



UNIVERSIDAD DE CUENCA
FACULTAD DE CIENCIAS AGROPECUARIAS
ESCUELA DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA

**“IDENTIFICACIÓN Y DIAGNÓSTICO DE ENDOPARÁSITOS EN LLAMAS
EN EL CANTÓN SÍGSIG”**

**Tesis de grado previa a la obtención del título de
“Médico Veterinario y Zootecnista”**

AUTOR: PATRICIA VERÓNICA ZHIMINAICELA SAQUINAULA

DIRECTOR: DR. SAÚL LANDÍVAR ABRIL

ECUADOR-CUENCA

2015



RESUMEN

El objetivo de la presente investigación fue identificar y diagnosticar endoparásitos en llamas del cantón Sígsig, considerando su edad, sexo y procedencia. La recolección de muestras coprológicas se realizó en las parroquias Sígsig, Cuchil, Guel y Jima, del cantón Sígsig, provincia del Azuay, y el análisis se realizó en el Laboratorio Clínico de la Facultad de Ciencias Agropecuarias de la Universidad de Cuenca, se obtuvieron muestras de 95 animales y se extrajeron muestras fecales a cada animal, se realizó en las cuatro parroquias del cantón; de las cuales 75 fueron hembras y 20 machos según el censo otorgado por el GAD Municipal de cantón. Se utilizó tres métodos de identificación parasitaria que son flotación, sedimento y tinción Zeil-Neeiser. Se obtuvieron los siguientes resultados, mostrando que la edad de los animales con alta carga parasitaria fue de cinco años con un porcentaje del 30,5 % y con una menor incidencia en los de seis años con un 1,1 %, la presencia de endoparásitos se da con una gran incidencia en la parroquia Sígsig con un 44,2 % y una menor incidencia en las parroquias de Cuchil y Jima con un 10,5 % de presencia de endoparásitos. Las técnicas realizadas en la identificación de parásitos con flotación nos dio 86,3% de negativos, y el 3,2% de coccidios; para sedimento se obtuvo 71,6% negativos y con el 6,3% de coccidias ++; con tinción presentó el 7,4% de infección +++, con 21,1 % ++ y 23,2 % + de *Cryptosporidium spp.* Se obtuvo sólo significancia para los métodos de flotación y tinción mostrando una estrecha relación entre el método diagnóstico y la variable procedencia. En conclusión al final del estudio de la presente investigación la presencia de endoparásitos fue diferente en hembras y machos de diferente edad y procedencia.

PALABRAS CLAVES: LLAMA, ENDOPARÁSITOS, SIGSIG, PROTOZOARIOS, NEMÁTODOS.



ABSTRACT

The objective of this research was to identify and diagnose endoparasites in llamas in Sigsig city, considering their age, gender and origin. Collection of coprological samples was performed in Sigsig, Cuchil, Guel and Jima parishes, the Sigsig city, Azuay Province, and analysis was performed in the Clinical Laboratory of the Faculty of Agricultural Sciences at the University of Cuenca, where 95 samples of animals and fecal samples were extracted. Each animal was held in the four parishes of the city; of which 75 were females and 20 males according to census data granted by the City of Sigsig. Three methods of parasite identification were used: flotation, sedimentation and Zeil-Neeiser staining. The following results were obtained, showing that the age of the animals with high parasite load was five years with a rate of 30.5% and a lower incidence in six years with 1.1%, the presence of endoparasites occurred at a high incidence in the parish of Sigsig 44.2% and a lower incidence in the parishes of Cuchil and Jima with 10.5% presence of endoparasites. Techniques performed in identifying parasites: flotation gave negative results 86.3%, and 3.2% of coccidia; sedimentation negative 71.6% was obtained with 6.3% of coccidia ++; stained I present +++ 7.4% of infection, with 21.1% and 23.2% ++ + *Cryptosporidium* spp. Only significance for flotation methods and staining was obtained showing a close relationship between the diagnostic method and source variable. In conclusion, the endpoint of this study is that the presence of endoparasites was different in males and females of different age and origin.

KEYWORDS: LLAMA, ENDOPARASITES, SÍGSIG
PROTOZOA, NEMATODES.



ÍNDICE GENERAL

INTRODUCCIÓN.....	18
OBJETIVOS.....	19
OBJETIVO GENERAL:	19
OBJETIVOS ESPECÍFICOS:	19
HIPÓTESIS	19
1. REVISIÓN DE LITERATURA.....	20
1.1. APARATO DIGESTIVO DE LOS MAMÍFEROS.....	20
1.1.1. Cavidad Bucal.....	20
1.1.2. Esófago.....	20
1.1.3. Estómago.....	21
1.1.4. Intestino.....	21
1.2. ORIGEN Y CLASIFICACIÓN DE LOS CAMÉLIDOS.....	21
1.2.1. Taxonomía.....	22
1.3. INTRODUCCIÓN AL ESTUDIO DE LOS PARÁSITOS.....	22
1.3.1. Parásito.....	23
1.3.2. Comensalismo.....	23
1.3.3. Mutualismo.....	23
1.3.4. Parasitismo.....	24
1.4. HÁBITATS DE LOS PARÁSITOS.....	24
1.4.1. Endoparásitos.....	24
1.5. GENERALIDADES SOBRE LA MORFOLOGÍA DE LOS PARÁSITOS.....	24
1.5.1. Tipo de endoparásitos.....	25
1.5.1.1. Protozoarios.....	25
1.5.1.2. Platelmintos.....	25
1.5.1.3. Nematelmintos.....	26
1.5.2. Entrada del parásito en el huésped.....	26
1.5.3. Vía oral.....	26
1.5.4. Vía cutánea.....	26
1.5.5. Vía transplacentaria.....	27
1.5.6. Vía genital.....	27
1.5.7. Vía auditiva.....	27



1.5.8.	Vía ocular.....	27
1.5.9.	Vía nasal.....	27
1.6.	INTRODUCCIÓN AL ESTUDIO DE LOS PROTOZOARIOS.	27
1.6.1.	Morfología.....	28
1.6.2.	Núcleo.	28
1.6.3.	Locomoción.	29
1.6.4.	Nutrición.....	29
1.6.5.	Organelos de excreción.....	29
1.6.6.	Reproducción y ciclos evolutivos.	29
1.7.	PROTOZOARIOS.	30
1.7.1.	Coccidios.	30
1.7.1.1.	Características.....	30
1.7.1.2.	Clasificación y etiología.....	31
1.7.1.3.	Ciclo biológico.	31
1.7.1.4.	Patogenia.	33
1.7.1.5.	Síntomas.	33
1.7.1.6.	Vía de infestación.....	34
1.7.1.7.	Periodo de incubación.....	34
1.7.1.8.	Pre patencia.....	34
1.7.1.9.	Patencia.	34
1.7.1.10.	Diagnóstico.	34
1.7.1.11.	Profilaxis.....	34
1.7.2.	Cryptosporidium.....	35
1.7.2.1.	Características de la especie.	35
1.7.2.2.	Etiología.	35
1.7.2.3.	Ciclo biológico.	36
1.7.2.4.	Signos clínicos.	36
1.7.2.5.	Vía de infección.....	37
1.7.2.6.	Periodo incubación.....	37
1.7.2.7.	Pre patencia.....	38
1.7.2.8.	Patencia.	38
1.7.2.9.	Profilaxis.....	38
1.7.2.10.	Diagnóstico.	38
1.8.	NEMÁTODOS.....	38
1.8.1.	Strongyloididae.....	39
1.8.1.1.	Morfología.	40
1.8.1.2.	Etiología.	40
1.8.1.3.	Ciclo biológico.	40
1.8.1.4.	Patogenia.....	41



1.8.1.5.	Síntomas.....	41
1.8.1.6.	Vía de infección.....	42
1.8.1.7.	Periodo de incubación.....	42
1.8.1.8.	Pre patencia.....	42
1.8.1.9.	Patencia.....	42
1.8.1.10.	Profilaxis.....	42
1.8.2.	Strongyloides.....	42
1.8.2.1.	Signos clínicos.....	43
1.8.2.2.	Vía de infección.....	43
1.8.2.3.	Periodo de incubación.....	43
1.8.2.4.	Pre patencia.....	43
1.8.2.5.	Patencia.....	43
1.8.2.6.	Profilaxis.....	43
1.8.3.	Trichostrongyloidea.....	44
1.8.3.1.	Identificación.....	44
1.8.3.2.	Etiología.....	44
1.8.3.3.	Ciclo biológico.....	44
1.8.3.4.	Vía de infestación.....	45
1.8.3.5.	Periodo de incubación.....	45
1.8.3.6.	Pre patencia.....	46
1.8.3.7.	Patencia.....	46
1.8.3.8.	Importancia.....	46
1.8.4.	Metastrongyloidea.....	46
1.8.4.1.	Ciclo vital.....	47
1.8.4.2.	Patogenia.....	47
1.8.4.3.	Profilaxis.....	47
1.8.5.	Trichuris.....	47
1.8.5.1.	Identificación.....	48
1.8.5.2.	Ciclo biológico.....	48
1.8.5.3.	Síntomas de la enfermedad.....	49
1.8.5.4.	Vía de infestación.....	49
1.8.5.5.	Periodo de incubación.....	49
1.8.5.6.	Pre patencia.....	49
1.8.5.7.	Patencia.....	49
1.8.5.8.	Diagnóstico.....	49
1.8.5.9.	Profilaxis.....	49
1.8.6.	Bunostomum (gusanos ganchudos).....	50
1.8.6.1.	Etiología.....	50
1.8.6.2.	Ciclo biológico.....	50
1.8.6.3.	Patogenia.....	51
1.8.6.4.	Síntomas de la enfermedad.....	51



1.8.6.5.	Vías de infestación.....	51
1.8.6.6.	Periodo de incubación.....	51
1.8.6.7.	Pre patencia.....	52
1.8.6.8.	Patencia.....	52
1.8.6.9.	Diagnóstico.....	52
1.8.6.10.	Profilaxis.....	52
1.8.7.	Nematodirus.....	52
1.8.7.1.	Etiología.....	52
1.8.7.2.	Ciclo vital.....	53
1.8.7.3.	Síntomas clínicos.....	53
1.8.7.4.	Diagnóstico.....	53
1.8.7.5.	Profilaxis.....	53
1.8.8.	Ancylostomiasis (anquilostomiasis).....	54
1.8.8.1.	Etiología.....	54
1.8.8.2.	Ciclo biológico.....	55
1.8.8.3.	Síntomas.....	55
1.8.8.4.	Diagnóstico.....	55
2.	MATERIALES Y MÉTODOS.....	56
2.1.	MATERIALES:.....	56
2.1.1.	Materiales físicos.....	56
2.1.2.	Materiales biológicos.....	56
2.1.3.	Materiales químicos.....	56
2.1.4.	Materiales para el Método de sedimento:.....	56
2.1.5.	Materiales para el método flotación:.....	56
2.1.6.	Materiales para tinción de Ziehl- Neelsen:.....	56
2.2.	MÉTODOS.....	57
2.2.1.	Área de investigación.....	57
2.2.2.	Población.....	58
2.2.3.	Muestra.....	58
2.2.4.	Protocolo de recolección de muestras.....	58
2.2.4.1.	Técnicas realizadas en el laboratorio.....	59
2.2.5.	Procedimientos estadísticos.....	63
2.2.5.1.	Variables.....	63
2.2.5.2.	Pruebas estadísticas a realizarse:.....	63
3.	RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	64
3.1.	RESULTADOS.....	64



3.2. DISCUSIÓN	73
4. CONCLUSIONES	77
5. RECOMENDACIONES	78
6. REFERENCIAS BIBLIOGRAFICAS	79
7. ANEXOS	82
8. GLOSARIO	91



ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Mapa geográfico del Cantón Sigsig.	57
Figura 2. Ooquiste de <i>Cryptosporidium</i>	62
Figura 3. Porcentaje de infección parasitaria en llamas de la parroquia Sigsig según el sexo.	65
Figura 4. Porcentaje de llamas de la parroquia Sigsig en relación de casos positivos y negativos con la edad y sexo con método de Ziehl- Neelsen.	70



ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro 1. Muestra de animales obtenidos de la fuente Ilustre municipalidad de Sígsig.....	58
Cuadro 2. Frecuencia de la edad con el método de flotación, método de sedimento y método de tinción de Ziehl-Neelsen.....	64
Cuadro 3. Frecuencia del sexo con el método de flotación, método de sedimento y método de tinción de Ziehl-Neelsen.....	64
Cuadro 4. Frecuencia entre procedencia y método de flotación, método sedimento y método de tinción de Ziehl-Neelsen.....	65
Cuadro 5. Casos positivos y negativos con edad de los encuestados con el método de flotación.....	66
Cuadro 6. Casos positivos y negativos con respecto al sexo con el método de flotación.....	66
Cuadro 7. Casos positivos y negativos con respecto al lugar con el método de flotación.....	67
Cuadro 8. Casos positivos y negativos en la edad de los encuestados con el método de sedimento.....	67
Cuadro 9. Casos positivos y negativos con respecto al sexo de los encuestados con el método de sedimento.....	68
Cuadro 10. Casos positivos y negativos con respecto al lugar con el método de sedimento.....	68
Cuadro 11. Casos positivos y negativos con edad la edad de los encuestados con el método de tinción de Ziehl-Neelsen.....	69
Cuadro 12. Casos positivos y negativos con respecto al sexo con método de tinción de Ziehl-Neelsen.....	69
Cuadro 13. Casos positivos y negativos con respecto al lugar con el método de tinción de Ziehl-Neelsen.....	70
Cuadro 14. Frecuencia del tipo de parasito con relación al método de flotación.....	71
Cuadro 15. Frecuencia del tipo de parasito con el método de sedimento.....	71
Cuadro 16. Frecuencia del tipo de parasito relacionado con el método de tinción Ziehl-Neelsen.....	72
Cuadro 17. Prueba del chi-cuadrado para el método flotación, sedimento y tinción Ziehl-Neelsen con relación a la edad.....	72
Cuadro 18. Prueba del chi-cuadrado para el método de flotación, sedimento y tinción de Ziehl-Neelsen con relación al sexo.....	73
Cuadro 19. Prueba del chi-cuadrado para el método de flotación, sedimento y tinción de Ziehl-Neelsen con relación al lugar.....	73



ÍNDICE DE ANEXOS

Anexo 1. Formato de hoja de campo a utilizar en la investigación.....	82
Anexo 2. Tabulación de datos muestra por área.....	83
Anexo 3. Animales estudiados.....	86
Anexo 4. Trichuris spp.	86
Anexo 5. Trichostrongilos spp.....	86
Anexo 6. Criptosporidium spp.	87
Anexo 7. Metastrongilo spp.....	87
Anexo 8. Frecuencia del tipo de parásito con relación al método de flotación.	88
Anexo 9. Frecuencia del tipo de parásito con el método de sedimento.	89
Anexo 10. Frecuencia del tipo de parásito relacionado con el método de tinción de Ziehl-Neelsen.....	90



Patricia Verónica Zhiminaicela Saquinaula, autor/a de la tesis "IDENTIFICACIÓN Y DIAGNÓSTICO DE ENDOPARÁSITOS EN LLAMAS EN EL CANTON SÍGSIG", reconozco y acepto el derecho de la Universidad de Cuenca, en base al Art. 5 literal c) de su Reglamento de Propiedad Intelectual, de publicar este trabajo por cualquier medio conocido o por conocer, al ser este requisito para la obtención de mi título de Médico Veterinario y Zootecnista. El uso que la Universidad de Cuenca hiciere de este trabajo, no implicará afección alguna de mis derechos morales o patrimoniales como autor/a

Cuenca, 15 de junio de 2015.

Patricia Verónica Zhiminaicela Saquinaula.

C.I: 010392459-3



Patricia Verónica Zhiminaicela Saquinaula autor/a de la tesis "IDENTIFICACIÓN Y DIAGNÓSTICO DE ENDOPARÁSITOS EN LLAMAS EN EL CANTÓN SÍGSIG" certifico que todas las ideas, opiniones y contenidos expuestos en la presente investigación son de exclusiva responsabilidad de su autor/a.

Cuenca, 15 de junio de 2015.

A handwritten signature in blue ink, consisting of stylized initials and a surname, positioned above a horizontal line.

Patricia Verónica Zhiminaicela Saquinaula

C.I: 0103924593



AGRADECIMIENTO

Mi agradecimiento muy sincero al Dr. Saúl Landívar Abril Director de Tesis por su tiempo y dedicación brindados.

Agradezco a cada uno de los Miembros del tribunal por las correcciones y aportes sugeridos en los análisis y correcciones del presente trabajo investigativo.

Mi agradecimiento incondicional a cada uno de mis profesores de la Facultad de Ciencias Agropecuarias de la Universidad de Cuenca que durante mi vida estudiantil han permitido alcanzar mis conocimientos para mi formación profesional.

Deseo dejar constancia de mi agradecimiento a ese gran mundo desconocido que de una manera generoso han contribuido en el desarrollo del presente trabajo investigativo y en mi formación para alcanzar mi logro profesional, su majestad mis animales queridos.



