | |
| 144 | | Mancha | 36 meses | Oveja | H | Negativo | | |
| 145 | | Mancha Con Blanco | 24 meses | Carnero | M | Theileria Ovis | Punto violeta en eritrocito | Babesia Ovis |
| 146 | Roja Barriga Negra | 36 meses | Oveja | H | Negativo | | | |
| 147 | Pintada Barriga Negra | 9 meses | Cordero | M | Negativo | | | |
| 148 | Milton Moran | Cara Blanca | 48 meses | Carnero | M | Ehrlichia platys | Inclusión en Plaqueta, punto más oscuro en plaqueta | Anaplasma platys |
| 149 | | Amarillo | 36 meses | Oveja | H | Ehrlichia platys | Inclusión en Plaqueta, punto más oscuro en plaqueta | Anaplasma platys |
| 150 | | Ahumada | 12 meses | Borrego | H | Theileria Ovis | Punto violeta en eritrocito | Babesia Ovis |
| 151 | | Ahumada Con Negro | 24 meses | Oveja | H | Negativo | | |
| 152 | | Blanca | 12 meses | Borrego | H | Negativo | | |
| 153 | Roberto Aspasia | Carapela | 36 meses | Oveja | H | Negativo | | |
| 154 | | Cabeza Negra | 24 meses | Oveja | H | Ehrlichia platys | Inclusión en Plaqueta, punto más oscuro en plaqueta | Anaplasma platys |
| 155 | | Cabeza Amarilla | 12 meses | Borrego | H | Ehrlichia platys | Inclusión en Plaqueta, punto más oscuro en plaqueta | Anaplasma platys |
| 156 | | Loma Blanca | 5 meses | Cordero | M | Ehrlichia platys | Inclusión en Plaqueta, punto más oscuro en plaqueta | Anaplasma platys |
| 157 | | Ahumado | 9 meses | Cordero | M | Negativo | | |
| 158 | | Macho | 48 meses | Carnero | M | Ehrlichia platys | Inclusión en Plaqueta, punto más oscuro en plaqueta | Anaplasma platys |
| 159 | | Vieja Cola Blanca | 6 meses | Cordero | H | Negativo | | |
| 160 | Cristóbal Santillán | Coja | 36 meses | Oveja | H | Ehrlichia platys | Inclusión en Plaqueta, punto más oscuro en plaqueta | |
| 161 | | Cara Negra | 24 meses | Oveja | H | Negativo | | |
| 162 | | Blanco Con Café | 12 meses | Borrego | H | Negativo | | |
| 163 | | Roja Barriga Negra | 36 meses | Carnero | M | Negativo | | |
| 164 | | Negra | 24 meses | Carnero | M | Negativo | | |
| 165 | | Amarilla Cabeza Blanca | 12 meses | Borrego | H | Negativo | | |
| 166 | | Negra | 36 meses | Oveja | H | Negativo | | |
| 167 | | Ahumado | 12 meses | Borrego | M | Negativo | | |
| 168 | | Patas Negras | 36 meses | Oveja | H | Negativo | | |
| 169 | Juan Caicedo | Amarilla Cabeza Blanca | 12 meses | Borrego | H | Negativo | | |
| 170 | | Amarilla | 5 meses | Cordero | H | Negativo | | |
| 171 | | Rabo Blanco | 6 meses | Cordero | H | Negativo | | |
| 172 | | Café | 24 meses | Oveja | H | Negativo | | |
| 173 | | Jachi | 48 meses | Oveja | H | Negativo | | |
| 174 | | Manchita | 5 meses | Cordero | H | Negativo | | |
| 175 | | Pesuya | 48 meses | Oveja | H | Ehrlichia platys | Inclusión en Plaqueta, punto más oscuro en plaqueta | Anaplasma platys |
| 176 | | Almudita | 36 meses | Carnero | M | Negativo | | |
| 177 | | Blanquita | 24 meses | Oveja | H | Negativo | | |
| 178 | | Negrita | 24 meses | Carnero | M | Negativo | | |
| 179 | Capuchino | 24 meses | Oveja | H | Negativo | | | |
| 180 | Cola Blanca | 12 meses | Cordero | H | Negativo | | | |
| 181 | Cabeza Blanca | 24 meses | Carnero | M | Negativo | | | |
| 182 | Ojos Negro | 36 meses | Oveja | H | Negativo | | | |

| | | | | | | | | |
|-----|------------------------|----------------------|----------------|----------|----------------|-----------------------------|---|------------------|
| 183 | Leonor Cornejo | Amarilla | 24 meses | Oveja | H | Negativo | | |
| 184 | | Frente Blanca | 36 meses | Oveja | H | Negativo | | |
| 185 | | Cabeza Negra | 24 meses | Carnero | M | Negativo | | |
| 186 | | Cara Blanca | 12 meses | Borrego | H | Negativo | | |
| 187 | | Pata Blanca | 24 meses | Carnero | M | Ehrlichia platys | Inclusión en Plaqueta, punto más oscuro en plaqueta | Anaplasma platys |
| 188 | | Ahumada Con Blanco | 12 meses | Borrego | H | Negativo | | |
| 189 | | Canela Frente Blanca | 36 meses | Oveja | H | Negativo | | |
| 190 | | Lanuda | 24 meses | Oveja | H | Negativo | | |
| 191 | | Ahumada Cabeza Negra | 12 meses | Borrego | H | Negativo | | |
| 192 | | Macho Grande | 5 meses | Cordero | H | Negativo | | |
| 193 | | Lucero | 9 meses | Cordero | H | Negativo | | |
