



**UNIVERSIDAD TÉCNICA PARTICULAR DE LOJA**  
*La Universidad Católica de Loja*

**ÁREA BIOLÓGICA**

**TÍTULO DE INGENIERO AGROPECUARIO**

**Identificación y prevalencia de parásitos gastrointestinales en caprinos en la parroquia Garza Real del cantón Zapotillo, provincia de Loja.**

**TRABAJO DE TITULACIÓN**

**AUTOR:** Jaramillo Rivadeneira, Alan Jarri.

**DIRECTORA:** Guzmán Ordóñez, Lucía Teresa, Dra.

**LOJA – ECUADOR**

**2016**



*Esta versión digital, ha sido acreditada bajo la licencia Creative Commons 4.0, CC BY-NY-SA: Reconocimiento-No comercial-Compartir igual; la cual permite copiar, distribuir y comunicar públicamente la obra, mientras se reconozca la autoría original, no se utilice con fines comerciales y se permiten obras derivadas, siempre que mantenga la misma licencia al ser divulgada. <http://creativecommons.org/licenses/by-nc-sa/4.0/deed.es>*

Septiembre, 2016

## APROBACIÓN DE LA DIRECTORA DEL TRABAJO DE TITULACIÓN

Doctora.

Lucía Teresa Guzmán Ordoñez.

### DOCENTE DE LA TITULACIÓN

De mi consideración:

El presente trabajo de titulación: **Identificación y prevalencia de parásitos gastrointestinales en caprinos en la parroquia Garza Real del cantón Zapotillo, provincia de Loja**, realizado por **Alan Jarri Jaramillo Rivadeneira**, ha sido orientado y revisado durante su ejecución, por cuanto se aprueba la presentación del mismo.

Loja, mayo del 2016

f)

## DECLARACIÓN DE AUTORÍA Y CESIÓN DE DERECHOS

Yo **Alan Jarri Jaramillo Rivadeneira** declaro ser el autor del presente trabajo de titulación: **Identificación y prevalencia de parásitos gastrointestinales en caprinos en la parroquia Garza Real del cantón Zapotillo, provincia de Loja**, de la Titulación de **Ingeniería Agropecuaria**, siendo **Lucía Teresa Guzmán Ordoñez** directora del presente trabajo; y eximo expresamente a la Universidad Técnica Particular de Loja y a sus representantes legales de posibles reclamos o acciones legales. Además certifico que las ideas, conceptos, procedimientos y resultados vertidos en el presente trabajo investigativo, son de mi exclusiva responsabilidad.

Adicionalmente declaro conocer y aceptar la disposición del Art. 88 del Estatuto Orgánico de la Universidad Técnica Particular de Loja que en su parte pertinente textualmente dice: "Forman parte del patrimonio de la Universidad la propiedad intelectual de investigaciones, trabajos científicos o técnicos y tesis de grado o trabajos de titulación que se realicen con el apoyo financiero, académico o institucional (operativo) de la Universidad"

f.....

Alan Jarri Jaramillo Rivadeneira

**1724019110**

## DEDICATORIA

*Dedico este trabajo principalmente a Dios por ser guía de mi vida, mi sustento y por permitirme llegar hasta donde estoy porque con él todo es posible.*

*A mi familia, por su incondicional apoyo, por haberme formado como persona con ejemplo, disciplina, dedicación, valores, y por haber edificado un hogar de amor y superación.*

*A mi papá Wilmer por el apoyo y por haberme brindado la oportunidad de estudiar, a mi mamá Mariana (†) y su recuerdo que siempre ha sido una inspiración cuyas palabras de amor y motivación las mantengo y las mantendré en cada paso de mi vida.*

*A mis hermanas Fernanda, Yesica y mis hermanos Santiago (†) y Luis por su respaldo incondicional, por ser pacientes conmigo, por guiarme siempre, sus palabras de aliento y cariño han aportado mucho en mi vida, por esa enorme consideración de estima que tienen hacia mi persona, que a veces no es retribuida a ellos.*

*A mis terapias de felicidad, los niños de la familia, mis sobrinos Waleska, Kimberly y Joaquín quienes sin saberlo me han ayudado cuando he necesitado quien levante mi ánimo, por sus juegos, risas y abrazos.*

*A mis primos y tías que han estado conmigo apoyándome siempre.*

## AGRADECIMIENTO

*A Dios principalmente, porque cada paso que doy es gracias a él y me motiva diariamente a seguir adelante en cada bendición que recibo.*

*Mi más sincera gratitud a la Titulación de Ingeniería Agropecuaria de la Universidad Técnica Particular de Loja, por darme la oportunidad de realizar mis estudios en tan prestigiosa carrera, especialmente a los docentes que con su gran esfuerzo y sabiduría impartieron sus conocimientos científicos y de vida durante mi estancia universitaria, Dra. Lucía Guzmán, Dra. Jacqueline Rojas, Dr. Rodrigo Saa, Ing. Diego Chamba, Dr. Rubén Carrera.*

*Mi profundo agradecimiento a las Doctoras Lucía Teresa Guzmán Ordoñez y Catalina Rey Valeiron, quienes vertieron su gran experiencia en este trabajo, además por la confianza, paciencia, apoyo y tiempo para realizar y terminar este trabajo de titulación, cuya orientación y determinación han sido fundamentales en formación profesional, ha sido un gusto aprender mucho de ellas.*

*Extiendo mi agradecimiento al Doctor Luis Rodrigo Saa, por su colaboración y oportunidad de fomentar en mí el esfuerzo y perseverancia en mi formación académica.*

*Mi agradecimiento también al personal de Agrocalidad por su apoyo en el trabajo de campo.*

*A todos mis compañeros/as con quienes he compartido momentos muy buenos y difíciles, ha sido muy grato conocerlos. También a aquellas personas especiales conocí en estos años de estudio.*

## ÍNDICE DE CONTENIDOS

CARÁTULA.....	i
APROBACIÓN DEL DIRECTOR DEL TRABAJO DE FIN DE TITULACIÓN.....	ii
DECLARACIÓN DE AUTORIA Y CESIÓN DE DERECHOS.....	iii
DEDICATORIA.....	iv
AGRADECIMIENTO.....	v
ÍNDICE DE CONTENIDOS.....	vi
RESUMEN.....	1
ABSTRACT.....	2
INTRODUCCIÓN.....	3
CAPÍTULO I: REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA.....	6
1.1. Situación de la explotación caprina en Ecuador.....	7
1.1.1. Situación de la ganadería caprina en el cantón Zapotillo.....	7
1.2. Parásitos gastrointestinales (PGI).....	9
1.2.1. Situación actual de las parasitosis gastrointestinales.....	9
2. CARACTERÍSTICAS GENERALES DE PARÁSITOS GASTROINTESTINALES.....	10
2.1. Taxonomía.....	10
2.1.1. Phylum Nematoda.....	10
2.1.2. Clase Nematoda.....	10
2.2. Morfología.....	10
2.2.1. Larva infectante de <i>Strongyloides papillosus</i> .....	11
2.2.2. Larvas con cola de vaina corta.....	12
2.2.2.1. <i>Trichostrongylus spp.</i> .....	12
2.2.2.2. <i>Teladorsagia / Ostertagia spp.</i> .....	12
2.2.3. Larvas con cola de vaina mediana.....	13
2.2.3.1. <i>Haemonchus spp.</i> .....	13
2.2.3.2. <i>Cooperia spp.</i> .....	14
2.2.3.3. <i>Mecistocirrus spp.</i> .....	15
2.2.4. Larvas con cola de vaina larga.....	15
2.2.4.1. <i>Nematodirus spp.</i> .....	15
2.2.4.2. <i>Oesophagostomun spp.</i> .....	16