DEDICATORIA

A Dios por su gran amor y misericordia.

A mis Padres por mi existencia y apoyo incondicional, especialmente a mi madre Mariana por su gran dedicación.

A mis hermanos/(a) por el esfuerzo y cariño brindados.

A Hija Fernanda, motivo de mi lucha y perseverancia en mi trabajo cotidiano.

A mis Amigos del alma que vuestra paciencia y cariño colaboraron en este trabajo.

A la memoria de mi Abuelita Virginia, cuyo calor de madre lo tengo dentro de mí



CERTIFICACIÓN

El tribunal de tesis de Grado certifica que fue aprobado el presente trabajo investigativo titulado "**Identificación y diagnóstico de endoparásitos en llamas en el Cantón Sígsig**" realizado por Señorita Patricia Verónica Zhiminaicela Saquinaula.

Dr. Gonzalo López. M. SC.

PRESIDENTE DEL TRIBUNAL

Dra. Silvana Méndez. M. Sc.

MIEMBRO DEL TRIBUNAL

Dr. Andrés Galarza. M.Sc.

MIEMBRO DEL TRIBUNAL



CERTIFICACIÓN

Certifico que el presente trabajo de tesis Titulado "**Identificación y diagnóstico de endoparásitos en llamas en el Cantón Sígsig**" ha sido correctamente elaborado por la Señorita Patricia Verónica Zhiminaicela Saquinaula.

A handwritten signature in blue ink, appearing to read "Saúl Landívar Abril", written over a faint circular stamp.

Dr. Saúl Landívar Abril. M. Sc.

DIRECTOR DE TESIS



CERTIFICACION

El delegado del Departamento de Estadística de la Facultad de Ciencias Agropecuarias Certifica que la tesis titulada, "**Identificación y diagnóstico de endoparásitos en llamas en el Cantón Sígsig**" realizada por la señorita Patricia Verónica Zhiminaicela Saquinaula ha sido revisada y aprobada.

Eco. Carlos Torres M. Sc

DELEGADO DEL DEPARTAMENTO DE ESTADÍSTICA



INTRODUCCIÓN

La parasitología, abarca el estudio de las relaciones entre los factores ambientales, hospedador y parásito que influyen en la densidad y distribución de las poblaciones de animales domésticos; los parásitos gastrointestinales ocasionan bajas en la producción y salud animal; la información generada en los laboratorios de diagnóstico ayudan en el conocimiento e identificación de los parásitos, lo que permite diseñar programas de prevención, control y erradicación. Dentro de las enfermedades de los animales domésticos, la parasitosis ocupa un lugar importante al respecto, debido a que afectan la salud en forma alarmante provocando problema de desnutrición, diarrea, anemia en los animales (Cid, 2010).

En nuestro país encontramos grandes explotaciones de llamas repartidas en varios sectores de los páramos andinos, los mismos que al encontrarse parasitados por varias entidades parasitológicas de carácter helmíntica y protozoáricas, provocan grandes pérdidas económicas tanto en la producción de lana como en carne; lo que permite además la transmisión de algunos problemas parasitarios en la salud pública de pronóstico reservado como es el caso de la criptosporidiosis (Bowman, 2011).

En nuestra zona disponemos de pequeñas o medias explotaciones de llamas, en las que no se han realizado trabajos encaminados a identificar problemas endoparasitarios, que nos permita realizar programas de desparasitación masiva en esta importante explotación de camélidos. Por tal motivo ha sido de mucha importancia realizar un estudio encaminado a identificar las especies endoparasitarias que están afectando a las llamas que se encuentran protegiendo nuestros páramos.



OBJETIVOS

OBJETIVO GENERAL:

Identificar y diagnosticar la presencia de endoparásitos en llamas del Cantón Sigsig considerando su edad, sexo y procedencia.

OBJETIVOS ESPECÍFICOS:

1. Identificar las diferentes especies de endoparásitos mediante los métodos de flotación, sedimentación y la tinción de Ziehl-Neelsen en heces de llamas en el Cantón Sígsig.
2. Cuantificar la presencia de endoparásitos en llamas del Cantón Sígsig según la edad y sexo.
3. Determinar cuáles son las áreas del Cantón Sígsig donde existe mayor presencia de endoparásitos.

HIPÓTESIS

La presencia endoparásitaria en llamas del Cantón Sígsig es igual en hembras y en machos de diferente edad y procedencia.



1. REVISIÓN DE LITERATURA

El aparato digestivo es la vía de entrada de los nutrientes al cuerpo animal, compuesto por una serie de órganos con secreciones y funciones específicas siendo el alimento degradado y asimilado, las funciones se pueden clasificar en primarias que incluye la digestión y absorción, las secundarias que son funciones secretoras y motora (Caballero, 2010) .

1.1. APARATO DIGESTIVO DE LOS MAMÍFEROS.

Las especies herbívoras tienen modificaciones en los estómagos e intestino que les sirve para digerir celulosa y otros polisacáridos como la hemicelulosa, que son glúcidos presentes en las plantas (Caballero, 2010).

1.1.1. Cavidad Bucal

La función es la prehensión, masticación, insalivación, deglución y la rumia de los alimentos, los bovinos utilizan la lengua para introducir los forrajes a la boca, los ovinos y caprinos usan sus labios y dientes, las numerosas glándulas salivales presentes en la boca son responsables de la saliva que contiene amilasa, los alimentos pasan por el esfínter faringoesofágico para llegar al esófago. En la lengua se encuentran las papilas gustativas que permite percibir los sabores de los alimentos (Caballero, 2010).

1.1.2. Esófago.

Es la comunicación de la faringe con el estómago que está revestido por glándulas mucosas que secretan moco contribuyendo a la lubricación del bolo alimenticio, cerca de la unión gastroesofágica el moco protege la mucosa de los jugos gástricos, los movimientos peristálticos son los responsables de la propulsión del bolo alimenticio por el esófago desembocando en el esfínter llamado cardias, este es el inicio del canal esofágico que mide 12 – 18 cm y desemboca en el orificio retículo omasal, llegando la leche directo al abomaso en rumiantes lactantes (Caballero, 2010).

1.1.3. Estómago.

Tiene una superficie grande, que ocupa las $\frac{3}{4}$ partes de la cavidad abdominal, está dividido en cuatro compartimientos: retículo, rumen, omaso y abomaso. Los tres primeros tienen epitelio plano estratificado no glandular, la superficie interna del rumen y retículo está cubierta por papilas aumentando de tamaño y número de acuerdo con la edad y estímulo del alimento, el retículo y rumen están unidos por un pliegue retículo-ruminal, en la parte exterior del rumen existen estructuras anatómicas (pliegues) de naturaleza muscular que separan en sacos sirviendo para los movimientos de contracción de los sacos y circulación del bolo alimenticio. El omaso es un órgano esférico compuesto por láminas adheridas a la pared, su función es separar las fracciones líquidas y sólidas de la digesta. El abomaso tiene una función similar al estómago con la secreción de ácido clorhídrico y pepsinógeno (pepsina), lo que provoca el inicio de la digestión de las proteínas que escaparon a la fermentación microbiana (Caballero, 2010).

1.1.4. Intestino.

El intestino delgado y grueso de los rumiantes reflejan las dietas que consumen y diferencian la cantidad de sustratos para sostener la fermentación en el intestino grueso (Caballero, 2010).

1.2. ORIGEN Y CLASIFICACIÓN DE LOS CAMÉLIDOS.

Los cuatro miembros de los camélidos de América de Sur son la llama, alpaca, guanaco y la vicuña. Llama su nombre científico es *Lama glama* es el camélido sudamericano de mayor tamaño, puede pesar entre 100 y 129 kilogramos aproximadamente. Produce fibra más gruesa que la de alpaca, su carácter es dócil, por lo que antiguamente fueron empleadas como animales de carga (Cynthia, 2007).

Existen dos razas de llamas:



- Cara (pelada): producen mayor cantidad de fibra pero muy quebradiza, la fibra se extiende desde la frente hasta el tren posterior sin llegar a cubrir sus extremidades.
- Cháku (lanuda): se caracterizan por poseer un cuello largo y fuerte, la cara y cabeza son limpias, sin pelo. Poseen pelos ordenados en la parte posterior del cuello (Cynthia, 2007).

Alpacas, llamas, vicuñas y guanacos poseen el labio superior dividido por un surco medio y de mayor tamaño que el inferior. Sus dientes son de crecimiento continuo, existiendo un total de 28 a 32 dientes por animal. El desgaste es producido por la acción de cortar y masticar los pastos del bofedal, su lengua no es protruible, es decir no pueden sacarla de la boca, por esta razón no pueden lamer sus dedos (falanges) están separados, su segunda falange tiene dos almohadillas y una uña, esta constitución es beneficiosa para el bofedal, pues su caminar es suave y evita la erosión del suelo, la conformación de sus patas traseras les permite descansar sobre el vientre con las rodillas dobladas (Cynthia, 2007).

1.2.1. Taxonomía.

Clase: Mamíferos

Orden: Artiodactyla

Familia: Camelidae

Tribu: Lamini

Especies:

Lama guanicoe – Guanaco

Lama glama – Llama

Vicugna pacos- Alpaca

Vicugna vicugna – Vicuña (Cid, 2010).

1.3. INTRODUCCIÓN AL ESTUDIO DE LOS PARÁSITOS.

Los parásitos han invadido a los organismos que proporcionan alimento y protección, el parásito tiene un papel importante en la regulación de las

poblaciones de los huéspedes ya que algunas veces disminuye la reproducción y otras veces mata, los parásitos se adaptan a los diferentes hábitat del huésped como es piel y tejido subcutáneo, cavidades, tejidos y sangre, la mayoría de los animales alberga uno o varias especies de parásitos con ciento o miles de especímenes , la mayoría de las especies de parásitos se encuentra entre los protozoarios, helmintos, artrópodos y pentastómidos; el huésped y los parásitos constituyen una comunidad de organismos (Quiroz,2005).

1.3.1. Parásito.

Animal o vegetal que en forma permanente o temporal y de manera obligatoria debe nutrirse a expensas de otro organismo llamado huésped, sin que esta relación implique la destrucción del huésped como lo hace un depredador, el concepto parasitismo se utiliza para indicar la compleja relación huésped-parasito (Quiroz, 2005).

1.3.2. Comensalismo.

Asociación entre dos organismos; generalmente el más pequeño recibe todo el beneficio mientras que el otro no recibe ninguno, pero tampoco es dañado. La relación básica entre estos dos organismos puede ser de espacio, de sustrato, defensa, protección, transporte o alimento. Si la asociación es solo de transporte pasivo del comensal por el huésped se le llama forosis (Quiroz, 2005).

1.3.3. Mutualismo.

Esta asociación tiene lugar cuando ambos miembros se benefician, es una interacción biológica entre individuos de diferentes especies en donde ambos se benefician y mejoran su aptitud biológica. Las acciones similares que ocurren entre miembros de la misma especie se llaman cooperación. El mutualismo se diferencia de otras interacciones en las que una especie se beneficia a costas de otra; éstos son los casos de explotación, tales como parasitismo (Quiroz, 2005).



1.3.4. Parasitismo.

Es una asociación entre dos organismos de distinta especie en donde la dependencia del parásito respecto al huésped es metabólica y supone un mutuo intercambio de sustancias. Esta dependencia es el resultado de una pérdida de información genética por el parásito, forma normal o necesaria para un organismo que vive sobre o dentro del huésped el cual es generalmente una especie más evolucionada que el parásito que se nutre a expensas del huésped, sin destruirlo como el depredador, pero que algunas veces causa daño que afecta su salud, llegando a causarle la muerte; el parasitismo puede presentarse en diversas formas: obligado o necesario, facultativo, incidental. El primer caso es condición fundamental, indispensable y necesaria para toda la vida del parásito que toda su incidencia o parte de ella la haga a expensas del huésped; con ello quedan definidas dos formas de parasitismo obligatorio el permanente y el temporal, la mayoría de los protozoarios y helmintos producen parasitismo obligatorio y permanente (Quiroz, 2005).

1.4. HÁBITATS DE LOS PARÁSITOS.

1.4.1. Endoparásitos.

Se desarrollan en los diversos tejidos orgánicos de sus hospedadores e incluyen entre ellos el tejido conjuntivo-vascular subcutáneo. Enteroparásitos agrupa todos los parásitos localizados en región o tracto del tubo digestivo donde se encuentran las condiciones y el alimento necesario para la subsistencia, desarrollo y maduración. Las ventajas se encuentran sumergidas en el intestino delgado en el medio que constituye su fuente de nutrición que pasan a través de su tubo digestivo (Gállego, 2006).

1.5. GENERALIDADES SOBRE LA MORFOLOGÍA DE LOS PARÁSITOS.

Es importante conocer la forma externa e interna, dimensiones, color y aspecto de las diferentes especies o géneros de parásitos, las características morfológicas en primer lugar son las que se utilizan para identificar a los



diferentes especímenes, según la forma que adquieren en la escala zoológica así como en sus diferentes estados evolutivos (Quiroz, 2005).

1.5.1. Tipo de endoparásitos

1.5.1.1. Protozoarios.

Abundan en océanos, agua dulce, suelo, cuerpo de los animales y plantas, en general su tamaño es microscópico y aunque consiste de una célula con uno o más núcleos, tiene estructura compleja con fisiología y comportamiento. Su complejidad ha llevado a llamarlos acelulares, para distinguirlos de las células de los metazoarios y plantas. Aunque muchos protozoarios pueden vivir en colonias, cada uno mantiene una función independiente. La mayoría de formas celulares están presentes en protozoarios y cada subphylum tiene una forma característica, ameboide como las amebas, piriforme como babesia, esférica, elipsoidal y esferoidal como los quistes de *eimeria*, formas de anillo en babesia, en forma de huso en tripanosoma; los cilios tienen caprichosas formas esféricas y ovales con diferentes protecciones (Quiroz, 2005).

1.5.1.2. Platelminetos.

Tiene un cuerpo aplanado dorsoventralmente donde están: los cestodos o cuerpo en forma de cinta dividido en varios segmentos, los trematodos con su cuerpo insegmentado y forma foliácea, los nematodos o gusanos con cuerpo cilíndrico, con extremos terminados en punta y los acantocéfalos que tienen forma cilindroide con ganchos en su extremo anterior. En relación al color se separa en endoparásitos o parásitos internos y ectoparásitos o parásitos externos, la ausencia de pigmentación es la regla en los endoparásitos resultando de color blanco a amarillento dado por la permanente obscuridad en su hábitat. Cuando los endoparásitos tienen un color definido no es debido a la pigmentación del tegumento como las especies libres, sino a la coloración del alimento en el tubo digestivo (Quiroz, 2005).



1.5.1.3. Nematelmintos

El *phylum Nemátoda* es el grupo más numeroso de parásitos de los animales domésticos y del hombre, su cuerpo es ciliado no segmentado con un tracto intestinal y una cavidad general, son de forma redonda en sección transversa y cubierto por una cutícula más o menos resistente a la digestión intestinal, siendo gusanos que se encuentran en una variedad de hábitats.

La cutícula es una estructura acelular secretada por la capa de las células que están en la hipodermis, la misma que está formada por varias capas, está compuesta de proteínas como la albumina, colágena, queratina y glucoproteínas. La hipodermis es una delgada capa con cuatro engrosamientos tubulares denominados cordón dorsal, dos laterales y uno ventral. El sistema muscular está compuesto de dos tipos de músculos especializados o somáticos que sirve para el movimiento (Quiroz, 2005).

1.5.2. Entrada del parásito en el huésped.

Las relaciones nutricionales y de comportamiento entre huéspedes, contacto al azar, contaminación, comportamiento del parásito y cambios de comportamiento que ellos inducen en el huésped son algunos de los factores que intervienen en la misión de los parásitos (Quiroz, 2005).

1.5.3. Vía oral.

Son comunes en helmintos y protozoarios intestinales; generalmente después de la ingestión en una combinación de factores, el parásito responde al ambiente con una estimulación que termina con el establecimiento del mismo (*coccidias*, *trichomonas*, *áscaris*, *strongylus*, *haemonchus*, *fasciola*, *dictyocaulus*) (Quiroz, 2005).

1.5.4. Vía cutánea.

Varias larvas de nematodos penetran en el huésped por la piel por medio de un complicado proceso, como la tercera larva de *ancylostomas*, *bunostomum*, *strongyloides* o larvas de insectos como *hypoderma*. Varios protozoarios entran



a través de artrópodos hematófagos como: *babesia bigemina* por medio de la picadura y alimentación de la garrapata *boophilus annulatus* (Quiroz, 2005).

1.5.5. Vía transplacentaria.

Esta forma ha sido observada en algunos parásitos cuyos huéspedes hembras se encuentran gestantes y cuyos estados larvarios circulan en la sangre, el paso ocurre a través de la placenta *toxócaro* y *áscaris suum* (Quiroz, 2005).

1.5.6. Vía genital.

Es la que tiene lugar en bovinos con *tritrichomonas foetus* o en equinos *tripanosoma equiperdum* a través del coito (Quiroz, 2005).