| 194 | | Macho Lomo Blanca | 36 meses | Carnero | M | Ehrlichia platys | Inclusión en Plaqueta, punto más oscuro en plaqueta | Anaplasma platys |
| 195 | | Patas Blancas | 6 meses | Cordero | H | Negativo | | |
| 196 | | Trucha Amarilla | 12 meses | Borrego | H | Ehrlichia platys | Inclusión en Plaqueta, punto más oscuro en plaqueta | Anaplasma platys |
| 197 | | Jesús Basurto | Café Con Negro | 24 meses | Carnero | M | Negativo | |
| 198 | Blanca | | 12 meses | Borrego | M | Negativo | | |
| 199 | Ahumada Patas Blanca | | 36 meses | Oveja | H | Negativo | | |
| 200 | Negra Cabeza Blanca | | 24 meses | Oveja | H | Negativo | | |
| 201 | Blanca Con Mancha Café | | 12 meses | Borrego | H | Negativo | | |
| 202 | Negra | | 36 meses | Oveja | H | Ehrlichia platys | Inclusión en Plaqueta, punto más oscuro en plaqueta | Anaplasma platys |
| 203 | Café | | 12 meses | Borrego | H | Negativo | | |
| 204 | Amarilla | | 36 meses | Oveja | H | Negativo | | |
| 205 | Brinquito | | 12 meses | Borrego | M | Negativo | | |
| 206 | Malguenio | | 36 meses | Oveja | H | Theileria Ovis | Punto violeta en eritrocito | Babesia Ovis |
| 207 | Caramelo | 48 meses | Oveja | H | Negativo | | | |
| 208 | Purpura | 12 meses | Borrego | H | Negativo | | | |
| 209 | Bolita | 8 meses | Cordero | H | Theileria Ovis | Punto violeta en eritrocito | Babesia Ovis | |
| 210 | Roberto Birnitas | Carnero | 48 meses | Carnero | H | Negativo | | |
| 211 | | Cero Cuatro | 60 meses | Oveja | H | Negativo | | |
| 212 | | Chama | 36 meses | Carnero | M | Negativo | | |
| 213 | | Beto | 24 meses | Oveja | H | Negativo | | |
| 214 | | Linda | 8 meses | Cordero | M | Negativo | | |
| 215 | | Pequeña | 6 meses | Cordero | M | Negativo | | |
| 216 | Manuel Basurto | Patitas | 36 meses | Oveja | H | Ehrlichia platys | Inclusión en Plaqueta, punto más oscuro en plaqueta | Anaplasma platys |
| 217 | Vaquitinga | 9 meses | Cordero | H | Negativo | | | |
| 218 | Carlos Hidalgo | Loca | 3 meses | Cordero | H | Negativo | | |
| 219 | | Brinquito | 6 meses | Cordero | H | Negativo | | |
| 220 | | Pequeña | 12 meses | Borrego | H | Negativo | | |
| 221 | Marcos Fernández | Amarillo | 24 meses | Carnero | M | Negativo | | |
| 222 | | Blanca | 12 meses | Cordero | H | Negativo | | |
| 223 | | Negro | 36 meses | Carnero | H | Negativo | | |
| 224 | | Oregita | 24 meses | Oveja | H | Negativo | | |
| 225 | | Pinta | 12 meses | Borrego | H | Negativo | | |
| 226 | | Melada | 14 meses | Borrego | M | Negativo | | |
| 227 | | Café Con Blanco | 12 meses | Borrego | M | Negativo | | |
| 228 | | Moza | 24 meses | Oveja | H | Negativo | | |
| 229 | Lucas Montoya | Lucero | 5 meses | Cordero | H | Trypanosoma ovis | | |

| | | | | | | | | |
|-----|--------------------------|-------------|----------|---------|---|------------------|---|------------------|
| 230 | | Blanca | 9 meses | Cordero | H | Negativo | | |
| 231 | | Melada | 3 meses | Cordero | H | Ehrlichia platys | Inclusión en Plaqueta, punto más oscuro en plaqueta | Anaplasma platys |
| 232 | | Rosilia | 6 meses | Cordero | M | Ehrlichia platys | Inclusión en Plaqueta, punto más oscuro en plaqueta | Anaplasma platys |
| 233 | | Deliona | 12 meses | Borrego | H | Negativo | | |
| 234 | | Melada | 24 meses | Oveja | H | Negativo | | |
| 235 | | Melado | 12 meses | Borrego | H | Negativo | | |
| 236 | | Café | 36 meses | Oveja | H | Negativo | | |
| 237 | | Café Lucero | 24 meses | Carnero | M | Negativo | | |
| 238 | | Madelen | 12 meses | Borrego | M | Ehrlichia platys | Inclusión en Plaqueta, punto más oscuro en plaqueta | Anaplasma platys |
| 239 | | Pipona | 36 meses | Carnero | M | Negativo | | |
| 240 | | Macho | 12 meses | Borrego | H | Theileria Ovis | Punto violeta en eritrocito | Babesia Ovis |
| 241 | | Satanas | 36 meses | Carnero | M | Negativo | | |
| 242 | | Coja | 12 meses | Borrego | H | Negativo | | |
| 243 | Logística SA. Frutita | Luci | 5 meses | Cordero | H | Negativo | | |
| 244 | | Junior | 6 meses | Cordero | M | Negativo | | |
| 245 | | El toro | 24 meses | Oveja | H | Negativo | | |
| 246 | | Reproductor | 48 meses | Oveja | H | Negativo | | |
| 247 | | Niña | 5 meses | Cordero | H | Negativo | | |
| 248 | | Brava | 48 meses | Oveja | H | Negativo | | |