2.2.4.3. <i>Chabertia ovina</i> .....	17
2.3. Ciclo de vida.....	18
2.3.1. Localización.....	19
3. PATOGENIA.....	19
3.1. Efectos de los parásitos en las cabras.....	19
3.2. Factores predisponentes.....	20
3.2.1. Factores intrínsecos del animal.....	20
3.2.1.1. <i>La raza</i> .....	21
3.2.1.2. <i>Gestación</i> .....	21
3.2.2. Factores extrínsecos del animal.....	21
3.2.2.1. Factores climáticos.....	21
3.2.2.2. Prácticas zootécnicas.....	22
3.2.2.3. La alimentación ligada a parasitosis.....	23
3.3. Métodos coproparasitológicos.....	24
3.3.1. Cualitativos.....	24
3.3.1.1. Flotación.....	24
3.3.1.2. Sedimentación.....	25
3.3.1.3. Identificación de larvas.....	25
3.3.1.3.1. Técnica de coprocultivo en frasco y de Corticeli y Lai.....	25
3.3.1.3.2. Técnica de Baermann (RVC/FAO).....	25
3.3.1.3.3. Identificación del estadio larvario L <sub>3</sub> .....	25
3.3.2. Cuantitativos.....	26
3.3.2.1. McMaster.....	26
3.4. Necropsia.....	26
3.5. Famacha® .....	26
3.6. Métodos de diagnóstico paraclínicos.....	27
3.6.1. Hematocrito.....	27
<b>CAPÍTULO II: MATERIALES Y MÉTODOS.....</b>	<b>29</b>
2.1. Área de estudio.....	30
2.2. Población de estudio.....	31
2.3. Etapa de campo.....	32
2.3.1. Recolección de muestras fecales.....	32
2.3.2. Recolección de muestras sanguíneas.....	32
2.4. Evaluación según FAMACHA® .....	32
2.4.1. Planilla de muestreo.....	33



2.5. Laboratorio.....	35
2.5.1. Técnicas cualitativas.....	35
2.5.1.1. Técnica de flotación.....	35
2.5.1.2. Coprocultivo.....	35
2.5.1.3. Técnica de migración larvaria (Técnica de Baermann).....	36
2.5.1.4. Identificación del estadio larvario L <sub>3</sub> .....	37
2.5.2. Técnicas cuantitativas.....	37
2.5.2.1. Método de McMaster.....	37
<b>CAPÍTULO III: RESULTADOS Y DISCUSIÓN:.....</b>	<b>38</b>
<b>4. CONCLUSIONES.....</b>	<b>58</b>
<b>5. RECOMENDACIONES.....</b>	<b>59</b>
<b>6. BIBLIOGRAFÍA.....</b>	<b>60</b>
<b>7. ANEXOS.....</b>	<b>72</b>

## ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1: <i>Strongyloides papillosus</i> .....	11
Figura 2: <i>Trichostrongylus spp.</i> .....	12
Figura 3: <i>Ostertagia ostertagi</i> .....	13
Figura 4: <i>Haemonchus spp.</i> .....	14
Figura 5: <i>Cooperia oncophora</i> .....	14
Figura 6: <i>Mecistocirrus digitatus</i> .....	15
Figura 7: <i>Nematodirus spp.</i> .....	16
Figura 8: <i>Oesophagostomun spp.</i> .....	17
Figura 9: <i>Chabertia ovina</i> .....	17
Figura 10: Ciclo biológico de nematodos gastrointestinales en rumiantes.....	18
Figura 11: Ciclo biológico de coccidias en rumiantes.....	18
Figura 12: Mapa del cantón Zapotillo con sus parroquias y distribución numérica y porcentual del ganado caprino.....	30
Figura 13: Mapa de la parroquia Garza Real.....	31
Figura 14: Carta de colores FAMACHA® .....	33
Figura 15: Planilla de muestreo.....	34
Figura 16: Técnica de coprocultivo.....	36
Figura 17: Técnica de Baermann (casero).....	37
Figura 18: Prevalencia por tipo de parásitos gastrointestinales en caprinos de la parroquia Garza Real del cantón Zapotillo, provincia de Loja.....	41
Figura 19: Prevalencia de animales positivos a parásitos gastrointestinales de acuerdo a la edad (> a 2 años y < 2 a años) en caprinos de la parroquia Garza Real del cantón Zapotillo, provincia de Loja.....	43

Figura 20: Promedio del número de huevos por gramo de heces (hpg) de parásitos gastrointestinales tipo estrombilidos y <i>Strongyloides spp</i> por cada explotación en caprinos de la parroquia Garza Real del cantón Zapotillo, provincia de Loja.....	44
Figura 21: Número de huevos por gramo de heces (hpg) promedio de parásitos gastrointestinales de <i>Strongyloides spp</i> por cada explotación en caprinos de la parroquia Garza Real del cantón Zapotillo, provincia de Loja.....	44
Figura 22: Porcentaje de las fincas con grados de infección mixta de parásitos gastrointestinales en caprinos de la parroquia Garza Real del cantón Zapotillo, provincia de Loja.....	46
Figura 23: Huevos de nematodos de la parroquia Garza Real obtenidas mediante la técnica de flotación. a); b) Orden Strongylida; c) <i>Trichuris spp</i> ; d) <i>Strongyloides</i> ; e) <i>Moniezia spp</i> .....	47
Figura 24: Identificación y prevalencia de larvas infectantes de parásitos gastrointestinales en la finca N.1 en caprinos de la parroquia Garza Real del cantón Zapotillo, provincia de Loja.....	48
Figura 25: Identificación y prevalencia de larvas infectantes de parásitos gastrointestinales en la finca N.2 en caprinos de la parroquia Garza Real del cantón Zapotillo, provincia de Loja.....	49
Figura 26: Identificación y prevalencia de larvas infectantes de parásitos gastrointestinales en la finca N.3 en caprinos de la parroquia Garza Real del cantón Zapotillo, provincia de Loja.....	49
Figura 27: Identificación y prevalencia de larvas infectantes de parásitos gastrointestinales en la finca N.4 en caprinos de la parroquia Garza Real del cantón Zapotillo, provincia de Loja.....	50
Figura 28: Identificación y prevalencia de larvas infectantes de parásitos gastrointestinales en la finca N.5 en caprinos de la parroquia Garza Real del cantón Zapotillo, provincia de Loja.....	50
Figura 29: Identificación y prevalencia de larvas infectantes de parásitos gastrointestinales en la finca N.6 en caprinos de la parroquia Garza Real del cantón Zapotillo, provincia de Loja.....	51