1.5.7. Vía auditiva.

Se le puede considerar como una variable de la cutánea, sucede particularmente con garrapatas *Otobius* y en ácaros del género *railluetia* y *psoroptes* que se localizan en las orejas, algunas veces llegan al oído medio (Quiroz, 2005).

1.5.8. Vía ocular.

Es la entrada de las larvas de los nematodos del género *thelazia* llevadas por moscas cuyos hábitos alimenticios son las secreciones oculares (Quiroz, 2005).

1.5.9. Vía nasal.

Las larvas de las moscas *oestrusovis* en los ovinos ingresan al huésped por los ollares al ser depositadas por el parásito adulto (Quiroz, 2005).

1.6. INTRODUCCIÓN AL ESTUDIO DE LOS PROTOZOARIOS.

Los protozoarios son los animales más primitivos, su cuerpo está formado por una sola célula ya que realizan todas las funciones a través de complejas estructuras, generalmente son microscópicos; sin embargo algunos son visibles



a simple vista. La diferencia fundamental con los metazoarios es que son unicelulares, pero esta diferencia no es muy clara y puede ser refutada, algunos protozoarios tienen un estado en su ciclo vital, en el cual el núcleo no tiene membrana, algunos quistes tienen varios núcleos y algunas especies forman colonias las cuales viven como una unidad en la que una parte tiene función reproductiva y otra somática (Quiroz, 2005).

1.6.1. Morfología.

La estructura orgánica de los protozoarios son llamados organelos por ser diferentes porciones de la célula, son eucarióticos con núcleo encerrado en una membrana a diferencia de las bacterias que son procarióticas en las que los núcleos no están separados del citoplasma (Quiroz, 2005).

1.6.2. Núcleo.

Los protozoarios contienen uno o más núcleos de varios tipos, en los cilios es vesicular y todos los núcleos en el mismo individuo son iguales, hay dos tipos de núcleos: el vesicular que es central y da reacción negativa de feulgen y sin ácido desoxirribonucleico, la cromatina es positiva a feulgen, con la cual se forman los cromosomas, situados entre la membrana nuclear y el endosoma. Este tipo de núcleo se encuentra en los tripanosomas, amebas parásitas y fitoflagelos, en el otro tipo de núcleo vesicular, puede estar uno o más núcleos positivos a feulgen, en estos la cromatina está distribuida a través del núcleo, este tipo se encuentra en los esporozoarios, flagelos, hipermastigóridos, opalinos, dinoflagelados y radiolarios (Quiroz, 2005).

En los cilios hay dos tipos de núcleos los cuales parecen diferentes y generalmente cada individuo tiene uno de cada uno, el micronúcleo es relativamente pequeño, se divide por mitosis o fisión y aparentemente controla la función reproductiva del organismo, el macro núcleo es relativamente grande, se divide por amitosis y aparentemente controla las funciones vegetativas, ambos núcleos parecen homogéneos en composición, en contraste con el núcleo vesicular de otros protozoarios (Quiroz, 2005).



1.6.3. Locomoción.

Los protozoarios se mueven por medio de los cilios, flagelos, pseudópodos o membranas ondulantes, un flagelo es un organelo como un látigo, compuesto de un axonema central y una envoltura exterior, el axonema se origina de un gránulo basal o blefaroplasto en el citoplasma, está formado de nueve fibras periféricas y dos centrales. En algunas especies el flagelo pasa a través de todo el cuerpo, adherido a éste por medio de una membrana ondulante. El cilio es un organelo parecido a una pestaña o un pequeño flagelo, tiene cubierta gránulo basal y axonema, (Quiroz, 2005).

1.6.4. Nutrición.

Es de varios tipos holotrófica que es característica de los fitoflagelados en los que los carbohidratos se sintetizan por medio de clorofila o cromatóforos. Autotrófica tipo de nutrición holofílica en el cual un organismo es capaz de vivir en medio de sustancias inorgánicas, ocurre entre los fitoflagelados (Quiroz, 2005).

1.6.5. Organelos de excreción.

La excreción en los protozoarios se realiza a través de la membrana del cuerpo por medio de vacuolas contráctiles que pueden estar asociadas a un sistema definidos (canales o vacuolas), las vacuolas contráctiles son más importantes como organelos osmorreguladores que como excretorios, mantienen el balance hídrico eliminando el exceso de agua del citoplasma hacia fuera del cuerpo (Quiroz, 2005).

1.6.6. Reproducción y ciclos evolutivos.

La reproducción en los protozoarios puede ser sexual y asexual, la forma más común de reproducción asexual es la fisión binaria en la cual cada individuo se divide en dos, el plano de la fisión es longitudinal en los flagelos y transverso en los ciliados. A la división citoplasmática le sigue la del núcleo para dar lugar a dos individuos jóvenes, el núcleo vesicular y el micronúcleo se dividen por

mitosis y el macronúcleo se divide por amitosis, la fisión múltiple o esquizogonia se encuentra principalmente en los apicomplexa (Quiroz, 2005).

1.7. PROTOZOARIOS.

1.7.1. Coccidios.

La unidad funcional de la ontogenia del coccidio es el zoito, una célula móvil con forma de plátano o cigarro redonda en un extremo y puntiaguda al otro extremo, el zoito es el que migra por el hospedador e invade las células y representa el punto de inicio y fin de cualquier ciclo biológico; los esporozoitos son las formas infectantes que se encuentran en los ooquistes esporulados, son el resultado de las divisiones que han ocurrido en el ooquiste, tras la fusión de los gametos. Los esporozoitos invaden las células del hospedador en formas numerosas (merozoitos), como consecuencia de las múltiples divisiones internas denominadas esquizogonias (o morogonias); los taquizoitos se dividen rápidamente y los bradizoitos en forma lenta (Bowman, 2011).

1.7.1.1. Características.

Tienen una muy acusada especificidad de hospedador, los ooquistes ovoides (de una longitud que varía entre 17-56 μm) son depositados siempre sin estar esporulados, y necesitan en el exterior un tiempo específico según género (1-4 días) para el desarrollo de los 4 esporoquistes con sendos esporozoitos (esporulación).

El desarrollo en el intestino de los animales hospedadores tiene lugar siempre intracelularmente en vacuolas de las células epiteliales o de las células de la lámina propia. Los tractos intestinales infestados son también específicos según el género (Mehlhatn, 1993).

El número de generaciones asexuales (durante la esquizogonia) varía de un género a otro con determinadas oscilaciones y a menudo el tamaño de algunos esquizogontes alcanza un diámetro de hasta 600 μm . Con la formación de los gametos machos intracelulares (microgametos) y gametos hembras (macrogametos) y con su fusión en un cigoto (ooquiste) envuelto en una membrana termina el desarrollo en el intestino del hospedador. Para el

desarrollo en el intestino se precisan de 6 a 35 días, tiempo que varía según la especie (prepatencia). Infecciones graves con efectos patológicos se observan en animales jóvenes (Mehlhatn, 1993).

Eimeriosis bovina. Infección intestinal producida por *Eimeria spp* que afecta a animales jóvenes y cursa con diarrea a veces sanguinolenta y deshidratación. Otras Eimeriosis de rumiantes en las regiones andinas de Perú y Bolivia así como en Ecuador, Argentina y Chile tiene importancia económica la producción de alpacas (*lama pacos Linneo, 1758*) y llamas cuyos congéneres silvestres son la vicuña y el guanaco. Las eimeriosis de estos camélidos están producidos por *E. lamae*, *E. alpaca*, *E. punoensis* y *E. peruviana*, parásitas del epitelio, al intestino delgado más *E. macusaniensis*, invasora de las criptas y *E. ivitaensis* de reciente identificación. La infección es asintomática pero pueden aparecer brotes clínicos (Quiroz, 2005).

1.7.1.2. Clasificación y etiología.

El género eimeria forma parte:

Phylum: Apicomplexa

Clase: Sporozoa

Subclase: Coccidia

Suborden: Eimeriina

Familia: Eimeriidae, se conoce la morfología de los ooquistes y no su ciclo endógeno ni la patogenicidad, las infecciones puras son raras en la naturaleza (Quiroz, 2005).

1.7.1.3. Ciclo biológico.

Inicia con la ingestión de ooquistes esporulados sobre los que actúan bilis y tripsina liberando esporozoitos que invaden el intestino delgado en la segunda mitad para formar el trofozoito. En esta localización los parásitos se dividen asexualmente (esquizogonia) originando los esquizontes. La primera generación (macroesquizontes o esquizontes gigantes) pueden ser de gran tamaño (78-400 μm) y contienen miles de merozoitos que invaden nuevas células y en la mayoría de las especies originan una segunda generación de esquizontes de menor tamaño y con escasos merozoitos (Bowman, 2011).



Los merozoítos de II generación originan las formas sexuales (gametogonia), los gametocitos es la fase del ciclo con mayor responsabilidad de la patogenia, la conjugación de los gametos da lugar al cigoto rodeado de una membrana fuerte (ooquistes) que es expulsado al exterior donde esporula (esporogonia) y forma 4 esporoquistes cada uno de ellos con dos esporozoitos, es la fase infestante de un nuevo hospedador (Quiroz, 2005).

Algunos merozoítos pueden abandonar las células epiteliales y penetrar en otras células del intestino o tejidos adyacentes, la ingestión masiva de ooquistes y posterior esquizogonia origina la infección de un gran número de células epiteliales considerando un daño antes que el ciclo sexual del parásito se haya completado con la aparición de la diarrea sin detectarse ooquistes.

Eimeria.- Si el ooquiste infectante y esporulado es ingerido por un hospedador adecuado, los esporozoitos salen y cada uno de ellos puede entrar en una célula epitelial o de la lámina propia adquiriendo una forma redondeada de trofozoito, crece y se convierte en esquizogonte (o meronte). Los atributos más destacados de esquizogonia son: crecimiento exponencial del número de los zoitos obtenidos a partir de un único esporozoito, destrucción de las células de los hospedadores proporcionalmente el grado de infección y detención automática del proceso asexual después de un número determinado de repeticiones (Bowman, 2011).

Gametogonia.- un merozoito producido en la fase final de la esquizogonia (es decir un telomerozoito) invade una nueva célula del hospedado y se desarrolla para formar una célula sexual masculina o femenina (microgameto o macragameto). El macrogameto femenino aumenta de tamaño, almacena nutriente e induce la hipertrofia del citoplasma y del núcleo de la célula hospedadora. Cuando madura se le denomina macrogameto o célula sexual femenina. El microgameto sufre repetidas divisiones nucleares y se convierte en multinucleado, al final cada núcleo se incorpora a un microgameto biflagelado o célula sexual masculina. De los muchos microgametos formados

por el microgametocito, solo una pequeña proporción encuentra y fecunda los microgametos para formar cigotos, alrededor del cigoto se crea una pared por la fusión de gránulos hialinos en su periferia para formar un ooquiste (Bowman, 2011).

Se emplea para designar a un grupo de enfermedades de las aves y mamíferos domésticos, producidos por la penetración, localización y evolución en el tubo digestivo de protozoarios de clase *Sporozoa* pertenecientes a la orden *Coccidia*, la penetración localización y evolución de estos parásitos provocan un complejo patológico con reacciones subfebriles, en la que domina el cuadro de las disfunciones intestinales, con diarrea copiosa y periódicas apariciones de melenas, acompañadas de una progresiva intoxicación y enflaquecimiento (Levine, 1978).

Las llamas y las alpacas son los hospedadores de numerosas especies de *Eimeria* y pueden provocar coccidiosis, especialmente en las crías. Entre las especies se incluyen *Eimerialamae*, *Eimeria alpaca*, *Eimeriapunoensis*, *Eimeriamacusaniensis* y *Eimeria peruviana* (Bowman, 2011).

1.7.1.4. Patogenia.

Se debe a la destrucción de las células epiteliales en distintas partes del intestino que depende del número de ooquites ingeridos del potencial de reproducción de las especies implicadas, las especies que se desarrollan subepitelialmente provocan lesiones más graves con hemorragias, que las que parasitan las células epiteliales, el comienzo de los signos clínicos coinciden con el inicio de la gametogonia y se debe a la destrucción de las células de la mucosa y estadios sexuales del parásito (Quiroz, 2005).

1.7.1.5. Síntomas.

Debilidad, dolor abdominal, pérdida de apetito y diarrea con heces amarillas verdosas y olor acre, en las cooccidiosis agudas (disentería roja) la diarrea es sanguinolenta con abundante mucus e incluso con coágulos de sangre y el cuarto trasero del animal puede aparecer como si estuviera manchado con



pintura roja; tenesmo, anemia, pérdida de peso, emaciación acompañada de la diarrea e infecciones secundarias como neumonías, esta fase aguda puede durar 3 - 4 días (Quiroz, 2005)

La diarrea que a menudo son sanguinolentas (destrucción de las células epiteliales o de la lámina propia) conducen a infecciones secundarias bacterianas, a tenesmos y a la exicosis. El estado general de salud está muy disminuido, si la infección es grave se produce fiebre, aparecen síntomas de tipo nervioso (calambres, tetánicos, estrabismo) y surgen neumonías (bacterianas). En los animales jóvenes se observa también infecciones hiperagudas (diarrea roja) que termina en la muerte. Una infección eimeriana origina inmunidad, variable según la especie (Mehlhatn, 1993).

1.7.1.6. Vía de infestación.

Vía oral mediante ingestión de ooquites esporulados con el pienso. Los ooquistes se mantienen vivos en el exterior durante más de un año (Mehlhatn, 1993).

1.7.1.7. Periodo de incubación.

De 2 a 9 días (frecuentemente) según el género (Mehlhatn, 1993).

1.7.1.8. Pre patencia.

De 6 a 35 días según el género (Mehlhatn, 1993).

1.7.1.9. Patencia.

Pocas semanas (Mehlhatn, 1993).

1.7.1.10. Diagnóstico.

Se basa en la anamnesis (manejo, alojamiento) y en los signos clínicos (diarrea sanguinolenta y deshidratación) se realiza un análisis microscópico de las heces en busca de los ooquistes (Quiroz, 2005).

1.7.1.11. Profilaxis.

La prevención y control de la coccidiosis es el tratamiento y adecuadas medidas higiénicas, evitar que los comederos y bebederos estén lejos para evitar la contaminación de las heces, las explotaciones deben mantenerse secas y limpias; las camas y los suelos se pueden desinfectar con hipoclorito de sodio al 1.25% cresol al 0,5% o fenol (Quiroz, 2005).

Eliminación periódica de las heces, limpieza de los establos con vapor a presión, manteniendo una higiene estricta en establos y campo de pastoreo (Mehlhatn, 1993).

1.7.2. Cryptosporidium.

1.7.2.1. Características de la especie.

En numerosos animales así como en el hombre se encuentra criptosporidios, las posibles transmisiones especialmente se da en los hospedadores con inmunodeficiencia. Los ooquistes esféricos, de un diámetro de 5 a 7 μm , son extremadamente pequeños contienen solo 4 esporozoitos (sin esporoquistes). Tras la ingestión de los ooquistes, los esporozoitos se liberan dentro del intestino y se adhieren a las microvellosidades, para penetrar en las células. Tras la multiplicación por la formación de esquizoontes se producen gametos adheridos del mismo modo, después de la fecundación, cada cigoto da lugar de nuevo a un ooquiste existen dos clases de ooquistes, uno que forma sus cuatro esporozoitos solo en el exterior sirviendo así para la infección de nuevos hospedadores y otros cuyos esporozoitos se liberan en el intestino del mismo hospedador originando así una infestación masiva, el género *Cryptosporidium* pertenecen al grupo de Apicomplexa, que se incluyen como parásitos del intestino delgado (Mehlhatn, 1993).

1.7.2.2. Etiología.

Taxonomía

El género *Cryptosporidium* está incluido:

Phylum: *Apicomplexa*.



Clase: *Sporozoa*.

Subclase: *Coccidia*.

Orden: *Eucoccidiida*.

Suborden: *Eimeriina*.

Familia: *Cryptosporidiidae*.

La base a la especificidad del hospedador, en la morfología de los ooquistes y lugar de infección se consideran a las diferentes especies como *C. muris* (estomago de los mamíferos) y *C. parvum* (intestino de los mamíferos) (Bowman, 2011).

1.7.2.3. Ciclo biológico.

Los ooquistes son de forma infectante de transmisión (miden de 5-8 μm de diámetro dependiendo de la especie), contiene cuatro esporozoitos en su interior que se excretan con las heces, diseminándose la infección. Los ooquistes permanecen viables durante varios meses, excepto a temperaturas extremas (por debajo de 0°C y por encima de 65°C). Cuando son ingeridos por un hospedador adecuado, los ooquistes se abren a la largo de una línea de sutura preexistente, liberando los cuatro esporozoitos que invaden el borde de las microvellosidades de las glándulas gástricas o en la segunda mitad del intestino delgado. En las vacuolas parasitóforas de las microvellosidades, los criptosporidios realizan la esquizogonia, gametogonia, fecundación y esporogonia. Algunos ooquistes experimentan una exquistación interna, lo que constituye un mecanismo de autoinfección que explica la cronicidad en algunos casos de hospedadores inmunocompetentes, así como la hiperinfección letal en hospedadores inmunodeficientes (Bowman, 2011).

1.7.2.4. Signos clínicos.

El periodo de prepatencia puede ser de 3 a 8 días prolongándose en animales mayores del mes y cuando la dosis infectante es baja con la presencia de diarrea existe la eliminación de ooquistes, no existiendo signos patognomónicos; siendo el primer signo clínico la diarrea asociado con un gran número de ooquistes en la eliminación de las heces y dependiendo de diversos factores como la edad, el estado inmunitario y condiciones ambientales se presenta la anorexia, dolor abdominal (raquis curvado), pérdida de peso, postración y fiebre, en infecciones naturales la aparición de los síntomas y eliminación de los ooquistes comienza en la primera o segunda semana de vida con la presencia de heces amarillentas, no es normal la presencia de sangre, su duración es variable en casos leves de 3 a 5 días y en casos graves de 1 a 2 semanas provocando cuadros de caquexia y deshidratación, en la cavidad abdominal hay atrofia de la grasa mesentérica e infarto de ganglios regionales (Bowman, 2011).

Cryptosporidium parvum es normalmente responsable de la criptosporidiosis en mamíferos, puede causar diarrea moderada en el ganado bovino de todas las edades especialmente en los animales jóvenes, los hospedadores inmunodeprimidos pueden desarrollar una forma hiperinfectante de la criptosporidiosis, como es el caso de muchos pacientes con el síndrome de inmunodeficiencia adquirida. En tiempos recientes ha quedado demostrado que una infección aguda ocasionando la muerte (especialmente en el hombre), solo se produce después de una terapia con inmunosupresores o en caso de inmunodeficiencia adquirida (SIDA) en los ensayos con los bovinos sugieren síntomas con abatimiento, anorexia, diarreas de intensidad variable, notables pérdidas de peso (Mehlhatn, 1993).

1.7.2.5. Vía de infección.

Oral por ingestión de los ooquistes esporulados en el pienso (Mehlhatn, 1993).

1.7.2.6. Periodo incubación.



Variable, según el estado de salud general (Mehlhatn, 1993).

1.7.2.7. Pre patencia.

De 2 a 10 días (Mehlhatn, 1993).

1.7.2.8. Patencia.

Va de 5 a 14 días (Mehlhatn, 1993).

1.7.2.9. Profilaxis.

Eliminación periódica de las heces, limpieza a fondo (con vapor a presión) y desinfección de los establos (Mehlhatn, 1993).

1.7.2.10. Diagnóstico.

Detección de ooquiste en las heces, los ooquistes de *cryptosporidium* son difíciles de detectar en las extensiones fecales, ya que son incoloros, transparentes y tamaño pequeño, la pared de los ooquistes pueden tener un tono rosado que nos ayuda a la identificación, el tono rosado se debe a una aberración cromática que aparece con mayor frecuencia cuando se utiliza objetivos de poca calidad, las paredes de los ooquistes son claras y transparentes cuando se utilizan objetos de alta calidad (Mehlhatn, 1993).

1.8. NEMÁTODOS.

Los nematodos poseen una cavidad corporal relativamente grande (seudoceloma) que contiene líquido a una presión que varía alrededor de media atmósfera sobre el medio que los rodea, la cutícula del cuerpo contiene fibras de colágeno dispuestas de tal modo que un incremento de la presión interna permite el aumento en la longitud, pero un cambio mínimo en el diámetro. Los nematodos no tienen una capa muscular circular sino que toda la musculatura somática está orientada longitudinalmente y dividida en áreas dorsales y ventrales por expansiones laterales de la hipodermis, los cordones laterales (Bowman, 2011).

Son vermes cilíndricos alargados que pueden medir de 0,1 a 150 cm, con los extremos puntiagudos, siendo individuos triblásticos con una cutícula externa semirrígida que les impiden crecer por la que tiene que mudar (Balcácer, 2009).

La cavidad corporal está formada por tejido relleno de líquido (seudoceloma o líquido perientérico) con función similar al del esqueleto donde flota el sistema digestivo nervioso, excretor y genital, no poseen aparato circulatorio ni respiratorio (Gállego, 2006).

El sistema excretor básico consiste de unas glándulas unicelulares pares con un poro excretor común medioventral en la región del cuello (cerca del anillo nervioso circumesofágico) y por dos tubos que discurren a lo largo de toda la longitud del cuerpo, a través de los cordones laterales. Los machos son más pequeños que las hembras, sus extremos caudales pueden terminar en una prolongación cuticular sostenida por radios musculares, esta estructura denominada bolsa copuladora alcanza su desarrollo máximo entre los estrogílicos y sirve para sujetar a la hembra (Bowman, 2011).

Los nematodos del orden *Strongylida* están considerados como nematodos bursados mientras que los órdenes *Oxyurida*, *Ascaridida* y *Spirurida* se consideran nematodos no bursados, las espículas copuladoras utilizadas para dilatar la vulva de las hembras, son estructuras cuticulares que se desarrollan por esclerotización de pliegues de la pared dorsal de la cloaca (Mehlhatn, 1993).

1.8.1. Strongyloididae.

Son nematodos de vida libre saprofítica y la otra parasita en el intestino de vertebrados, son heterogénicos (Soulsby, 1988).

Está formada por cuatro superfamilias:

1) Strongyloidea, los estrogiloides del intestino grueso de los caballos y los vermes modulares de los rumiantes ganado porcino y primates.



- 2) Trichostrongyloidea, los vermes filamentosos del abomaso e intestino delgado de rumiantes.
- 3) Ancylostomatoidea, los vermes gancho de distintos mamíferos.
- 4) Metastrongyloidea los vermes pulmonares (Bowman, 2011).

1.8.1.1. Morfología.

La boca de los estrogiloideos o estoma presenta características para el diagnóstico de machos y hembras, los estrogílicos tiene cápsulas bucales bien desarrolladas armadas en la base con dientes. En la superfamilia trichostrongyloidea, la cápsula bucal suele ser de menor tamaño, pero puede tener un diente o lancetas en las especies hematófagas, los metaestrogilos típicos carecen de la cápsula bucal (Bowman, 2011).

1.8.1.2. Etiología

Se localiza en la mucosa del intestino delgado de las ovejas, cabras, vaca, cebú y animales silvestres, las hembras partenogénicas miden 3.5 - 6,0 mm x 50- 60 μ m, su cuerpo es largo y filiforme más delgado en la región cefálica, la boca está rodeada de cuatro labios y cuatro papilas poseen esófago largo y casi cilíndrico, útero anfidelfo, vulva en el tercio posterior del cuerpo rodeado de labios poco notables y cola corta, cónica, y truncada posteriormente, los huevos son elipsoidales(40 - 60 x 20 – 32 μ m),de pared delgada y embrionados (Cordero, 2002).

1.8.1.3. Ciclo biológico.

Los ciclos de la superfamilias de los Strongyloidea, Trichostrongyloidea y Ancylostomatoidea son directos, el primer y segundo estadio larvario son estadios de vida libre y la tercera fase larvaria es la forma infectante, las hembras de estas familias poseen huevos estrogilados (es decir huevos de superficie lisa y cápsula elipsoidal que contiene un embrión en fase de mórula cuando se depositan y se eliminan en las heces). Todos los miembros del orden Strongylida producen estos huevos excepto ciertos géneros de la

superfamilia Metastrongyloidea se denominan huevos estrogilos (Bowman, 2011).

En los huevos en desarrollo la mórula evoluciona a larva de primer estadio, que sale el huevo de uno a dos días; tras alimentarse la larva sufre su primera muda para convertirse en larva de segundo estadio. Tanto el primero como el segundo estadio larvario permanecen en las heces donde se alimentan de bacterias. En la segunda muda la cutícula del segundo estadio se retiene temporalmente como una vaina protectora sobre el estadio larvario y no se desprenden de ella hasta que entre en el hospedador adecuado, aproximadamente en una semana estas larvas envainadas de tercer estadio comienzan a liberarse de masa fecal penetrando en la película del agua que cubre las partículas y la vegetación, la infección ocurre cuando estas larvas envainadas son ingeridas por los animales cuando pastan (Bowman, 2011).

1.8.1.4. Patogenia.

La patogenia depende de los trastornos provocados por los parásitos adultos en el duodeno y yeyuno que produce alteración de la digestión y absorción que conlleva al retraso del crecimiento y pérdida de peso, en los bovinos y ovinos se observa muerte súbita empezando con respiraciones acelerada y respiración costal profunda, en la muerte se observa ruidos emitidos por la boca y espasmos y se produce de 2 a 4 horas (Cordero, 2002).

1.8.1.5. Síntomas.

En animales jóvenes hay diarrea con sangre y mucus, anorexia, debilidad, postración, deshidratación, anemia ligera a moderada, pelo áspero, pérdida de peso y menor ritmo de crecimiento, cuando la infección es masiva existe síntomas cutáneos con reacción eritematosa, los síntomas pulmonares son taquipnea, tos, estertores, a veces neumonía (Cordero, 2002).



1.8.1.6. Vía de infección.

Percutanea; las larvas 3 penetran activamente en la piel; posibilidad de infestación por la vía oral, galactógena o prenatal (Mehlhatn, 1993).

1.8.1.7. Periodo de incubación.

De 1 a 2 días (Mehlhatn, 1993).

1.8.1.8. Pre patencia.

De 5 a 7 días (Mehlhatn, 1993).

1.8.1.9. Patencia.

El periodo de patencia puede durar varios meses (Mehlhatn, 1993).

1.8.1.10. Profilaxis.

Mantener la higiene del sistema de cría, comenzando por el tratamiento de la madre, garantizar la limpieza de abrevaderos limpios y establos (Mehlhatn, 1993).

1.8.2. Strongyloides.

Contiene varias especies parasitadas domésticas, las formas son parte no genéticas y sus huevos pueden dar lugar fuera del hospedador directamente a larvas infestantes de otra generación libre de machos y hembras, el esófago de las formas libres es rhabditiforme, la vulva está próxima a la zona media del cuerpo, sus huevos son escasos pero grandes y de cubierta muy fina. Las larvas infestantes de esta generación son capaces de atravesar la piel de los hospedadores y llegan a la circulación sanguínea, a los pulmones asciende por la tráquea hacia la faringe y luego al intestino. *Strongyloides* se encuentran en intestino delgado de ovejas cabras y rumiantes salvajes que miden 3,5 a 6 mm de longitud y de 0,05 0,06 mm de grosor el esófago mide 0,6 a 0,8 mm los huevos extremos romos y cáscaras delgadas miden 40 a 60 por 20 a 25 μ m y



contienen un embrión desarrollado cuando salen de las heces del hospedador (Soulsby, 1988).

1.8.2.1. Signos clínicos.

Producen erosión de la mucosa intestinal y contenido de líquidos, sus síntomas son anorexia, pérdida de peso, diarrea, anemia moderada, sus brotes espontáneos están asociados con una enteritis catarral de la región superior del intestino delgado pero no produce la muerte (Soulsby, 1988) .

1.8.2.2. Vía de infección.

Percutánea, las L3 infestante penetran (durante la ingestión del alimento) en la mucosa de la boca, o directamente a través de la piel der otras partes del cuerpo. También hay transmisión de las madres a los descendientes a través del calostro.

1.8.2.3. Periodo de incubación.

Es de 1 semana (Mehlhatn, 1993).

1.8.2.4. Pre patencia.

Dura1 semana (Mehlhatn, 1993).

1.8.2.5. Patencia.

Es de varios meses (Mehlhatn, 1993).

1.8.2.6. Profilaxis.

Las larvas no resisten a la desecación, se puede prevenir manteniendo los locales limpios y secos de los animales ya que se pueden dar infestaciones prenatales y transcalostrales se debe dar tratamiento antes de la infestación (Soulsby, 1988).



1.8.3. Trichostrongyloidea.

Los nematodos trichostrongílidos son habituales y patógenos para los rumiantes en pastoreo, el abomaso y el intestino delgado son las localizaciones habituales en los rumiantes. Estos vermes pertenecen a la familia Trichostrongylicae, poseen una bolsa caudal bien desarrollada, pero se diferencia de los Strongylicae en que sus cuerpos son delgados y sus bocas diminutas. Estos vermes viven principalmente en el tracto gastrointestinal, se incluyen en este grupo algunos de los nematodos más importantes de los animales domésticos (Borrero, 1976).

1.8.3.1. Identificación.

Reciben el nombre de gusanos capilares y gusanos de diarrea negra, tiene una cabeza pequeña, sin cápsula bucal ni papilas cervicales. Las espículas son de colores castaños, cortos, robustos y rígidos y tienen un gubernáculo. La vulva de la hembra se halla a corta distancia de la parte media del cuerpo y generalmente tiene labios prominentes. Los úteros son anfidelfos (opuestos), hay un ovoyector y los huevos son elipsoidales, de pared delgada y en segmentación cuando son opuestos (Bowman, 2011).

Son vermes filamentosos muy pequeños de menos de 7 mm de longitud, son dilataciones cefálicas y prácticamente sin cápsula; las espículas son cortas, curvadas y por general puntiagudas. *Trichostrongylus axei* parasita el estómago o abomaso de un amplio rango de hospedadores incluyendo los rumiantes, caballos leporidos (Borrero, 1976).

1.8.3.2. Etiología.

Son nematodos filiformes de pequeño tamaño, no sobrepasan los 3 a 4 cm de longitud, carece de cápsula bucal, la cutícula es lisa o estriada, incluyen especies parásitas del cuajar e intestino delgado, son vermes pequeños (5 - 8 mm) o finos y de color pardorrojizo, los machos tienen las espículas cortas, robustas y retorcidas (Cordero, 2002).

1.8.3.3. Ciclo biológico.

El ciclo es directo, en una fase endógena en la cual el hospedador ingiere las larvas de tercer estadio con la hierba en cuajar o intestino delgado la larva 3 sale de la vaina las que se introducen en las glándulas gástricas don de mudan a L4 saliendo como L5 a la superficie del abomaso, una vez madurando sexualmente da lugar a la cópula tras las hembras empiezan a expulsar los huevos. La fase exógena se da cuando son eliminados al medio ambiente con las heces que sirve de aislamiento y protección en el interior se forma la L1 se sale del huevo y muda a L2 esta L3 o forma infectante (Balcácer, 2009) .

Los huevos se eliminan con las heces y ordinariamente eclosionan en el suelo emergen de ellos el primer estadio larvario que se alimenta de los microorganismos de las heces, muda al segundo estadio que también se alimenta de los microorganismos y después a larva de tercer estadio que se halla recubierta de la cutícula desprendida de la larva del segundo estadio y no se alimenta. El tercer estadio larvario emigra a la vegetación en donde es ingerido por el hospedador definitivo. En el tracto gastrointestinal pierden su cubierta y mudan al cuarto estadio larvario y después de nuevo al estado adulto, permaneciendo todo el tiempo en la luz o pasando un breve tiempo dentro de la mucosa (Borrero, 1976).

Las larvas infectantes de tercer estadio de *trichostrongylus spp.* sobreviven en el pasto durante el invierno y los rumiantes se exponen a la infección cuando salen a pastar en primavera, según el clima se vuelve más cálido, las larvas infectantes mueren, y al llegar verano la generación que hibernado se ha extinguido. La producción de huevos de nuevas infecciones rápidamente vuelve a contaminar el pasto hasta producir la nueva población de *Trichostrongylus* (Bowman, 2011).

1.8.3.4. Vía de infestación.

Oral mediante la ingesta de la L3 con vaina junto con la hierba (Mehlhatn, 1993).

1.8.3.5. Periodo de incubación.

Inicia con la pre ingesta 14 días (Mehlhatn, 1993).

1.8.3.6. Pre patencia.

De 7 a 21 días (Mehlhatn, 1993).

1.8.3.7. Patencia.

De pocos meses hasta 1 año Importancia.

Las infecciones de *Trichostrongylus* son asintomáticas, cuando son masivas estos parásitos son capaces de producir una diarrea acuosa prolongada y debilitante, especialmente en el ganado ovino, bovino y caprino estresado y malnutrido. Al principio las heces son semisólidas pero se vuelven acuosas y de color verde acuoso (disentería negra) y mancha la lana de los cuatro traseros. Una parte de las heces se acumula en masas de tamaño de un guisante hasta un huevo (cerezas negras, Borlas), son vermes muy pequeños que depositan pocos huevos y además las heces están muy diluidas en agua (Bowman, 2011).