Figura 30: Identificación y prevalencia de larvas infectantes de parásitos gastrointestinales en la finca N.7 en caprinos de la parroquia Garza Real del cantón Zapotillo, provincia de Loja.....	51
Figura 31: Identificación y prevalencia de larvas infectantes de parásitos gastrointestinales en la finca N.7 (técnica de Corticeli) en caprinos de la parroquia Garza Real del cantón Zapotillo, provincia de Loja.....	52
Figura 32: Identificación y prevalencia de larvas infectantes de parásitos gastrointestinales en caprinos de la parroquia Garza Real del cantón Zapotillo, provincia de Loja.....	53
Figura 33. Larvas L3 de nematodos de la parroquia Garza Real obtenidas mediante coprocultivo.....	58

## ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1: Clasificación del Phylum Nematoda, clases <i>Secermentea</i> y <i>Adenophorea</i> .....	10
Tabla 2: Población afectada, lugar de supervivencia de los principales parásitos gastrointestinales en la población caprina.....	19
Tabla 3: Comportamiento y desarrollo de nematodos gastrointestinales en relación con la temperatura y la humedad.....	22
Tabla 4: Coordenadas geográficas de los sitios de muestreo en la parroquia Garza Real...	32
Tabla 5: Guía de interpretación de infección parasitaria.....	38
Tabla 6: Número de animales positivos a parásitos gastrointestinales en las fincas muestreadas en la parroquia Garza Real del cantón Zapotillo, provincia de Loja.....	42
Tabla 7: Porcentaje del grado de infección mixta de parásitos gastrointestinales y de strongilidos en cada finca de muestreo.....	45
Tabla 8: Número de caprinos que presentaron una o más especies de parásitos gastrointestinales determinados mediante técnica de flotación.....	47
Tabla 9: Valores promedio de hematocrito en caprinos de la parroquia Garza Real del cantón Zapotillo, provincia de Loja.....	55
Tabla 10: Valores de FAMACHA® en caprinos de la parroquia Garza Real del cantón Zapotillo, provincia de Loja.....	56

## RESUMEN

La actividad pecuaria en el cantón Zapotillo está representada mayormente por la especie caprina, explotada de manera extensiva y con manejo sanitario deficiente. El objetivo de la investigación fue estimar la prevalencia de parásitos gastrointestinales en rebaños caprinos de la parroquia Garza Real. El muestreo se realizó en siete fincas donde se obtuvieron 77 muestras de heces y sangre de caprinos para ser sometidas a pruebas cualitativas, cuantitativas y de coprocultivo. Se estimó el hematocrito y se evaluaron las mucosas oculares mediante FAMACHA®. Se obtuvo 90,9% de prevalencia de parásitos gastrointestinales, siendo el orden Strongylida el más representativo (80,5%); utilizando la técnica de McMaster se determinó que más del 40% de los caprinos evaluados presenta un grado alto de infección (47,6%). Se comprobó la utilidad de la técnica de FAMACHA® en la estimación del grado de anemia. En los coprocultivos se estableció que los géneros *Haemonchus spp* y *Trichostrongylus spp* eran los más abundantes (42% y 38%, respectivamente). Se concluye que el diagnóstico temprano y la oportuna aplicación de medidas sanitarias contribuirían significativamente a mejorar estos rebaños.

PALABRAS CLAVES: caprinos, parásitos gastrointestinales, coprocultivos, FAMACHA®

## ABSTRACT

Livestock activity in the canton Zapotillo is mostly represented by goat breeding, extensively exploited but with a poor health management. The aim of the research was to estimate the prevalence of gastrointestinal parasites in goat herds of Garza Real parish. Seven farms were selected; 77 stool and blood samples were obtained to analyze gastrointestinal parasites by means of qualitative, quantitative and culture tests. Packed cell volume was estimated and compared with FAMACHA® card test on ocular mucosa. A 90.9% prevalence of gastrointestinal parasites was obtained; eggs from Order Strongylida were the most representative (80.5%); more than 40% of the evaluated animals presented a high degree of infection as was established by McMaster technique. The usefulness of FAMACHA® technique in estimating the degree of anemia was likewise demonstrated. Larvae of genera *Haemonchus spp* and *Trichostrongylus spp* were the most abundant (42% and 38%, respectively) in stool cultures. It is concluded that early diagnosis and opportune application of sanitary measures should contribute significantly to improving the production of these herds.

Key words: goats, gastrointestinal parasites, stool cultures, FAMACHA®

## INTRODUCCIÓN

En Ecuador, especialmente en el cantón Zapotillo, la principal especie animal en la producción económica pecuaria es la caprina, cuya población se estima en alrededor de 28.000 animales (Plan de Desarrollo y Ordenamiento Territorial del cantón Zapotillo- PDOTZ, 2011), distribuida en un 50,22% en la parroquia Limones; seguida por Cazaderos con el 15.94%; Zapotillo con el 14,21%; Garza Real con el 10,97 %, Paletillas con el 4,47 y Bolaspamba con el 4,18%. Según el Plan de Desarrollo y Ordenamiento Territorial del cantón Zapotillo del año 2011, la producción caprina que también es una base económica para las familias, ha sufrido últimamente un descenso en la población. Una de las causas es la presencia del canal de riego, que aunque habilitó espacios territoriales de riego para la agricultura, disminuyó espacios de territorio comunal para crianza y alimentación de cabras además de ahogamiento de las mismas al introducirse en el canal. Esta disminución se observa si se compara la población actual de los caprinos en el cantón con respecto a la población obtenida en el III Censo Agropecuario del 2001, en el cual el número de cabras fue de 71.879. Además se debe considerar que la humedad es un factor favorable para la permanencia y desarrollo de parásitos gastrointestinales.

Las parasitosis gastrointestinales son enfermedades que afectan a todas las especies domésticas. En el ganado caprino se manifiesta por: anemia, anorexia, decaimiento, lo que a largo plazo determina su capacidad productiva expresada en la pérdida de peso, leche, carne e incluso hasta la muerte, produciendo pérdidas económicas a los ganaderos. En los países en desarrollo estos parásitos son responsables de pérdidas de hasta un 35% del potencial productivo (Mendoza y Percedo, 1999).

Teniendo en cuenta que la explotación de caprinos es primitiva, y tradicional (Bertino, 1992) con escasa o nula tecnología y deficiente manejo sanitario (Sucin, 1993) es necesario y urgente contar con información actualizada.

Los nematodos gastrointestinales (NGI) pasan por etapas fisiológicas desde huevos hasta adultos. Los adultos producen huevos e infectan a nuevos animales o reinfectan a su hospedador (Aguilar-Caballero et al., 2009). La transmisión ocurre principalmente por vía oral, infectándose los animales al ingerir el tercer estadio de los parásitos. El ciclo evolutivo es directo, con dos fases: una exógena y una endógena. En la fase exógena, los huevos de los nematodos salen junto con las heces del animal al ambiente y, dependiendo de una óptima temperatura (28°C) y humedad relativa (80%), eclosiona la larva uno (L<sub>1</sub>) entre 24 y 30 horas, para posteriormente evolucionar a larva 2 (L<sub>2</sub>) en aproximadamente 2 o 3 días;



éstas sufren una segunda muda para transformarse en larva 3 (L<sub>3</sub>) o estadio infectante en 4 a 7 días, según las condiciones ambientales.

Es importante conocer las condiciones climatológicas, ya que estas variaciones determinan un cambio en el comportamiento de las larvas, estas condiciones son la temperatura ambiental, humedad relativa, precipitación pluvial, la estructura y tipo del suelo y características de la vegetación entre otros factores físicos y biológicos (Levine, 1980). La zona de estudio, posee temperaturas superiores a los 30°C y precipitaciones de 100-1200 m s. n. m.

La reseña y los síntomas acercan al diagnóstico, el que es confirmado por un examen coproparasitológico, evidenciándose los huevos de los parásitos en la materia fecal (Fiel, et al., 2001).

La mayoría de los diagnósticos parasitológicos se basan en el conteo de huevos o coccidias por gramo de heces (hpg) que estiman niveles de infección y la gravedad que puedan ocasionar, sin embargo, no es común identificar de manera específica los géneros causales que permitan implementar estrategias específicas para su control (Lagunes, 2014).

En la provincia de Loja, especialmente en el cantón Zapotillo no se han llevado estudios previos para determinar la prevalencia de parásitos gastrointestinales de caprinos. Desde esta perspectiva surge la necesidad de realizar esta investigación para encontrar, identificar y cuantificar los diferentes tipos de parásitos que eliminan diariamente los caprinos infectados a través de sus heces continuando con la infección, donde otros animales están en contacto.

A través de técnicas cualitativas y cuantitativas se llegó a establecer las prevalencias por cada tipo de parásito y géneros infectivos encontrados, llegando a concluir que existe una alta prevalencia por tipos de parásitos así mismo por los distintos géneros encontrados, por lo que se da respuesta a los problemas que aquejaban a estos animales.

En base a lo expuesto y para el cumplimiento de la presente investigación se han establecido los siguientes objetivos:

**General:**

Determinar la prevalencia de parásitos gastrointestinales en caprinos de la parroquia Garza Real del cantón Zapotillo, provincia de Loja mediante pruebas parasitológicas estándar.

**Específicos:**

- Identificar los parásitos gastrointestinales que afectan a la población en estudio mediante técnicas cualitativas.
- Estimar la carga parasitaria y el grado de infección mediante la técnica de McMaster.
- Calcular la prevalencia de parásitos gastrointestinales en la población de muestreo.
- Identificar los géneros de las larvas de nemátodos presentes en los animales mediante coprocultivo y técnica de Baermann.

**CAPÍTULO I**  
**REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA**

## **1.1. Situación de la explotación caprina en Ecuador**

El caprino es una especie ampliamente diseminada por todo el mundo, estando asociada a comunidades de bajos recursos. Son altamente eficientes para transformar los forrajes y los subproductos agrícolas en productos alimenticios de alto valor nutritivo como la carne y la leche (Hoste et al., 2010). Además, por su naturaleza, son generadores de empleos e ingresos económicos, particularmente a familias marginadas; por estas condiciones, es un animal dócil que coadyuva a la subsistencia de las familias que habitan en estas regiones pobres, generándoles alimentos e ingresos económicos (Silanikove, 2000). La crianza de caprinos en Ecuador presenta diversos factores que limitan su desarrollo; y entre ellos la ausencia de controles sanitarios. Además carecen de un programa de mejoramiento genético y de técnicas apropiadas de manejo.

En el manejo sanitario, los problemas ocasionados por parásitos son los que mayormente pueden afectar a la subsistencia y sostenibilidad de los sistemas de producción caprina, afectando de manera directa a los animales e indirecta a la economía del productor (Hernández, 2000). Se reporta que hasta un 80% de los problemas en las explotaciones, pueden relacionarse con las parasitosis y entre ellos, los gastrointestinales, que son causantes de una disminución en la ingestión y aprovechamiento de los alimentos (Torina et al., 2004).

Bajo estas condiciones, los problemas parasitarios en esta especie han mostrado afectar directa o indirectamente a la sostenibilidad de los sistemas de producción (FAO, 2003), haciéndolos ineficientes biológica y económicamente. Para la Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura (FAO) y la Oficina Internacional de Epizootias (OIE), los problemas parasitarios a futuro podrían considerarse como una epidemia a nivel mundial (FAO, 2003).

### **1.1.1. Situación de la ganadería caprina en el cantón Zapotillo.**

La actividad de la especie caprina está localizada básicamente en sectores tropicales y subtropicales, secos, con sistemas de crianza tradicional y semi-intensivo y constituyen un renglón adicional a la actividad económica del tenedor de los animales. Hasta la fecha, no se ha logrado un amplio desarrollo de la actividad caprina en el Ecuador por limitantes de orden ecológico ya que estos animales son depredadores de la vegetación existentes en la zona (Lara y Ortega, 2012).

En Ecuador, las estadísticas del III Censo Agropecuario del año 2000 indican la existencia de 178.367 cabezas de ganado caprino localizadas en 16.407 UPA's, siendo importante

señalar que la región con mayor número de cabezas de ganado caprino está en la sierra. Este censo expone además la concentración de caprinos en la UPA's; así tenemos: en el rango de 10 hasta menos de 20 Has, existen 2.430 UPA's en las que se encuentran 32.753 cabezas de ganado que representan el 18,36% de la población caprina más alta en el país; y, en el rango de 100 hasta menos de 200 Has, existen 339 UPA's con 8.993 cabezas de ganado que representan el 5,04% de la población caprina en el país.

El número de UPA's a nivel de la región de la sierra se sitúa en el 86,34% con un número de ganado caprino que representa el 85,03%, siendo la región de más alta concentración. La provincia de Loja es la de más alta concentración de ganado caprino con 110.395 individuos que corresponde al 72,8% y un número de UPA's de 6.113 correspondiente a un 43,30% a nivel de la región sierra.

De acuerdo a la Encuesta de Superficie de Producción Agropecuaria (ESPAC, 2013), el Ecuador cuenta con una población de 104.026,00 cabezas de caprinos; la provincia de Loja cuenta con 76.044,00 cabezas de ganado caprino. En el cantón Zapotillo por la particular característica de su escaso régimen de lluvias, la producción pecuaria se basa principalmente en la caprina, cuya población se estima, según el Plan de Desarrollo y Ordenamiento Territorial del cantón Zapotillo (2011) y el Ministerio de Agricultura, Ganadería, Acuacultura y Pesca (MAGAP) en 28.000 animales, distribuida de la siguiente manera: 50,22% en la Parroquia Limones; Cazaderos con un 15,94%; Zapotillo con el 14,21%; Garza Real con el 10,97%; Paletillas con el 4,47% Bolaspamba con el 4,17%.

La tecnificación de este tipo de producción está limitada a fincas productoras particulares con manejo extensivo y con animales de baja calidad genética, cuya principal actividad es la producción y comercialización de leche. La infraestructura para manejo del ganado caprino se basa en corrales cercados con maderas de la zona, cercas vivas y piso de tierra.

La crianza del ganado caprino es bajo el sistema tradicional extensivo, los animales permanecen en la noche en los corrales y en el día pastorean en zonas donde tienen acceso a sus fuentes alimenticias; ocasionalmente reciben maíz, algarrobo y residuos de cosechas como suplemento (Cobos, 2012).