1.8.4. Metastrongyloidea.

Se localiza en los bronquios y bronquiolos del cerdo, oveja y otros rumiantes, el macho mide hasta 58 mm son blancos y tienen 6 pequeños labios o papilas alrededor de la abertura oral, la bolsa del macho es pequeña, el radio anterolateral es largo y presenta el extremo abultado los labios mediolateral y posterolateral están unidos y radio dorsal está muy reducido. La vulva se abre en las proximidades del ano y la vagina tiene 38 - 41 μm tiene una pared gruesa y arrollada, los huevos son eliminados en las heces del hospedador y eclosionan después de ser ingeridos por el hospedador intermediario, la larva en el primer estadio mide de 0,25 a 0.3 mm; sus células intestinales están repletas de gránulos opacos, el extremo posterior esta curvado y la punta cola redonda o hinchada, esta puede vivir por lo menos 3 meses en el medio ambiente pero no es infestante y sigue su ciclo evolutivo tras haber sido

ingerido por lombriz de tierra. Las larvas se desarrollan en los vasos sanguíneos de las paredes del esófago y proventrículo de hospedador intermediario y espacios hemáticos de dicho órganos y alcanzan el estado infestante en 10 días tras sufrir dos mudas y tener la segunda cutícula como vaina (Soulsby, 1988).

1.8.4.1. Ciclo vital

Los huevos se desarrollan en los pulmones del hospedador y la larva de primer estado que salen con las heces miden de 0.25 a 0.33 mm, el extremo de la cola tiene un contorno ondulado desprovisto de espina dorsal, la larva de primer estado penetra por la piel del caracol hasta el estado infestante, requiere de 12 a 14 días y dos mudas, el hospedador final se infesta ingiriendo el caracol con su comida, la larva pasa a los pulmones del trasmisión transplacentaria encontrándose larvas en el hígado y pulmones del feto y corderos recién nacidos (Soulsby, 1988).

1.8.4.2. Patogenia.

Viven en los bronquiolos pequeños que provocan una área inflamatoria local, el exudado llena los alveolos situados distalmente de los parásitos y el proceso inflamatorio se disemina a los tejidos peribronquiales, el epitelio de alveolos y bronquiolos se descama, los vasos sanguíneos se obstruyen y zona se infiltra con células redondas y hay proliferación de tejido conectivo (Soulsby, 1988).

1.8.4.3. Profilaxis.

Se debe eliminar los caracoles como hospedadores intermediarios (Mehlhatn, 1993).

1.8.5. Trichuris

Se caracterizan por tener un cuerpo diferenciado en dos regiones corporales, en una región esofágica que tiene un largo esticosoma y cuyo diámetro es capilar en toda su longitud y un posterior dilatada que se aloja en el intestino y

órganos genitales, en la hembras la vulva se sitúa en la zona inicial, la posterior se arquea ventralmente en tanto que los machos se arrolla en espiral presentando en su extremo posterior una bolsa cuticular de paredes espinosas en la superficie externa en cuyo extremo emerge una única y larga espícula (Gállego, 2006).

1.8.5.1. Identificación.

Los cuerpos de los machos y de las hembras están estructuradas en dos zonas: zona cefálica delgada como un pelo, zona trasera engrosada; los machos con una sola espícula en una vaina, cuya forma denticular se emplea para la identificación de la especie, la vulva se halla en el límite entre la sección gruesa y delgada, el esófago de todos los vermes está envuelto siempre por células esticosómicas (glándulas).

Huevos parduzcos con tapones polares transparentes claramente sobresalientes y frecuentes, los gametos dividen casi siempre 4 – 8 cm, se hospedan casi siempre en el ciego y en el colon; el extremo cefálico penetra en la mucosa (Mehlhatn, 1993).

Los trichuris se encuentran solo en mamíferos, el cuerpo adulto tiene forma de látigo, con el extremo anterior fino, como un pelo, e incrustado en la pared del intestino grueso, el extremo posterior es grueso y se encuentra libre en la luz, los huevos tienen forma de limón con un polo en cada extremo y contienen una única célula cuando salen por las heces, el macho tiene una vaina espicular espinosa (Bowman, 2011).

1.8.5.2. Ciclo biológico.

Los huevos que se eliminan en las heces contienen una única célula y no son infectantes, aproximadamente en un mes se desarrolla dentro del huevo la larva infectante de primer estadio aunque no eclosiona a menos que sea deglutida por un hospedador adecuado. El huevo infectante es muy resistente por lo que los animales confinados en ambientes contaminados tienden a volver a infectarse después de tratamiento. Una vez que los huevos son ingeridos todo el desarrollo se produce en el epitelio del intestino (no hay

migración intestinal). El periodo de pre patencia de trichuris vulpis en el perro es ligeramente inferior a 3 meses, en el ganado vacuno es de 3 meses y en el porcino de unos 45 días (Bowman, 2011).

1.8.5.3. Síntomas de la enfermedad.

La patogénesis es polémica, pero sin duda alguna, una fuerte infestación provoca inflamaciones intestinales, los animales jóvenes fuertemente infestados muestran diarrea, adelgazamiento progresivo, colitis, eventualmente edemas en las regiones del cuello y tórax (Mehlhatn, 1993).

1.8.5.4. Vía de infestación.

Oral, por la infestación de los huevos contaminados L2 infectantes, los huevos tienen capacidad infestante durante meses hasta años y pueden invernar también en el exterior (Mehlhatn, 1993).

1.8.5.5. Periodo de incubación.

Este inicia de 1 a 2 semanas (Mehlhatn, 1993).

1.8.5.6. Pre patencia.

Es de 2 meses (Mehlhatn, 1993).

1.8.5.7. Patencia.

Esta va de 3 a 4 meses. Alrededor de 1 año (Mehlhatn, 1993).

1.8.5.8. Diagnóstico.

Detección de los típicos huevos por el método de enriquecimiento (Mehlhatn, 1993).

1.8.5.9. Profilaxis



Eliminación periódica de las heces, mantener secos los establos y las jaulas y mantener una higiene general en los alojamientos (Mehlhatn, 1993).

1.8.6. Bunostomum (gusanos ganchudos).

Es una parasitosis producida por *Bunostomum* quien vive en el yeyuno e ilion de los rumiantes, son parásitos hematófagos de 12 - 17 mm (machos) y 20 – 25 mm (hembras) de longitud (Cordero, 2002).

En su extremo anterior esta curvado en dirección dorsal su cápsula dorsal se abre antero dorsalmente es ancha con placas quininosas, en su bases hay un par de lancetas subventrales (Soulsby, 1988).

1.8.6.1. Etiología.

Se caracterizan principalmente por su cápsula bucal dotada de placas cortantes o formaciones dentiformes, las hembras poseen en su extremidad posterior una bolsa copuladora específica de su género que se fijan por succión, con la ayuda de su zona bucal combada en forma de gancho, en la mucosa del duodeno y del íleo y chupan la sangre. Los vermes machos alcanzan una longitud de hasta 2,8 cm. Estas últimas ponen huevos de cáscara delgada que generalmente solo contienen 2 - 4 blastómeros, si bien siempre menos de 16 blastómeros en heces secas. En el exterior, al cabo de una semana (depende de la temperatura) sale la larva 1, la cual en 6 a 8 días se convierte en la L3 (con vaina) con capacidad infestante. Esta puede penetrar activamente por vía percutánea o puede ser engullida con el pienso. Después de pasar por el corazón, el pulmón y el esófago y tras dos mudas, alcanza su madurez después de 5 a 6 semanas posinfestación que alcanza su madurez sexual (Mehlhatn, 1993).

1.8.6.2. Ciclo biológico.

Es directo los huevos miden 85 - 105 x 45 – 60 μm y tienen menos de 16 blastómeros, la infección se produce por vía cutánea u oral, en el primer caso

hay emigración hacia el corazón, pulmón, y posterior deglución de las larvas 4 hasta el intestino (Cordero, 2002).

1.8.6.3. Patogenia.

Está marcada por la extracción de sangre que realizan preadultos y adultos fijados en la mucosa entérica, la parasitosis se caracteriza por anemia, hipoproteïnemia, hipocolesterinemia y edema acompañado de cuadro diarreico intermitente (Cordero, 2002).

1.8.6.4. Síntomas de la enfermedad.

Sus síntomas son anemia progresiva, hidremia y edema que se produce región intermandibular la diarrea es infrecuente y heces color oscuro por presencia de pigmentos hemáticos. Los animales se lamen (manía de lamerse las patas como reacción a las L3 penetradas), anemia, adelgazamiento, cólicos, diarreas alternando con constipación, flatulencia, deyecciones de color oscuro por la sangre mezclada en ellas, edemas en la región cutánea, neumonías a causa del parásito por los pulmones en los primeros 8 días pos infección (Mehlhatn, 1993).

Además del dolor abdominal, erizamiento de pelo, palidez de las mucosas, postración, muerte, se pueden observar signos de dermatitis alérgica en el espacio interdigital (vacunas) y en las zonas axilares e inguinales (corderos) (Cordero, 2002).

1.8.6.5. Vías de infestación.

Percutánea u oral por la penetración de L3, las cuales se despojan de su vaina en el momento de la penetración (Mehlhatn, 1993).

1.8.6.6. Periodo de incubación.

Los síntomas pulmonares aparecen ya en la primera semana posinfestación (Mehlhatn, 1993).

1.8.6.7. Pre patencia.

De 30 a 55 días (Mehlhatn, 1993).

1.8.6.8. Patencia.

Un año como mínimo (Mehlhatn, 1993).

1.8.6.9. Diagnóstico.

Detección de los huevos de la cáscara delgada (Mehlhatn, 1993).

1.8.6.10. Profilaxis

Como las L3 infestantes mueren en 3 días en ambiente seco, hay que procurar eliminar con cal (Mehlhatn, 1993).

1.8.7. Nematodirus.

1.8.7.1. Etiología.

Este gusano se localiza en el intestino delgado, el macho tiene una longitud de 8 - 16 mm y la hembra de 19 – 25 mm, presentando un ensanchamiento de la cutícula que forma una vesícula cefálica pequeña. Las espículas son delgadas, muy largas y aparecen fusionadas en su parte distal (Cordero, 2002).

Son gusanos grandes con su porción filiforme, la cutícula del extremo anterior dilatada y posee de 14 a 18 surcos longitudinales en su cutícula corporal, la bolsa copuladora del macho tiene lóbulos laterales alargados recubiertos por protuberancias cuticulares redondeadas u ovals, la cola de la hembra es corta y truncada con el apéndice terminal delgado la vulva se abre en el borde posterior del cuerpo, sus huevos son grandes y salen al exterior con las heces del hospedador con ocho células en su interior.

El cuerpo de estos tricostrongídeos es muy delgado y adelgazado anteriormente, con el extremo anterior dilatado. La boca es circular y tiene una corona cuticularizada, denticulada, aserrada, detrás de la cual hay un círculo



interno de seis papilas grandes seguido de otro externo de 8 papilas grandes (Soulsby, 1988).

1.8.7.2. Ciclo vital.

Es directo, los animales parasitados excretan con su heces huevos tienen forma ovoide, son incoloros y de cáscara fina, su tamaño oscila entre 70 - 100 μm de longitud por 40- 60 μm de anchura, que salen en la fase de blástulas con un número variable de blastómeros, la excreción de los huevos es variable y depende del hospedador (edad, estado inmunitario, consistencia fecal) y del parásito (prolificidad de las hembras) (Cordero, 2002).

Los huevos que salen con heces se desarrollan en ambientes adecuados y de dos a tres meses se forman la larva infestante del tercer estado, la infestación en los pastos depende de la eclosión y traslado de las larvas infestantes en la hierba bajo las condiciones ambientales adecuadas las larvas son ingeridas y penetran en la mucosa intestinal entre las vellosidades y mudan al cuarto estadio larvario en el cuarto día, luego abandonan la mucosa entre los días 4 a 6 y otras a los 10 días y realizan la última muda antes de dejar la mucosa el periodo prepatente es de 15 días (Soulsby, 1988).

1.8.7.3. Síntomas clínicos.

En el periodo prepatente están asociados a las larvas de la mucosa, se produce inapetencia y en unos pocos días (10 a 11 postinfestación) enteritis aguda, anorexia, diarrea verde negruzca que más tarde se hace amarillenta, deshidratación y postración (Soulsby, 1988).

1.8.7.4. Diagnóstico.

Aparición de enteritis aguda se presenta durante el periodo prepatente. (Soulsby, 1988).

1.8.7.5. Profilaxis.

No llevar a los animales a pastos que ya fueron ocupados, el arado y la repoblación reducen los niveles de infestación (Soulsby, 1988).

1.8.8. Ancylostomiasis (anquilostomiasis).

Es una helmintiasis intestinal de curso subagudo o crónico, caracterizada clínicamente por la adinamia, caquexia progresiva, anemia, epistaxis y trastornos tróficos de la piel (Levine, 1978).

Siendo nematodos de pequeño tamaño (10 – 20 mm) y su cuerpo relativamente robusto (0,8 mm) cuya cápsula bucal infundibuliforme está provista de dos paredes de colmillos y cuyo extremo caudal termina en una aguda formación de aspecto espinoso. Los tubos ovárico-uterinos arrollados alrededor del intestino que ocupan toda cavidad en general en región esofágica. Los machos son más pequeños y más finos (8 - 11 mm x 0,4 - 0,5 mm) se distinguen por la presencia de la bolsa copulatriz terminal de aspecto cónico y trilobulada cuyo lóbulo dorsal, está sostenido por una costilla o radio musculoso que se divide en su parte terminal en dos cortas ramas de ápice tridigitados y de la que emergen dos largas espículas finas y puntiagudas. Sus huevos tienen una fina cubierta y contorno oval que encierran de 4 a 8 blastómeros cuando son eliminados con las heces del sujeto parasitado y miden 56 - 66 x 36- 42 μm (Gállego, 2006).

1.8.8.1. Etiología.

El agente causal es un nematodo estrogilido de la familia Ancylostomidaela característica más sobresaliente es la cápsula bucal armada con seis dientes, en su forma adulta estos vermes vive en el intestino delgado del perro que es su huésped habitual donde unas hembras ponen sus huevos que son eliminados hacia el medio externo de las heces, estos huevos de unos 60 μm de largo por 40 μm de ancho son elípticos de cáscara fina y encierran el blastómero en fase de división (Borrero, 1976).



1.8.8.2. Ciclo biológico.

Se localiza en el intestino delgado, las hembras depositan alrededor de 16000 huevos por día, los huevos recién eliminados con 6 -8 blastómeros deben tener condiciones adecuadas de temperatura, humedad y oxígeno para el desarrollo de la larva1,, mudando dos veces en medio se convierte en L-III que miden 630 μm y son infestantes (Cordero, 2002).

1.8.8.3. Síntomas.

Se presenta con anemia ligera, compensada por la respuesta medular; hasta síntomas respiratorios, alteraciones cutáneas y moderada pérdida de peso y apetito. Se caracteriza por disnea y heces diarreicas de color negruzco con presencia de edema y ascitis (Cordero, 2002).

1.8.8.4. Diagnóstico

Se realiza por método de flotación y determinación del valor del hematocrito (Cordero, 2002).

2. MATERIALES Y MÉTODOS

2.1. MATERIALES:

2.1.1. Materiales físicos

- Laboratorio clínico
- Material y reactivos de laboratorio.

2.1.2. Materiales biológicos

- Heces de llamas entre las edades de 3 meses a 6 años (95 llamas).

2.1.3. Materiales químicos

- Solución salina saturada
- Agua destilada
- Tinción de Ziehl- Neelsen

2.1.4. Materiales para el Método de sedimento:

- Láminas portaobjeto y láminas cubre objeto.
- Copas para sedimentación.
- Coladeras.
- Lugol.
- Solución salina saturada.
- Agua destilada.

2.1.5. Materiales para el método flotación:

- Láminas portaobjeto y lámina cubreobjeto
- Pipetas
- Tubos.
- Lugol.
- Filtros de malla fina.

2.1.6. Materiales para tinción de Ziehl- Neelsen:

- Láminas porta y cubreobjetos.

- Metanol.
- Carbol Fucsina.
- Ácido sulfúrico.
- Azul de metileno o verde malaquita.

2.2. MÉTODOS

2.2.1. Área de investigación.

La investigación se llevó a cabo en el laboratorio clínico de la facultad de Ciencias Agropecuarias de la Universidad de Cuenca ubicada en Avenida 12 de Octubre y Diego de Tapia, en la ciudad de Cuenca, provincia del Azuay, de la República del Ecuador. La ciudad de Sigsig está ubicado en la parte centro oriental de la provincia del Azuay, a una altitud de 2.640 m.s.n.m. y una temperatura entre 15 -20°C; limita al norte con los cantones Gualaceo y Chordeleg; al este con los cantones San Juan Bosco y Gualaquiza pertenecientes a la provincia de Morona Santiago; al sur, con los cantones Gualaquiza de Morona Santiago y Nabón; y, al oeste con los cantones Girón y Cuenca.



Figura 1. Mapa geográfico del Cantón Sigsig.

Fuente: Ilustre Municipalidad de Sigsig. 2011.

2.2.2. Población.

Para la presente investigación se tomó como muestra heces de llamas, entre las edades de 3 meses a 6 años en el cantón Sigsig; comprendidas entre las parroquias de Guel; Cuchil, Jima y Sigsig con un total de 95 animales obtenidos según cálculos estadísticos

Cuadro 1. Muestra de animales obtenidos de la fuente Ilustre municipalidad de Sigsig.