## **1.2. Parásitos gastrointestinales (PGI)**

### **1.2.1. Situación actual de las parasitosis gastrointestinales.**

Las enfermedades parasitarias conforman el mayor y más grave problema sanitario que afecta al ganado caprino disminuyendo su productividad (Aréchiga et al., 2008). Además son

una entidad patológica que limita seriamente la producción de caprinos a nivel mundial y causan serias alteraciones digestivas que se manifiestan como diarreas, pérdida de peso, anemia, descenso en la producción (baja ganancia de peso y producción de leche) y muerte (Cordero et al., 1999, citado por Quijada et al., 2008).

Así mismo, la interacción que tienen los animales con el ambiente influyen en las parasitosis, empezando con su comportamiento alimenticio ya que los caprinos que pastorean cerca del suelo están expuestos a grandes cantidades de larvas infectantes; el tipo de heces que el rumiante produce influye en la epidemiología de los nematodos gastrointestinales (NGI), la materia fecal de los caprinos no facilita la diseminación de huevos de nematodos gastrointestinales (NGI) en las pasturas o suelo, es gracias a la acción de escarabajos u otros insectos que ayudan a la desintegración de esta materia fecal.

De igual manera se considera los factores de manejo, es decir, que el sobrepastoreo suele promover un incremento en el parasitismo; sin embargo, el total de huevos producidos y depositados en la vegetación o suelo cada día se incrementa en forma directa con el número de animales presentes en la pradera. La época seca, cuando la cantidad de alimento no es suficiente puede ocasionar desnutrición en los animales, deprimir su resistencia y tolerancia contra los NGI y causar problemas clínicos inclusive con bajos niveles de infección (Baltazar, 2012).

Otro aspecto de importancia en la interacción parásitos con el medio ambiente: los NGI desarrollan varias estrategias de adaptación para sobrevivir al estrés ambiental intenso, estos incluyen la capacidad de las larvas para enterrarse dentro del suelo durante estaciones adversas, el retraso de la eclosión de los huevos que se encuentran en las heces de los animales hasta que existan condiciones óptimas de temperatura, humedad relativa y fecundidad alta de parásitos.

La infección por coccidias en los rumiantes es producida por distintas especies del género *Eimeria*, las cuales poseen una amplia distribución en la naturaleza, encontrándose diseminadas por regiones templadas, tropicales y subtropicales del mundo. Este parasitismo usualmente no presenta signos, aunque puede ser percibido a través de alteraciones intestinales que cursan con diarrea mucosa, a veces sanguinolenta, deshidratación, pelo áspero, reducción en la tasa de crecimiento, anemia, pérdida de peso, debilidad, pérdida de apetito, anorexia y en ocasiones tenesmo (Bastianetto et al., 2008; Ghanem et al., 2008).

## 2. Características generales de parásitos gastrointestinales

### 2.1. Taxonomía.

#### 2.1.1. Phylum Nematoda.

El Phylum Nematoda tiene seis clases, pero solo una, la Nematoda, contiene vermes de importancia parasitaria. Los nematodos son comúnmente denominados vermes redondos, por su apariencia al ser seccionados transversalmente (Urquhart, 2001).

#### 2.1.2. Clase Nematoda.

Está compuesto por diez superfamilias de importancia veterinaria (Urquhart, 2001), de las cuales se hace énfasis en las pertenecientes a las subclases *Secermentea* y *Adenophorea* que afectan principalmente a los pequeños rumiantes (Tabla 1).

Tabla 1. Clasificación del Phylum Nematoda, clases Secermentea y Adenophorea.

Clase	Subclase	Orden	Superfamilia	Familia	Subfamilia	Géneros
NEMATODA	Secermentea	Strongylida	Ancylostomatoidea	Ancylostomidae	Ancylostominae	<i>Bunostomun</i>
				Strongylidae	Oesophagostominae	<i>Chabertia</i> <i>Oesophagostomun</i>
		Suborden Trichostrongylina	Trichostrongyloidea	Syngamidade	Trichostrongylinae	<i>Cooperia</i> <i>Haemonchus</i>
				Trichostrongylidae		<i>Ostertagia</i> <i>Trichostrongylus</i> <i>Teladorsagia</i>
					<i>Nematodirinae</i>	<i>Nematodirus</i>
					<i>Mecistocirrinae</i>	<i>Mecistocirrus</i>
	Rhabditida	Rhabditoidea	Strongyloididade		<i>Strongyloides</i>	
	Adenophorea	Adenophorea	Trichuridae	Trichuridae	Trichuurinae	<i>Trichuris</i>

Fuente: Parasitología veterinaria (Urquhart, 2001)  
Autor: Alan Jaramillo

### 2.2. Morfología.

Las larvas infectantes (L<sub>3</sub>) de géneros de nematodos gastrointestinales se clasifican de acuerdo a lo largo de la cola de la vaina, formando tres grupos (Niec, 1968; Liébanos et al., 2011):

Larvas con cola de vaina corta: *Trichostrongylus* (*T. axei*, *T. columbiformis*, y *T. vitrinus*) y *Teladorsagia/Ostertagia* (*O. circumcicta* y *O. ostertagi*).

Larvas con cola de vaina mediana: *Haemonchus* (*H. contortus* y *H. placei*), *Cooperia* (*C. oncophora*, *C. punctata* y *C. curticei*) y *Mecistocirrus digitatus*.

Larvas con cola de vaina larga: *Nematodirus* (*N. spathiger*, *N. battus*, *N. fallicolis*, *N. helvetianus*), *Oesophagostomun* (*O. radiatum* y *O. venulosum*), *Chabertia ovina*.

Además de estos grupos mencionados, se considera las L<sub>3</sub> de *Strongyloides* por separado debido a que son más pequeñas en longitud.

### 2.2.1. Larva infectante de *Strongyloides papillosus*.

Esta larva evoluciona de acuerdo a las condiciones principalmente de temperatura y humedad. Bajo condiciones adversas, ésta especie permanece en forma de vida libre, cuando las condiciones son favorables, evolucionan para infectar al hospedero. Existen varias especies de nematodos de este género que afectan a distintos hospederos; *Strongyloides papillosus* afecta a ovinos, caprinos, búfalos y conejos. La evolución de huevo a L<sub>3</sub> a temperatura entre 10 y 15 °C, ocurre en un lapso aproximado de 7 a 8 días. Las larvas de este género son de las más pequeñas, no poseen vaina, el esófago es muy largo, ocupa aproximadamente 1/3 del total de la larva y es de color claro. El intestino es bastante corto, formado por células mal diferenciadas con oscuras granulaciones. La cola larval termina trifurcada (Figura 1).

Como este género parasita sobre todo a los animales jóvenes, se piensa que su vía de entrada además de la oral y la cutánea es principalmente a través de la lactancia de una madre infectada a sus crías (Liébano et al., 2011).

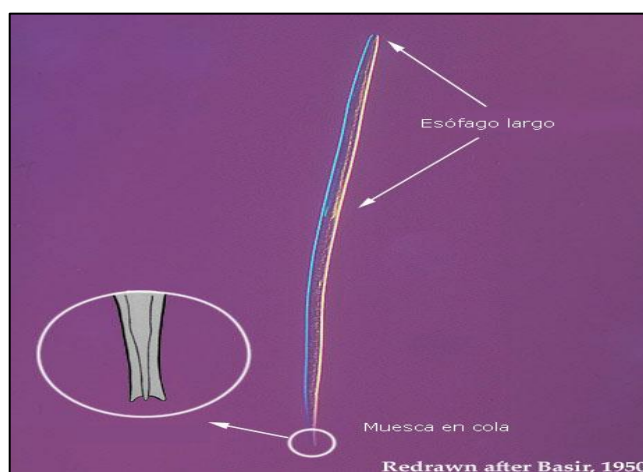


Figura 1. *Strongyloides papillosus*

Fuente: [http://www.rvc.ac.uk/Review/Parasitology\\_Spanish/images/L3ID/large/Strongyloides\\_larva\\_L3.jpg](http://www.rvc.ac.uk/Review/Parasitology_Spanish/images/L3ID/large/Strongyloides_larva_L3.jpg)



## 2.2.2. Larvas con cola de vaina corta.

### 2.2.2.1. *Trichostrongylus* spp.

Es una larva robusta, provista de vaina de tamaño pequeño. La extremidad anterior es redondeada y presenta una cavidad bucal. El intestino está bordeado por 16 células intestinales de forma triangular o rectangular. En la extremidad posterior, la punta de la cola de la larva acaba en diferentes formas, dependiendo de la especie de que se trate. La cola de la vaina es corta, cónica y aguda (Figura 2). La forma pre-parasítica, tiene poca resistencia a las temperaturas bajas y es poco probable que sobreviva hasta la primavera en lugares donde el invierno es frío y largo; sin embargo, en zonas templadas y húmedas soportan el invierno. A temperatura óptima (42 - 26 °C) las larvas infectantes se desarrollan entre 7 y 8 días (Liébano et al., 2011).



Figura 2. *Trichostrongylus* spp.

Fuente: [http://www.rvc.ac.uk/Review/Parasitology\\_Spanish/images/L3ID/large/T.-colub.jpg](http://www.rvc.ac.uk/Review/Parasitology_Spanish/images/L3ID/large/T.-colub.jpg)

### 2.2.2.2. *Teladorsagia* / *Ostertagia* spp.

Es una larva delgada, provista de vaina de tamaño pequeño y de cola corta. Presenta un mayor desarrollo con el aumento de la temperatura y humedad del ambiente (Jara, 2001). Existen varias especies: *Ostertagia circumcincta* (ovinos y caprinos) y *Ostertagia trifurcata* (ovinos y caprinos). La extremidad anterior es redondeada, el intestino está conformado por 16 células de forma triangular, en la extremidad posterior, la punta de la cola de la larva es redondeada con una pequeña incisión en la parte ventral de la larva. La cola de la vaina larval es alargada, puntiaguda con una desviación característica (Figura 3). Las formas pre-parasíticas de éste género, resisten más las temperaturas bajas que la mayor parte de otros géneros de la familia Trichostrongylidae, por lo que las parasitosis por *Ostertagia/Teladorsagia* predominan en zonas frías. En temperaturas de 22- 24 °C las L<sub>3</sub> se desarrollan en seis días (Liébano et al., 2011).

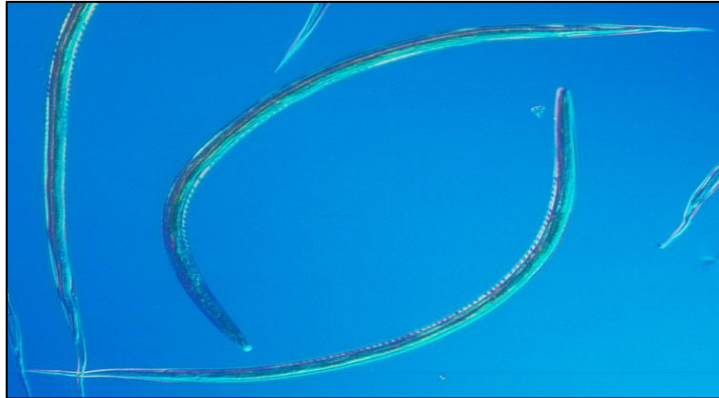


Figura 3. *Ostertagia ostertagi*

Fuente: [http://www.rvc.ac.uk/Review/Parasitology\\_Spanish/images/L3ID/large/Ostertagia-ostertagi\\_2\\_L3.jpg](http://www.rvc.ac.uk/Review/Parasitology_Spanish/images/L3ID/large/Ostertagia-ostertagi_2_L3.jpg)

### 2.2.3. Larvas con cola de vaina mediana.

#### 2.2.3.1. *Haemonchus* spp.

La larva de este género requiere de una temperatura más elevada que las de *Ostertagia/Teladorsagia* spp, para llegar a su fase de L<sub>3</sub>. Todas las especies de *Haemonchus* succionan sangre para alimentarse (Jacquiet et al., 1997). Es una larva delgada, provista de vaina de tamaño medio y de cola mediana. En una observación más detallada, la extremidad anterior es redondeada, su cavidad bucal es de forma globular y el esófago es filariforme. El intestino está bordeado por 16 células intestinales con su respectivo núcleo y un primodium genital, siendo las primeras células cortas y triangulares y las últimas alargadas y de forma más pentagonal; cabe destacar que la primera célula es pequeña e irregular y la última no se encuentra alineada a sus células contiguas si no que termina en forma individual. En la extremidad posterior, la punta de la cola de la larva acaba en forma cónica y la cola de la vaina, se va adelgazando hasta finalizar en punta fina, además presenta una torcedura o fractura inmediatamente después de la terminación de la punta de la larva, asemejando a una bayoneta (Figura 4), (Urquhart, 2001).

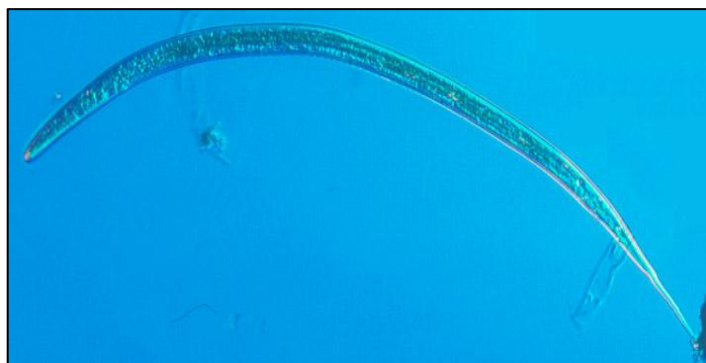


Figura 4. *Haemonchus* spp.

Fuente: [http://www.rvc.ac.uk/Review/Parasitology\\_Spanish/images/L3ID/large/Haemonchus-contortus\\_L3.jpg](http://www.rvc.ac.uk/Review/Parasitology_Spanish/images/L3ID/large/Haemonchus-contortus_L3.jpg)

Este género es considerado el más prolífico, presentando ovoposición de 5.000 a 10.000 huevos por día (Vignau et al., 2005). Se desarrolla en condiciones de altas temperaturas y sequía (Pino et al., 1997), siendo más favorable las condiciones de una temperatura media superior a los 18 °C y lluvia media mensual que excede los 50 mm (Liébano et al., 2011).