Parroquias	Población estudiada
Guel	33
Sigsig	42
Cuchil	10
Jima	10
Total	95

2.2.3. Muestra.

Se tomó heces frescas evacuadas de todos los animales, las mismas que fueron transportadas para ser analizadas en el laboratorio clínico de la Facultad de Ciencias Agropecuarias con una muestra representativa de 95 llamas entre hembras y machos, cuyas edades oscilan entre los 3 meses a los 6 años de edad, con el 0.05 O 5% de error estadístico.

Los pasos seguidos en la presente investigación fueron:

2.2.4. Protocolo de recolección de muestras.

Para la recolección, conservación y envío de las muestras al laboratorio, se tuvo presente:

- Toda muestra se remitió rotulada correctamente respecto a la edad, sexo y procedencia.
- Las muestras se obtuvieron de animales vivos en distintos lugares.
- Para evitar que las muestras se sequen y lograr una adecuada conservación, fueron depositados en termos con material refrigerante.
- Para la recolección de las muestras se utilizó material limpio y seco.

- Los envases utilizados para el envío de muestras fueron irrompibles, herméticos, de color oscuro y de dimensiones adecuadas. Las precauciones que se tomen con las muestras fueron, temperatura del ambiente, transporte y duración del viaje; el tiempo entre la obtención de la muestra y su llegada al laboratorio no pase más de 24 horas.
- Todas las muestras fueron rotuladas correctamente en el lugar de obtención de la misma con la edad, sexo y el origen de los animales de donde procedieron las muestras (Cordero, 2002).

2.2.4.1. Técnicas realizadas en el laboratorio.

Se realizó los métodos de flotación, sedimentación y la tinción de Ziehl-Neelsen para todas las edades estudiadas.

a) Métodos de concentración por sedimentación.

El examen parasitológico de heces conocido como examen coproparasitario, es un conjunto de técnicas diagnósticas que constituyen la indicación metodológica para la identificación de la mayoría de las enteroparasitosis causadas por protozoarios, helmintos o nematodos.

La indicación de un examen coproparasitario, debe tener en cuenta las características del cuadro clínico que presenta el paciente y debe atender al parásito que se sospecha, teniendo como premisa que esta metodología es útil para protozoarios y helmintos, cuyas formas evolutivas (trofozoitos, quistes, ooquistes, huevos, larvas, adultos) se emiten con las materias fecales (Arévalo, 2005).

Para obtener resultados satisfactorios de un examen coproparasitario, se cumplió con los siguientes requisitos:

- Solicitud de Examen coproparasitario.
- Preparación del paciente.
- Muestra correctamente obtenida.
- Muestra seriada (3 muestras mínimas de materia fecal).

La sedimentación de parásitos intestinales en heces se logró por centrifugación ligera o por gravedad del material fecal, conduciendo a la recuperación de todos los protozoarios, huevos y larvas, especialmente huevos de trematodos. Se concentró bien estas formas y se eliminó bastantes detritus orgánicos. Aunque se inactivan las formas móviles de los protozoarios, se mantiene la integridad de los organismos. Es efectivo aún en heces con cantidades excesivas de grasas y pueden observarse la mayoría de los quistes de protozoarios, así como huevecillos y larvas de helmintos, incluyendo los huevos con opérculo (Rodríguez & Cob, 2007).

Procedimientos este método de concentración por sedimentación se fundamenta en la precipitación de huevos y quistes de parásitos, cuando estos se encuentran en soluciones de menor densidad.

Técnica de sedimentación rápida:

- Emulsionar una muestra de heces en 10 a 20 volúmenes de agua destilada.
- Filtrar el preparado a través de un colador, hacia una copa cónica y completar con agua el volumen de la copa.
- Dejar en reposo durante 10'.
- Eliminar el sobrenadante volver a completar el volumen con agua. Repetir el paso anterior por 3 o 4 veces.
- Extraer el sedimento con una pipeta y observar al microscopio entre láminas y laminilla.

b) Métodos de concentración por flotación.

Se dispersa una suspensión de material fecal en una solución de mayor densidad que los huevos de los parásitos. El método de concentración por flotación se fundamenta en la separación de las estructuras parasitarias mediante el empleo de soluciones de densidad intermedia, que permite la flotación de huevos y/o quistes y la sedimentación de restos fecales. Este método no es conveniente para la obtención de trofozoitos y larvas de

nematodos cuyas estructuras se alteran por la solución que emplean (Coffin, 1945).

Técnica:

- Se colocó en un mortero una cantidad de heces (2 gramos).
- Se agregó varias gotas para humedecer y triturar las heces.
- Luego se agregó la solución de agua destilada.
- Revolver con la mano del mortero hasta lograr una suspensión de las heces.
- Luego verte el contenido a través de un colador a otro recipiente.
- Luego colocamos un cubreobjeto en la superficie del recipiente durante 10 minutos
- Y finalmente con una pinza se retira el cubreobjetos con la parte húmeda hacia el porta objetos.
- Procediendo al examen microscopio.

c) Diagnóstico de cryptosporidium.

Cryptosporidium es un parásito protozoario perteneciente a la familia de los coccidios. Es un agente patógeno, asociado con enteritis severa y quizá con colitis en pacientes inmunocomprometidos y diarrea auto limitada en el hospedero inmunocompetente. Aunque la prevalencia de la enfermedad en el humano no es conocida, los recientes estudios sugieren que es una causa común de diarrea en el mundo, particularmente en la gente joven.

La forma diagnóstica en materia fecal de Cryptosporidium corresponde a la forma de ooquiste, que aparece como una estructura esférica o ligeramente ovoidal que mide de 4 a 6 micras de diámetro. Cuando se observa con microscopía de contraste de fases se ve que poseen una doble pared y una estructura interna formada por 4 esporozoitos vermiformes y cuerpos residuales que no son claramente visibles. Pueden observarse varios tipos de ooquistes: oosquistes no esporulados y ooquistes esporulados, en los cuales en muchos casos es posible observar los esporozoitos como líneas

transversales claras y el cuerpo residual como una mancha oscura excéntrica cuando están teñidos con Zielh-Neelsen modificado.

Procedimientos para el diagnóstico de *Cryptosporidium* se utiliza la técnica de Kinyoun o de Ziehl Neelsen modificada.

Coloración de Kinyoun:

- Se realizó un extendido de la muestra de heces en láminas previamente desengrasadas y secar a temperatura ambiente.
- Fijar con Metanol durante 5 a 10 minutos.
- Colorear con carbol fucsina concentrada (fucsina básica: 1 g; etanol: 10 ml y fenol al 5%: 90 ml), con este colorante se deja 10 a 20 minutos.
- Luego se lava 2 minutos con agua corriente.
- Decolorar con ácido sulfúrico al 7%, para luego lavar durante 2 minutos con agua corriente
- El colorante de contraste es el verde malaquita al 5% (verde malaquita: 5 g; etanol al 10%: 100 ml), dejar 2 minutos. Este colorante puede remplazarse por azul de metileno.
- Se lava 1 minuto con agua corriente y se deja secar.
- Realizar las observaciones al microscopio, utilizando el objetivo de inmersión y el aceite de cedro.
- Los ooquistes de *Cryptosporidium* se observan de color rojo, por ser ácido alcohol resistente (Castro & Bermudez, 1961)

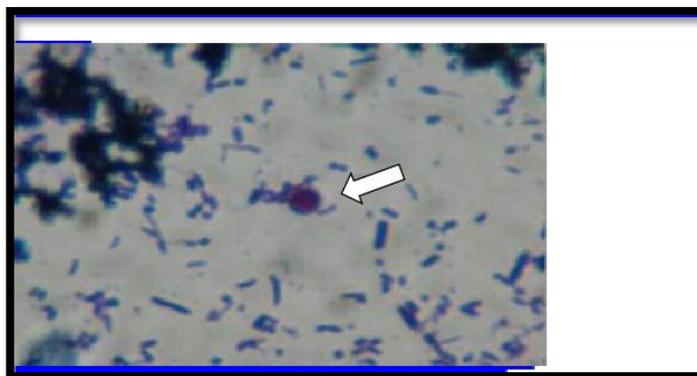


Figura 2. Ooquiste de *Cryptosporidium*.

Fuente: (Lawrence & Orihel, 2007).

Reporte de los resultados:

La carga parasitaria se evaluó de forma cualitativa de acuerdo a los procedimientos operativos estándar (POE) para la coloración de Ziehl-Neelsen modificada, observando el número de ooquistes por campo microscópico, en donde:

- Una cruz (+) significa una carga baja = menos de 5 ooquistes por porta objetos.
- De dos a tres cruces (++ a +++) una carga media = de 5 a 10 ooquistes por campo microscópico.
- Cuatro cruces (++++) una carga alta = 11 o más ooquistes por campo microscópico (Castro & Bermudez, 1961).

2.2.5. Procedimientos estadísticos.

2.2.5.1. Variables.

- **Sexo.**- Machos y Hembras.
- **Edad.**- Los animales estudiados fueron de las edades de 3 meses a 6 años; para realizar las pruebas estadísticas se aglomeró las edades inferiores al año de edad.
- **Tipos parásitos.**- *Coccidios, criptosporidium, strongyloididae, strongyloides, trichostrongyloidea, metastrongylos. trichuris, bunostomun, nematodirus, ancilostomas.*
- **Lugar presencia del parásito.**- En las parroquias de Guel, Cuchil, Jima y Sigsig.

2.2.5.2. Pruebas estadísticas a realizarse:

- Muestra por área y conglomerados.
- Porcentajes y frecuencias.
- Prueba X^2 .
- Gráficos y cuadros.

3. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

3.1. RESULTADOS

Cuadro 2. Frecuencia de la edad con el método de flotación, método de sedimento y método de tinción de Ziehl-Neelsen.

Edad de los animales		
Edad/Años	Frecuencia	Porcentaje (%)
1	25	26,3
2	7	7,4
3	17	17,9
4	16	16,8
5	29	30,5
6	1	1,1
Total	95	100

El promedio de animales analizados con los tres métodos estudiados nos revela que en relación la edad, con 5 años existió un 30,5%, en tanto que en 6 años de edad un 1,1%.

Cuadro 3. Frecuencia del sexo con el método de flotación, método de sedimento y método de tinción de Ziehl-Neelsen.

Sexo de los animales		
Sexo	Frecuencia	Porcentaje (%)
Machos	20	21,1
Hembras	75	78,9
Total	100	100

De los pacientes analizados con parasitosis el 78,9% son hembras y el 21,1 % macho

Cuadro 4. Frecuencia entre procedencia y método de flotación, método sedimento y método de tinción de Ziehl-Neelsen.

Parroquia	Lugar o procedencia	
	Frecuencia	Porcentaje (%)
Cuchil	10	10,5
Jima	10	10,5
Guel	33	34,7
Sigsig	42	44,2
Total	95	100

Los promedios de la frecuencia de acuerdo a la procedencia; Sigsig nos da un porcentaje del 44,2 % y las parroquias de Cuchil y Gima con un 10,5 %.

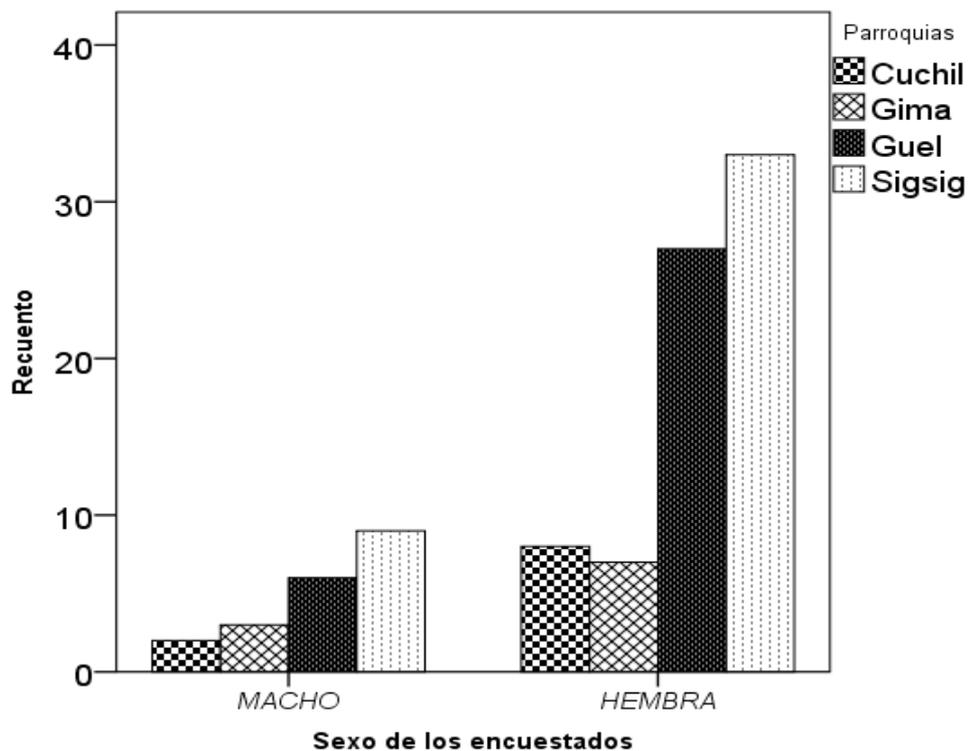


Figura 3. Porcentaje de infección parasitaria en llamas de la parroquia Sigsig según el sexo.

Cuadro 5. Casos positivos y negativos con edad de los encuestados con el método de flotación.

Resultados con el método de flotación						
Edad/Año	Negativos	Porcentaje (%)	Positivos	Porcentaje (%)	Total	Porcentaje (%)
1	21	25,6	4	30,8	25	26,3
2	6	7,3	1	7,7	7	7,4
3	14	17,1	3	23,0	17	17,9
4	11	13,4	5	38,5	16	16,8
5	29	35,4	0	0,0	29	30,5
6	1	1,2	0	0,0	1	1,1
Total	82	100	13	100	95	100

En el análisis de casos positivos y negativos con respecto a la edad con el método de flotación 35,4 % de casos negativos corresponde a la edad de 5 años y el 25,6 % para los de 1 año; para los casos positivos el 38,5 % corresponde a la edad de 4 años y con un 7,7 % para los animales de dos años.

Cuadro 6. Casos positivos y negativos con respecto al sexo con el método de flotación.

Casos positivos y negativos con el método de flotación							
		Negativo	Porcentaje (%)	Positivos	Porcentaje (%)	Total	Porcentaje %
Sexo	Machos	18	21,9	2	15,4	20	21,1
	Hembras	64	78,1	11	84,6	75	78,9
Total		82	100	13	100	95	100

Con respecto al sexo en el análisis de casos positivos y negativos para las hembras, el 78,1 % corresponde a casos negativos y 84,6 % para los casos positivos.

Cuadro 7. Casos positivos y negativos con respecto al lugar con el método de flotación.

Casos positivos y negativos con el método de flotación							
		Negativos	Porcentaje (%)	Positivos	Porcentaje (%)	Total	Porcentaje (%)
Parroquias	Cuchil	7	8,5	3	23,1	10	10,5
	Jima	7	8,5	3	23,1	10	10,5
	Guel	32	39,1	1	7,7	33	34,8
	Sigsig	36	43,9	6	46,1	42	44,2
Total		82	100	13	100	95	100

En relación a los casos positivos y negativos con respecto a las cuatro parroquias, para el Sigsig el 43,9 % corresponde a casos negativos, con un 46,1 % de casos positivos; y para Guel representa el 7,7% para los casos positivos

Cuadro 8. Casos positivos y negativos en la edad de los encuestados con el método de sedimento.

Casos positivos con método de sedimento						
Edad/Años	Negativos	Porcentaje (%)	Positivos	Porcentaje (%)	Total	Porcentaje (%)
1	18	26,5	7	26,0	25	26,3
2	4	5,9	3	11,0	7	7,4
3	14	20,6	3	11,0	17	17,9
4	9	13,2	7	26,0	16	16,8
5	22	32,3	7	26,0	29	30,5
6	1	1,5	0	0,0	1	1,1
Total	68	100	27	100	95	100

Al realizar el método de sedimento para los animales de 5 años de edad, se encontró el 32,3 % de casos negativos. El cuanto a los casos positivos el 26,0 % corresponde a los de 1 año de edad.

Cuadro 9. Casos positivos y negativos con respecto al sexo de los encuestados con el método de sedimento.

Casos positivos y negativos con el método de sedimento							
		Negativos	Porcentaje (%)	Positivos	Porcentaje (%)	Total	Porcentaje (%)
Sexo	Macho	12	18,0	8	30,0	20	21,0
	Hembra	56	82,0	19	70,0	75	79,0
Total		68	100	27	100	95	100

En método de sedimento de acuerdo a los caso negativos el 82,0 % comprende a hembras y el 18,0 % para machos; y para los casos positivos el 70,0 % para hembras y 30,0 % para machos.

Cuadro 10. Casos positivos y negativos con respecto al lugar con el método de sedimento.