#### 2.2.3.2. *Cooperia spp.*

Es una larva delgada, provista de vaina, pertenece al grupo de cola mediana, la extremidad anterior es redondeada, su cavidad bucal tiene forma de pera o globular. Existen varios géneros: *Cooperia curticei* (ovinos y caprinos). La cavidad bucal comienza en la faringe, posee una cinta fibrinosa con dos puntos refringentes o una línea que es considerada característica de este género. Posee 16 células intestinales y en la extremidad posterior, la punta de la cola de larva es redondeada. La cola de la vaina larval es ligeramente ondulada (Figura 5). Las fases pre-parasíticas de este género son las menos resistentes a las temperaturas bajas y a la desecación, por lo que muy pocas sobreviven después del invierno. En el cultivo, las L<sub>3</sub> se desarrollan en siete días a temperatura de 22 a 24 °C. La baja temperatura ambiental y la falta de lluvias, provocan un decremento en la infección por *Cooperia spp.*, pudiendo sobrevivir sobre las pasturas los estadios libres de este parásito durante el invierno, aunque puede haber un incremento de la infección en animales susceptibles durante esta época (Rosenberg, 1975).

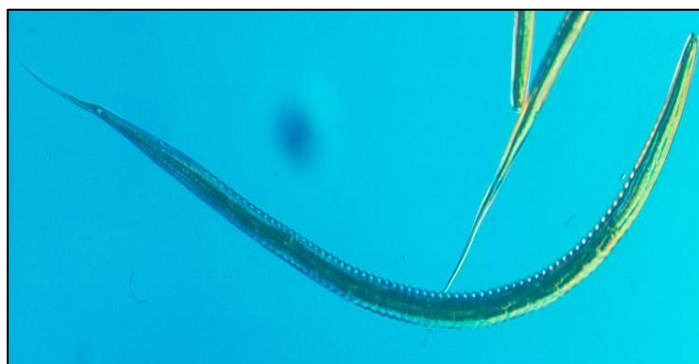


Figura 5. *Cooperia oncophora*

Fuente: [http://www.rvc.ac.uk/Review/Parasitology\\_Spanish/images/L3ID/large/Cooperia-oncophora-L3.jpg](http://www.rvc.ac.uk/Review/Parasitology_Spanish/images/L3ID/large/Cooperia-oncophora-L3.jpg)

### 2.2.3.3. *Mecistocirrus spp.*

La extremidad anterior es redondeada, su esófago es filariforme. Presenta en la extremidad anterior dos estructuras en forma arriñonada, situadas paralelamente y de color café oscuro. Es evidente la presencia de estriaciones cuticulares más marcadas en la región cervical, se observan también 16 células intestinales de forma pentagonal provistas de un gran núcleo, así como posibles gránulos alimenticios de gran tamaño y de aspecto transparente dentro del intestino. En la extremidad posterior, la punta de la cola de la larva acaba en forma redondeada y la cola de la vaina es corta, cónica aguda (Figura 6) (Liébano et al., 2011).

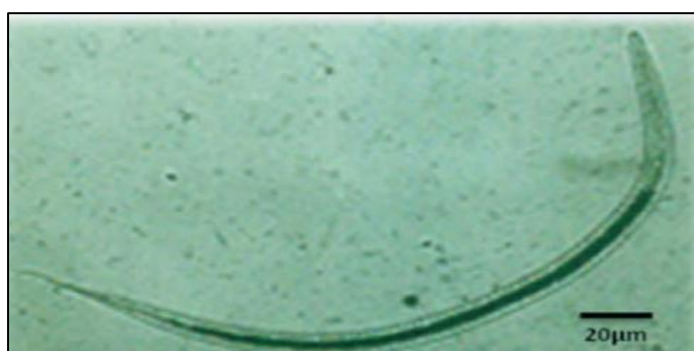


Figura 6. *Mecistocirrus digitatus*

Fuente: Manual de diagnóstico para la identificación de larvas de nematodos gastrointestinales en rumiantes, 2011.

### 2.2.4. Larvas con cola de vaina larga.

#### 2.2.4.1. *Nematodirus spp.*

Las especies de este género poseen resistencia a los cambios climáticos extremos mucho mayor al resto de los trichostrongilidos. Existen varios géneros: *Nematodirus fillicolis* (ovinos y caprinos), *Nematodirus spathiger* (ovinos y caprinos). Su capacidad en sobrevivir bajo condiciones de congelamiento es muy grande, también soportan la desecación durante varios meses. Este género se desarrolla entre 24 y 48 °C. Es una larva robusta, provista de vaina de tamaño grande, la extremidad anterior es redondeada, la cavidad bucal está en forma de tubo recto y el esófago es filariforme. El intestino esta bordeado por 8 grandes células bien delimitadas por un material denso y granular con su respectivo núcleo. En la extremidad posterior, la punta de la cola de la larva es característica para cada especie. La cola de la vaina larval es bastante larga en forma de látigo (Figura 7). Puede resistir uno o dos años en las praderas. El género *Nematodirus* se diferencia en que la larva L<sub>1</sub> no abandona el huevo formándose la L<sub>3</sub> infectante en 15 a 30 días según especie a temperatura de 24 a 28 °C. La humedad de los pastos reduce su existencia pero puede soportar la congelación (Johnstone, 1998).

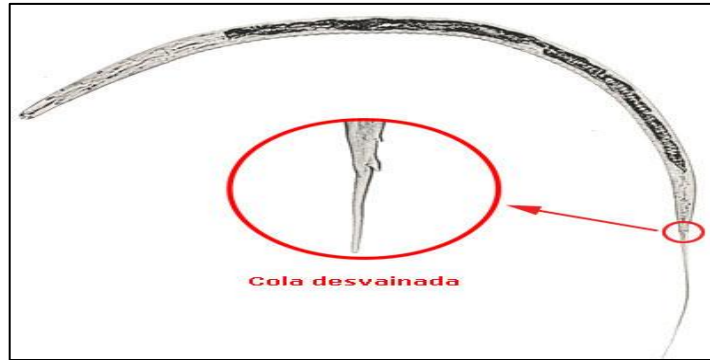


Figura 7. *Nematodirus* spp.  
Fuente: VLA M. Taylor

#### 2.2.4.2. *Oesophagostomun* spp.

Es una larva bastante ancha, provista de una vaina gruesa y floja que forma ondulaciones muy visibles. Existen varios géneros: *Oesophagostomun columbianum* (ovinos, caprinos y camellos), *Oesophagostomun venulosum* (ovinos y caprinos). Pertenece al grupo de las llamadas de cola grande, la extremidad anterior es redondeada, su cavidad bucal recta, de paredes engrosadas y el esófago filariforme en el estado infectante o L<sub>3</sub>. El intestino está bordeado por una cantidad de células intestinales características para cada especie, que pueden ser en número de 16, 24 o 32. En la extremidad posterior, la punta de la cola de la larva termina en forma cónica y la cola de la vaina se va adelgazando hasta finalizar en una punta fina, en forma de látigo (Figura 8). Estas larvas se cultivan a temperaturas de 22 a 24 °C en 7 – 8 días, son poco resistentes al calor y a la acción de la luz solar. En cuanto a su efecto sobre el hospedador, las larvas infectivas se refugian en la pared intestinal, formándose en el hospedero nódulos del tamaño de una abeja, conocidos como granulomas, estos impiden el funcionamiento del intestino alternando con la absorción de líquidos, el resultado es una diarrea negra y mal oliente. La supervivencia de las larvas en el suelo húmedo es de tres meses, siendo la temperatura óptima para su desarrollo de 30 °C. Los huevos no resisten la desecación pero en cambio cada hembra adulta puede poner alrededor de 12.000 huevos al día. La supervivencia de las L<sub>3</sub> requiere de una humedad de 100% (Soulsby, 1987).