Casos positivos y negativos con método de sedimento							
		Negativo	Porcentaje (%)	Positivo	Porcentaje (%)	Total	Porcentaje (%)
Parroquias	Cuchil	9	90,0	1	10,0	10	100
	Jima	7	70,0	3	30,0	10	100
	Guel	25	75,8	8	24,2	33	100
	Sigsig	27	64,3	15	35,7	42	100
Total		68		27		95	

El método de sedimento Sigsig ocupa el primer lugar con 35,7 % de casos positivos y 64,3 % negativos; para la parroquia Cuchil el 10,0 % fueron positivas y el 90,0 para los negativos.

Cuadro 11. Casos positivos y negativos con edad la edad de los encuestados con el método de tinción de Ziehl-Neelsen.

Casos positivos y negativos tinción de Ziehl-Neelsen						
Edad/ Años	Negativos	Porcentaje (%)	Positivos	Porcentaje (%)	Total	Porcentaje (%)
1	9	19,6	16	32,7	25	26,3
2	3	6,5	4	8,2	7	7,4
3	11	23,9	6	12,2	17	17,9
4	8	17,4	8	16,3	16	16,8
5	15	32,6	14	28,6	29	30,5
6	0	0	1	2,0	1	1,1
Total	46	100	49	100	95	100

El método de tinción de Ziehl-Neelsen para la edad de 5 años para los negativos, alcanzó al 32,6 %; y para los de 2 años el 6,5 %; para los casos positivos el 28,6 % corresponde para la edad de 5 años y el 8,2 % para los de 2 años.

Cuadro 12. Casos positivos y negativos con respecto al sexo con método de tinción de Ziehl-Neelsen.

Casos positivos y negativos con el método de Ziehl-Neelsen							
	Negativos	Porcentaje (%)	Positivos	Porcentaje (%)	Total	Porcentaje (%)	
Sexo	Macho	12	26,0	8	16,3	20	21,1
	Hembra	34	74,0	41	83,7	75	78,9
Total		46	100	49	100	95	100

El 74,0 % de casos en hembras son negativos y un 83,7 % son positivos.

Cuadro 13. Casos positivos y negativos con respecto al lugar con el método de tinción de Ziehl-Neelsen.

Casos positivos y negativos con el método de tinción de Ziehl-Neelsen						
Parroquias	Negativo	Porcentaje (%)	Positivo	Porcentaje (%)	Total	Porcentaje (%)
Cuchil	5	50,0	5	50,0	10	100
Jima	6	60,0	4	40,0	10	100
Guel	13	39,4	20	60,6	33	100
Sigsig	22	52,4	20	47,6	42	100
Total	46		49		95	

Con relación a las 4 parroquias estudiadas, para los casos negativos Sigsig presenta el 52,4 %, y para los casos positivos el 60,6 % corresponde a la parroquia Guel.

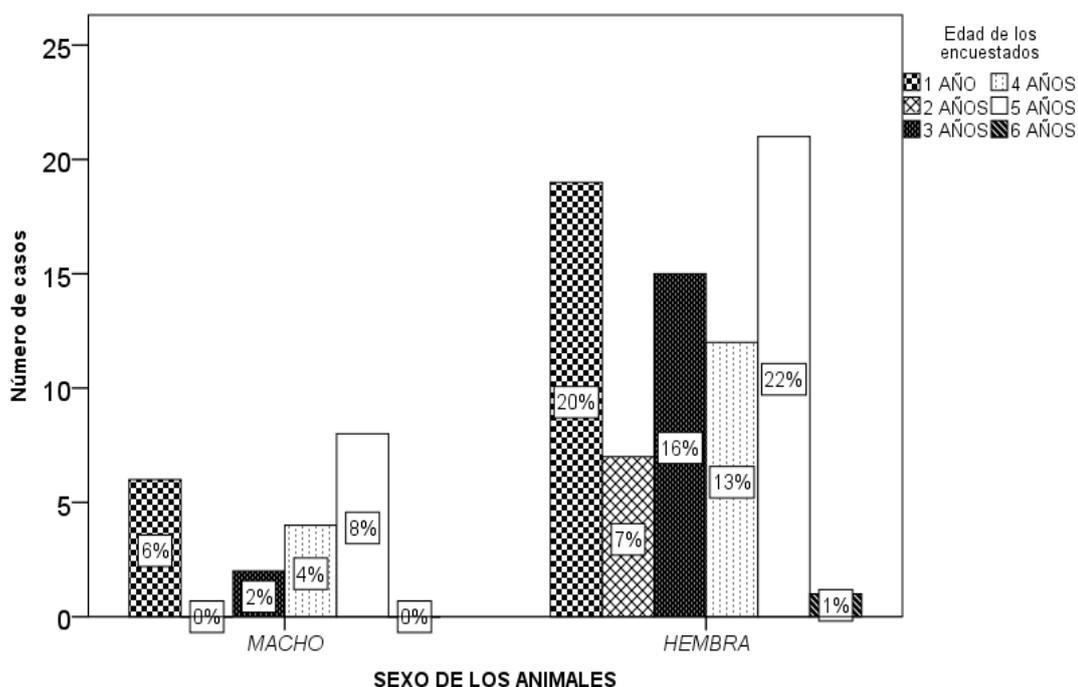


Figura 4. Porcentaje de llamas de la parroquia Sigsig en relación de casos positivos y negativos con la edad y sexo con método de Ziehl-Neelsen.

Cuadro 14. Frecuencia del tipo de parásito con relación al método de flotación.

Parásito	Tipo de parásito		
	Frecuencia	Porcentaje (%)	Porcentaje (%) acumulado
Negativo	82	86,3	86,3
Strongiloides+++	2	2,1	88,4
Strongiloides+	2	2,1	90,5
Trichostrongilos+	2	2,1	92,6
Trichostrongilos++	1	1,1	93,7
Coccidias +	3	3,2	96,8
Más de un parásito	3	3,2	100,0
Total	95	100	

Con la técnica realizada entre la frecuencia de edad y método de flotación, el 86,3 % de casos son negativos, con el 3,2 % de coccidias + y más de un parásito; por lo consiguiente el 2,1 % para strongiloides +++, y para trichostrongilos ++ con el 1,1%.

Cuadro 15. Frecuencia del tipo de parásito con el método de sedimento.

	Tipo de parásito		
	Frecuencia	Porcentaje (%)	Porcentaje (%) acumulado
Negativo	68	71,6	71,6
Strongilos +	2	2,1	73,7
Strongilos++	2	2,1	75,8
Trichuris +	1	1,1	76,8
Trichuris ++	5	5,3	82,1
Bunostomun+	1	1,1	83,2
Anquilostomas+	1	1,1	84,2
Anquilostomas++	1	1,1	85,3
Nematodirus+	1	1,1	86,3
Cocccidias+	4	4,2	90,5
Coccidias ++	6	6,3	96,8
Trichostrongilos++	2	2,1	98,9
Más de un parásito	1	1,1	100,0
Total	95	100	

En la realización del método de sedimento se obtiene un 71,6 % de casos negativos, con un 6,3 % de coccidias ++ 5,3 % trichuris ++ y más de un parásito con el 1,1 %.

Cuadro 16. Frecuencia del tipo de parásito relacionado con el método de tinción Ziehl-Neelsen.

	Tipo de parásito		
	Frecuencia	Porcentaje (%)	Porcentaje acumulado (%)
Negativo	46	48,4	48,4
Criptosporidium+	22	23,2	71,6
Criptosporidium++	20	21,1	92,6
Criptosporidium +++	7	7,4	100,0
Total	95	100	

El método de tinción de Ziehl-Neelsen para la identificación de criptosporidium spp. obtuvo un porcentaje del 7,4 % con una infección de +++, el 21,1 % ++ y el 23,2 % con +.

Cuadro 17. Prueba del chi-cuadrado para el método flotación, sedimento y tinción Ziehl-Neelsen con relación a la edad.

Métodos	Valor X^2 *	Valor P
Flotación	39,360 n/s	0,118
Sedimento	54,045 n/s	0,692
Tinción	14,909 n/s	0,458

***valores de chi-cuadrado significativo con el 0.05 de significancia**

S/N correspondiente a significativo y no significativo

Con el análisis del Chi-cuadrado para determinar la prevalencia según la edad, con el método de flotación nos da no significativo con un valor P calculado de 0,118; con el método de sedimento se obtiene el 0,692; para el método de tinción Ziehl-Neelsen alcanza al 0,458; todo esto con respecto a los valores de significancia de 0,05 a 0,01.

Cuadro 18. Prueba del chi-cuadrado para el método de flotación, sedimento y tinción de Ziehl-Neelsen con relación al sexo.

Métodos	Valor X^{2*}	Valor P
Flotación	7,465 n/s	0,280
Sedimento	7,465 n/s	0,280
Tinción	2.,847 n/s	0,416

Realizando Ziehl-Neelsen el análisis del Chi-cuadrado para determinar la prevalencia según el sexo con los métodos coprológicos realizados para las 4 áreas del cantón Sigsig; con flotación nos da no significativo con un valor P de 0,280; con el método de sedimento 0,280 y tinción Ziehl-Neelsen 0,416, con respecto a los valores aplicados de significancia de 0,05 a 0,01.

Cuadro 19. Prueba del chi-cuadrado para el método de flotación, sedimento y tinción de Ziehl-Neelsen con relación al lugar.

Métodos	Valor X^{2*}	Valor P
Flotación	50,234 s	0,000
Sedimento	48,640 n/s	0,078
Tinción	19,051 s	0,025

Utilizando el análisis del Chi-cuadrado para determinar la prevalencia según el lugar con los métodos de laboratorio realizados en las 4 áreas del cantón Sigsig, el método de flotación nos dio significativo, con un valor P calculado de 0,000 y para el método de tinción con un 0,025 de significancia; con respecto a los valores de 0,05 a 0,01.

3.2. DISCUSIÓN.

Según Beltrán- Saavedra y colaboradores (2014) en un estudio realizado en la ciudad de la Paz- Bolivia, en 82 Llamas andinas, demostraron que en el 98,2 % de muestras fecales resultaron positivas a endoparásitos, de las cuales el 76,4% correspondió a coccidias; en relación a nemátodos se obtuvo el 96,4%, donde predominó *Nematodirus spp.* con un 69,1%, obteniéndose resultados similares a nuestra investigación.



En una investigación realizada por Cafrune y sus colaboradores (2011); al Noroeste de Argentina realizaron un estudio en 123 hembras donde encontraron 17 casos de *nematodirus spp.* y 64 machos con 4 casos de *nematodirus spp.*, en Perú obtienen 18,6% de llamas con *trichostrongilos*; en tanto que en nuestro estudio se obtienen resultados de menor incidencia.

En un trabajo realizado por Alcaino Héctor en el Altiplano de región de Chile; estudio a 150 llamas, obteniendo el 11,3 % de *trichostrongilos*, 18,7 % de *nematodirus*, y 66,7 % de *trichuris*; nuestra investigación demuestra resultados de menor porcentaje.

En un estudio realizado en el distrito de Macusani en 1319 alpacas para ver la presencia de helmintos mediante el examen coproparasitario obtuvo, que el 26,0 % de la variable edad contribuye un factor de riesgo en animales menores; con un 68,3 % de *nematodirus spp.* y 51,4% de *trichuris spp.*; en nuestro trabajo investigativo los animales comprendidos entre 5 a 6 años de edad manifiestan una incidencia parasitaria de mayor cuantía, respecto a esta variable.

En un estudio realizado en un zoológico (Bui Zoo) de Chile por Cortez, (2006) en 4 ejemplares de llamas por la técnica de flotación simple se identificó un caso positivo de ooquiste de *eimeria spp.*; en tanto que en nuestra investigación se encontró un mayor porcentaje de ooquistes.

Pérez y colaboradores en (2014), resultados esperados en una investigación realizada para observar la presencia de helmintos y eimerias en las alpacas de la comunidades de Ocongate y el Cusco, fue del 68,4 % y 61,5 % respectivamente, para las variables procedencia, ecosistema y sexo, no contribuyen factores de riesgo para la presentación de helmintos; sin embargo, alpacas de 5 meses a 1 año de edad y 1 a 3 años mostraron un riesgo de 2,73 % y 1,45 % mayor, con respecto al grupo etario de 3 años. La prevalencia más alta se presentó con parásitos del genero *nematodirus spp.* con 54,0 %;



para nuestra investigación los resultados antes mencionados tienen relativa semejanza de acuerdo a la variable edad.

En un estudio realizado en la escuela politécnica de Chimborazo en el diagnóstico parasitario en la Comunidad Morocho del Cantón Cotacachi, Proyecto de alpacas de Heifer-Ecuador, ubicada en la Provincia de Imbabura, se determinó que en 90 alpacas, existe una alta incidencia de parásitos gastrointestinales donde se presentaron diferentes especies como: *Eimeria spp.* 67,50 %, *Trichostrongylus spp.* 35,0 %, *Cryptosporidium spp.* 22,50 %, *Nematodirus spp.* 12,5 %, *Trichuris spp.* 12,5 %; que en comparación con los resultados obtenidos en nuestra investigación se obtuvieron datos de menor incidencia.

En una tesis realizada por Contreras (2012), para la presencia de helmintos (nematodos y cestodo) en las alpacas de Macusani- Carabaya, en 1051 hembras y 268 machos, mediante examen coproparasitológico fue de 63,9 +/- 2,6 %. Según el sexo y edad, se observa mayor porcentaje en machos 73,9 %, así como las alpacas de 5 meses a 1 año de edad 77,7 %. Comparando estos resultados con los que corresponden a nuestra investigación podemos indicar que existe una buena relación con los datos relacionados con la variable sexo; en tanto que en relación con la edad presenta diferencias muy significativas con nuestro trabajo por encontrar parasitismo en animales mayores a 5 años. La prevalencia de helmintos entre comunidades Hatun, Phinaya y Queracucho, varió del 60,7 % y 66,6 % respectivamente. Y al analizar los posibles factores de riesgo para la presencia de los helmintos respecto de las variables, procedencia, edad y sexo se halló que alpacas de 5 meses a 1 año y animales de 1 a 3 años presentaron riesgo de 2,93 % y 1,98 % veces respecto a la población. En nuestro trabajo investigativo se determinó la presencia de endoparásitos intestinales en porcentajes un poco inferiores a los valores antes descritos.

En una tesis realizada por Aguilar procesó un total de 1396 muestras. De ellas, 698 eran de madres con crías menores a 30 días y 698 a crías. La



muestras se fijaron en campo y fueron coloreadas y diagnosticadas mediante la Técnica de Zielhl Neelsen Modificado para el diagnóstico de *Cryptosporidium* en el Laboratorio de Microbiología y Parasitología en Universidad Nacional Mayor de San Marcos (Perú), de las 698 madres muestreadas, 34,0 % fueron positivas y 66,0 % negativas a la presencia de *Cryptosporidium*. Comparando con los resultados obtenidos en nuestra investigación podemos demostrar que el porcentaje de *Cryptosporidium spp.* alcanzó al 23,2 %, lo que indica un porcentaje menor con los resultados antes descritos.

4. CONCLUSIONES

De conformidad a los objetivos e hipótesis planteados para la presente investigación llegamos a las siguientes conclusiones:

- Al final del estudio realizado se rechaza la hipótesis planteada, obteniendo porcentajes diferentes de endoparásitos en hembras y machos de diferente edad y procedencia.
- De acuerdo a la procedencia en las cuatro parroquias estudiadas existió mayor parasitismo en la llamas de la parroquia Sigsig con un 44,2 % de incidencia parasitaria.
- Los animales con mayor presencia parasitaria corresponde a los animales entre los cinco años de edad con un 30,5 % y con menor incidencia a los de menor edad.
- Cuantificando los diferentes tipos de parásitos existe la presencia de coccidias con un 3,2 %, y *criptosporidium* + con un 23,2 % en hembras y machos de diferentes edades.

5. RECOMENDACIONES

- Continuar con investigaciones de acuerdo en otras edades y épocas del año para la identificación y tratamiento de nuevas especies parasitarias.
- Informar a la comunidad sobre el manejo de las llamas por la presencia de *criptosporidium* ya que es una enfermedad zoonótica, por la presencia de un alto porcentaje se debe considerar las técnicas correspondientes sobre el manejo de material fecal en llamas para evitar la presencia, debiéndose tomar en cuenta las medidas sanitarias correspondientes; con el manejo adecuado del agua, mejorar y tratar la calidad de los pastos, educar a los productores sobre la infección parasitaria, y a su vez eliminar la población contaminada y representarla por nueva.
- Recomendar a instituciones gubernamentales como el ministerio de agricultura y ganadería, agro calidad o bioseguridad a que tome ya cartas en el asunto para investigar a profundidad la presencia de *criptosporidium* en los población de camélidos que se encuentran habitando en los páramos del Ecuador para evitar la presencia de están terrible agente protozoaria que está ocasionando grandes pérdidas en la salud y producción de esta especies de camélidos, y consecuentemente la prevención de este grave problema parasitario en la salud pública por tratarse de un problema altamente zoonótico.

6. REFERENCIAS BIBLIOGRAFICAS

- Aguilar, R. (2009). Evaluación de la madre positiva a *Cryptosporidium parvum* como factor de riesgo para la presencia de *Cryptosporidium Parvum* en cría de alpacas con diarrea en la provincia de Canchis departamento de Cusco. *Universidad Nacional de Mayor de San Marcos*, 1-61.
- Alcaino, H., & Gorman, T. B. (1991). Helminthiasis gastrointestinal en llamas (lama Glama)de la Región de Chile. 93-96.
- Antony, R., & Eva, C. (2012). Eimeriosis en crías de alpacas: prevalencia y factores de riesgo. *Revista de investigaciones Veterinarias del Perú*, 1-12.
- Arévalo, T. (2005). *Prácticas de parasitología. Laboratorio de parasitología veterinaria*. Facultad de Medicina veterinaria. UNPRG Lambayeque.
- Balcácer, S. F. (2009). En *Atlas de parasitología ovina* (págs. 75-76). Zaragoza: AsisBiomedica S.L.
- Beltrán-Saavedra Fabian, G. A. (2014). EStudio coproparasitario y ectoparasitario en alpacas (*Vicugna pacos* Linnaeus, 1758) de Apolobamba, con nuevos registros de Phthiraptera e Ixodidae. *journal of this Selva Andina Animal Science- Bolivia*, 1-17.
- Borrero, J. (1976). En *Parasitosis de animales* (pág. 106). Argentina: Universitario de Buenos Aires.
- Bowman, G. D. (2011). En *Parasitología para veterinarios* (págs. 93-224). España: El Sevier España S.L.
- Caballero, S. d. (2010). En *Fisiología Veterinaria e introducción a la fisiología de los procesos productivos* (págs. 569-574). México: Universidad Autónoma.
- Cafrune, M., Aguirre, D., & Rickard, L. (2001). First report of *Lamanama chavezi* (Nematoda: Trichostrongyloidea) in LLamas (*Lama Glama*)From Argentina. *Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria*, 161-168.
- Castro, C. A., & Bermudez, G. (1961). En *Técnicas de diagnóstico parasitológico*. Costa Rica: Universidad Autónoma.
- Cid, V. M. (2010). En *Sanidad de alpacas en la etapa neonatal* (págs. 20-26). Madrid: Complutense, S.A.

- Coffin, D. (1945). En *Laboratorio Clínico en Medicina Veterinaria* (págs. 23-29). Mexico: La presa medica mexicana.
- Contreras, S. N. (2012). Helminthiasis en alpacas (*Vicugna pacos*) de dos comunidades de Macusani, Puno, Durante la época seca. *Inv Vet Perú* , 1-24.
- Cordero, D. C. (2002). En *Parasitología veterinaria* (págs. 234-645). España: Madrid.
- Cortes Gutiérrez, M. A. (2006). Identificación de formas reproductivas en paraásitos gastrointestinales en mamíferos nativos presentes en Buin Zoo, Chile. *Universidad de Copcepcion* , 1-60.
- Cynthia, M. (2007). En *Manual merck de veterinaria* (págs. 1943-1500). Barcelona (España): Océano.
- Fierro, & Fabian, O. M. (2010). Diagnostico parasitario, evaluación de eficiencia antihelmíntica y diseño de un plan sanitario parasitológico en la caravana de alpacas de la comunidad de Morochos, Cantón Cotacachi. 1-126.
- Gállego, B. J. (2006). En *Manual de parasitología morfología y biología de los parásitos de interés sanitario* (págs. 65-342). Barcelona: Universidad de Barcelona.
- Lawrence, A. R., & Orihel, T. C. (2007). En *Atlas de Parasitología Humana* (págs. 25-175). Madrid, España: Médica Panamericana. S, A.
- Levine, N. (1978). En *Tratado de parasitología veterinaria*. España: Acribia Zaragoza.
- Martínez, F., & Rodríguez, C. (s.f.). Parásito gastrointst.
- Mehlhatn, H. (1993). En *Manual de parasitología veterinaria* (págs. 153-240). España: Española.
- Pérez, H., & Amanda, C. (2014). Helminthiasis y Eimeriasis en alpaca de dos comunidades de Cusco, Perú. *Inv VetPerú*, 245-253.
- Quiroz, H. (2005). En *Parasitología y enfermedades parasitarias en animales domésticos* (págs. 16-221). Noriega: Limusa S.A de CV.
- Rodríguez, R., & Cob, L. (2007). *Técnicas diagnósticas en parasitología veterinaria*. México: Universidad autónoma de Yucatán.



Soulsby, M. (1988). En *Parasitología y enfermedades parasitarias en los animales domésticos* (págs. 168-231). México: Nuevo editorial INteramericana.



7. ANEXOS

Anexo 1. Formato de hoja de campo a utilizar en la investigación.

N° DE MUESTRA	Número del paciente	Parroquia	Edad del paciente	Sexo del paciente



Anexo 2. Tabulación de datos muestra por área.

Edad	Sexo	Flotación	Sedimento	Tinción	Parroquia
1	Hembra	Strongiloides+++	Negativo	Negativo	Cuchil
1	Hembra	Negativo	Negativo	Negativo	Cuchil
1	Hembra	Strongiloides+++	Negativo	Criptosporidium +++	Cuchil
2	Hembra	Negativo	Negativo	Negativo	Cuchil
2	Hembra	Negativo	Negativo	Criptosporidium++	Cuchil
3	Hembra	Más de un parásito	Negativo	Negativo	Cuchil
5	Hembra	Negativo	Negativo	Criptosporidium +++	Cuchil
5	Hembra	Negativo	Negativo	Criptosporidium++	Cuchil
5	Macho	Negativo	Negativo	Criptosporidium +++	Cuchil
5	Macho	Negativo	Strongilos +	Negativo	Cuchil
1	Hembra	Negativo	Negativo	Criptosporidium+	Gima
3	Macho	Trichostrongilos ++	Trichuris +	Negativo	Gima
3	Hembra	Negativo	Negativo	Criptosporidium+	Gima
4	Hembra	Strongiloides +	Bunostomun+	Negativo	Gima
4	Macho	Negativo	Anquilostomas+	Negativo	Gima
4	Macho	Strongiloides +	Negativo	Negativo	Gima
5	Hembra	Negativo	Negativo	Criptosporidium+	Gima
5	Hembra	Negativo	Negativo	Negativo	Gima
5	Hembra	Negativo	Negativo	Criptosporidium++	Gima
5	Hembra	Negativo	Negativo	Negativo	Gima
1	Hembra	Negativo	Strongilos++	Criptosporidium+	Guel
1	Macho	Negativo	Negativo	Negativo	Guel
1	Hembra	Negativo	Negativo	Criptosporidium +++	Guel
1	Hembra	Negativo	Nematodirus+	Negativo	Guel
1	Hembra	Negativo	Más un parasito	Negativo	Guel
1	Hembra	Negativo	Cocccidias+	Negativo	Guel
1	Macho	Negativo	Negativo	Negativo	Guel
1	Macho	Negativo	Cocccidias ++	Criptosporidium +++	Guel
1	Hembra	Negativo	Negativo	Criptosporidium++	Guel
1	Hembra	Negativo	Negativo	Criptosporidium++	Guel



1	Hembra	Negativo	Negativo	Criptosporidium++	Guel
1	Hembra	Negativo	Negativo	Criptosporidium +++	Guel
1	Hembra	Negativo	Negativo	Criptosporidium +++	Guel
1	Hembra	Negativo	Negativo	Criptosporidium+	Guel
1	Macho	Negativo	Negativo	Criptosporidium++	Guel
1	Macho	Negativo	Negativo	Criptosporidium++	Guel
2	Hembra	Negativo	Trichuris ++	Criptosporidium+	Guel
2	Hembra	Negativo	Strongilos++	Criptosporidium++	Guel
3	Hembra	Negativo	Negativo	Criptosporidium++	Guel
3	Hembra	Negativo	Negativo	Negativo	Guel
3	Hembra	Negativo	Negativo	Negativo	Guel
3	Hembra	Negativo	Trichuris ++	Criptosporidium++	Guel
3	Hembra	Negativo	Negativo	Negativo	Guel
3	Hembra	Negativo	Negativo	Negativo	Guel
3	Hembra	Negativo	Negativo	Criptosporidium+	Guel
3	Hembra	Negativo	Negativo	Criptosporidium+	Guel
3	Hembra	Negativo	Negativo	Negativo	Guel
3	Hembra	Negativo	Negativo	Criptosporidium++	Guel
3	Hembra	Negativo	Negativo	Negativo	Guel
4	Hembra	Coccidias +	Negativo	Criptosporidium++	Guel
5	Macho	Negativo	Negativo	Negativo	Guel
5	Hembra	Negativo	Negativo	Negativo	Guel
6	Hembra	Negativo	Negativo	Criptosporidium+	Guel
1	Hembra	Trichostrongilos +	Negativo	Criptosporidium+	Sigsig
1	Hembra	Negativo	Negativo	Criptosporidium+	Sigsig
1	Macho	Negativo	Cocccidias+	Negativo	Sigsig
1	Hembra	Más de un parásito	Cocccidias+	Criptosporidium++	Sigsig
1	Hembra	Negativo	Negativo	Negativo	Sigsig
2	Hembra	Coccidias +	Coccidias ++	Criptosporidium+	Sigsig
2	Hembra	Negativo	Negativo	Negativo	Sigsig
2	Hembra	Negativo	Negativo	Negativo	Sigsig
3	Macho	Negativo	Negativo	Negativo	Sigsig
3	Hembra	Negativo	Negativo	Negativo	Sigsig

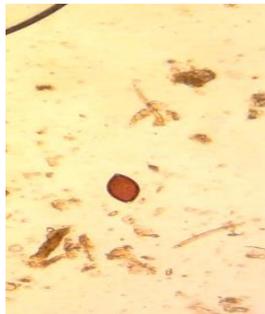


3	Hembra	Más de un parásito	Anquilostomas++	Negativo	Sigsig
4	Hembra	Negativo	Negativo	Criptosporidium+	Sigsig
4	Hembra	Coccidias +	Negativo	Negativo	Sigsig
4	Hembra	Negativo	Coccidias ++	Criptosporidium+	Sigsig
4	Hembra	Trichostrongilos +	Negativo	Negativo	Sigsig
4	Hembra	Negativo	Coccidias ++	Negativo	Sigsig
4	Hembra	Negativo	Negativo	Criptosporidium+	Sigsig
4	Macho	Negativo	Trichostrongilos++	Criptosporidium+	Sigsig
4	Hembra	Negativo	Negativo	Criptosporidium++	Sigsig
4	Hembra	Negativo	Coccidias ++	Criptosporidium+	Sigsig
4	Hembra	Negativo	Negativo	Negativo	Sigsig
4	Macho	Negativo	Negativo	Negativo	Sigsig
4	Hembra	Negativo	Trichuris ++	Criptosporidium++	Sigsig
5	Macho	Negativo	Negativo	Criptosporidium++	Sigsig
5	Hembra	Negativo	Negativo	Negativo	Sigsig
5	Macho	Negativo	Coccidias+	Criptosporidium+	Sigsig
5	Hembra	Negativo	Negativo	Negativo	Sigsig
5	Hembra	Negativo	Negativo	Criptosporidium+	Sigsig
5	Hembra	Negativo	Strongilos +	Negativo	Sigsig
5	Hembra	Negativo	Negativo	Criptosporidium++	Sigsig
5	Macho	Negativo	Negativo	Criptosporidium++	Sigsig
5	Hembra	Negativo	Negativo	Negativo	Sigsig
5	Hembra	Negativo	Negativo	Criptosporidium+	Sigsig
5	Macho	Negativo	Trichuris ++	Negativo	Sigsig
5	Hembra	Negativo	Negativo	Negativo	Sigsig
5	Hembra	Negativo	Negativo	Criptosporidium+	Sigsig
5	Hembra	Negativo	Trichostrongilos++	Negativo	Sigsig
5	Hembra	Negativo	Negativo	Negativo	Sigsig
5	Hembra	Negativo	Coccidias ++	Criptosporidium+	Sigsig
5	Hembra	Negativo	Negativo	Negativo	Sigsig
5	Macho	Negativo	Negativo	Negativo	Sigsig
5	Hembra	Negativo	Trichuris ++	Criptosporidium++	Sigsig

Anexo 3. Animales estudiados.



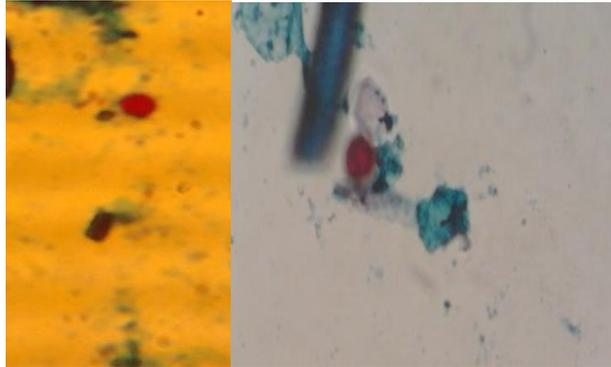
Anexo 4. Trichuris spp.



Anexo 5. Trichostrongilos spp.



Anexo 6. *Cryptosporidium* spp.



Anexo 7. *Metastrongilo* spp.





Anexo 8. Frecuencia del tipo de parásito con relación al método de flotación.

Tablas cruzadas edad de los encuestados							
Tipo de parásito							
Edad de los animales	Negativo	Strongiloides +++	Strongiloides +	Trichostrongilos ++	Coccidias +	Más de parásito	Total
1	21	2	0	0	0	1	25
2	6	0	0	0	1	0	7
3	14	0	0	1	0	2	17
4	11	0	2	0	2	0	16
5	29	0	0	0	0	0	29
6	1	0	0	0	0	0	1
Total	82	2	2	1	3	3	95



Anexo 9. Frecuencia del tipo de parásito con el método de sedimento.

Tablas cruzadas edad de los animales

Edad /Años	Tipo de parásito												Total	
	Negativo	Strongilos +	Strongilos ++	Trichuris +	Trichuris ++	Bunostomun +	Anquilostomas +	Anquilostomas ++	Nematodirus +	Coccidias +	Coccodias ++	Trichostrongilos ++		Más de parásito
1	18	0	1	0	0	0	0	0	1	3	1	0	1	25
2	4	0	1	0	1	0	0	0	0	0	1	0	0	7
3	14	0	0	1	1	0	0	1	0	0	0	0	0	17
4	9	0	0	0	1	1	1	0	0	0	3	1	0	16
5	22	2	0	0	2	0	0	0	0	1	1	1	0	29
6	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1
Total	68	2	2	1	5	1	1	1	1	4	6	2	1	95

**Anexo 10. Frecuencia del tipo de parásito relacionado con el método de tinción de Ziehl-Neelsen.**

Tablas cruzadas edad de los animales					
Tipo de parásito					
Edad/Años	Negativo	Criptosporidium +	Criptosporidium ++	Criptosporidium +++	Total
1	9	5	6	5	25
2	3	2	2	0	7
3	11	3	3	0	17
4	8	5	3	0	16
5	15	6	6	2	29
6	0	1	0	0	1
Total	46	22	20	7	95

8. GLOSARIO

Anemia.- Disminución de hemoglobina o número de glóbulos rojos por unidad de volumen de sangre. Se manifiesta por palidez de las mucosas, aumentado la intensidad y frecuencia del latido cardiaco y debilidad muscular. Puede ser causada por hemorragias profusas, acceso de desnutrición de glóbulos rojos o producción insuficiente de los mismos.

Blastocisto.- Vejiga que se forma en la porción posterior de un plerocercos (metacéstodo), que puede desprenderse del resto del cuerpo.

Celoma.- Cavidad que proviene embriológicamente del mesodermo, cuando el blastocele queda obliterado durante el desarrollo y surge una cavidad corporal secundaria o verdadero celoma; dicho espacio contiene líquido denominado hemolinfa.

Comensalismo.- Relación de simbiosis entre dos especies diferentes, en la cual uno se le denomina comensal y está obligado a obtener algún beneficio metabólico de otro llamado hospedador; es decir, aloja y proporciona alimento comensal pero no perjudica ni le ayuda a la asociación.

Diarrea.- Eliminación o evacuación intestinal frecuente, con mayor contenido de agua que lo normal sin sangre. La causa puede ser infección bacteriana o por parásitos que normalmente se establecen en cualquier parte del intestino.

Eimeria spp.- Se caracteriza por la presencia de cuatro esporozoitos en cada oocisto y dos esporozoitos en cada espora. La severidad de la enfermedad dependerá del número de parásitos que indica la infección, el daño será de acuerdo con la especie hospedadora.

Ectoparásitos.- Parásitos que viven en la superficie externa y cavidades naturales del hospedador.

Edema.- Acumulación anormal de líquido y linfa en los espacios intersticiales o en las cavidades orgánicas, que puede ser local o general.

Endoparásitos.- Parásitos que viven dentro de las cavidades internas, tejidos o células del hospedador. La mayoría viven en el tubo digestivo.

Enfermedad.- Desequilibrio del estado de homeostasis, debido a la invasión de un agente patógeno, desorden fisiológico, degeneración orgánica, alteraciones metabólicas o liberación de toxinas.