Figura 8. *Oesophagostomum* spp.

Fuente: [http://www.rvc.ac.uk/Review/Parasitology\\_Spanish/images/L3ID/large/Oesophagostomum\\_3\\_L3.jpg](http://www.rvc.ac.uk/Review/Parasitology_Spanish/images/L3ID/large/Oesophagostomum_3_L3.jpg)

#### 2.2.4.3. *Chabertia ovina*.

Esta larva pertenece a la familia Trichostrongyloidea. Es una larva provista de vaina delgada, es de tamaño grande, morfológicamente es muy parecida a la de *Oesophagostomum*. El intestino está bordeado por 28 a 32 células de forma rectangular (Figura 9). Pertenece al grupo de cola grande (Niec, 1968). En una observación más detallada, en la extremidad anterior, la cavidad bucal entra al esófago a través de una armadura esofágica, la punta de la cola de la larva es roma, siendo la cola de la vaina muy delgada en su extremo posterior (Quiroz, 2002). La resistencia de los huevos principalmente a la desecación e influencias extremas es grande. La chabertiasis se manifiesta como una enteritis intensa, a veces de consecuencia fatal que afecta a un grupo de animales. Las larvas infectantes se cultivan a temperaturas de 22 a 24 °C en seis días. El periodo prepatente es de 25 días.



Figura 9. *Chabertia ovina*

Fuente: Manual de diagnóstico para la identificación de larvas de nematodos gastrointestinales en rumiantes, 2011.



### 2.3. Ciclos de vida.

Los huevos de nematodos gastrointestinales son expulsados del organismo de los animales parasitados junto con las heces y de esta manera son depositados sobre el pasto y el suelo del potrero. Cuando las condiciones ambientales de humedad y temperatura, principalmente, son adecuadas, en 1-2 días se desarrolla el embrión del parásito dentro del huevo, de donde eclosiona una larva de primer estadio ( $L_1$ ). Transcurrido un tiempo y después de un breve periodo de inmovilidad o letargo las larvas sufren una primera muda y cambian su envoltura, transformándose en larvas de segundo estadio ( $L_2$ ). Estas larvas se alimentan a partir de detritus y de elementos contenidos en la materia fecal; incluyendo a algunas bacterias, granos de polen, esporas de hongos y agua. Después de 2-3 días, las  $L_2$  sufren una nueva muda convirtiéndose en larvas de tercer estadio o larvas infectantes ( $L_3$ ). Estas conservan la envoltura de las  $L_2$  la cual sirve de protección contra los factores extremos como frío, calor y sequedad. La vaina que recubre a la  $L_3$  provoca que esta no pueda alimentarse, ni defecar, por lo que para poder realizar sus funciones vitales requiere de consumir algunas reservas contenidas en las células intestinales. Estas larvas son muy activas pudiendo ascender por los tallos y migrar hacia las hojas del pasto.

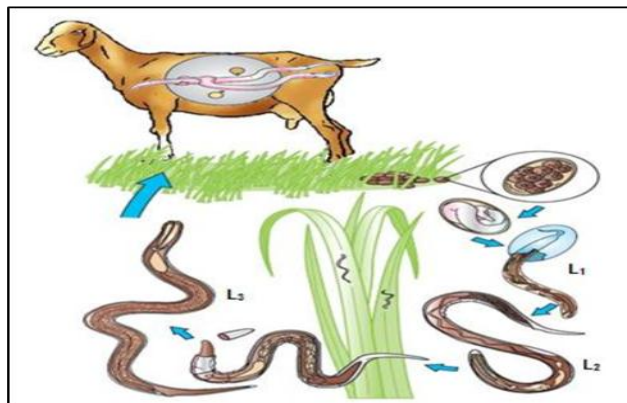


Figura 10. Ciclo biológico de nematodos gastrointestinales en rumiantes. Fuente: Lagunes, 2014.

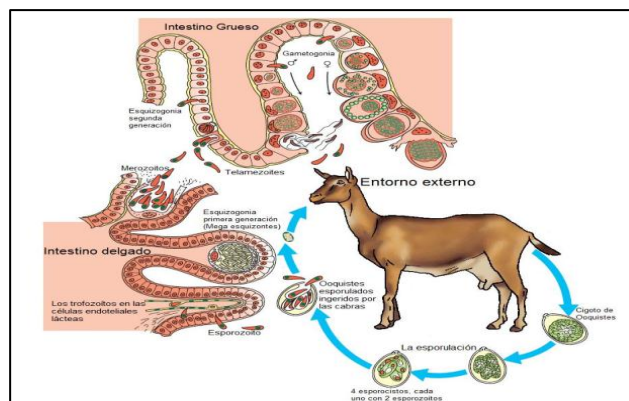


Figura 11. Ciclo biológico de coccidias en rumiantes. Fuente: Lagunes, 2014.

Los ciclos evolutivos de nematodos y coccidias son muy similares, siendo de ciclo directos y requiriendo de las cabras como su huésped final para completar su ciclo de vida; sin embargo, los ooquistes de coccidias cubren dos fases: la sexual y la sexual. Las coccidias de primera generación se producen en células centrales del intestino delgado y la segunda generación gametogonia (esquizogonia), en células epiteliales del intestino grueso (Bowman et al., 2009; Liébano, 2010).

### 2.3.1. Localización.

La infección en los animales puede observarse en sus diferentes edades y etapas fisiológicas, además se presenta que el lugar de supervivencia o localización más común en estos pequeños rumiantes es el intestino delgado y abomaso (cuajar) (Tabla 2).

Tabla 2. Población afectada, lugar de supervivencia de los principales parásitos gastrointestinales en la población caprina.

<b>Género</b>	<b>Población afectada</b>	<b>Localización</b>
<i>Haemonchus</i>	Toda la población	Abomaso (cuajar)
<i>Trichostrongylus</i>	Sementales y hembras adultas	Abomaso e intestino delgado
<i>Chabertia</i>	Hembras y corderos	Intestino grueso
<i>Oesophagostomun</i>	Hembras gestantes y lactantes	Abomaso, intestino delgado, parte final del intestino grueso
<i>Teladorsagia/Ostertagia</i>	Lactantes y adultos	Abomaso
<i>Nematodirus</i>	Primales y adultos	Intestino delgado
<i>Cooperia</i>	Primales y adultos	Intestino delgado
<i>Strongyloides</i>	Toda la población	Intestino delgado
<i>Eimeria</i>	Primales y adultos	Intestino delgado, intestino grueso
<i>Trichuris</i>	Adultos	Intestino grueso
<i>Moniezia</i>	Animales menores de un año	Intestino delgado

Fuente: Lagunes, 2014.  
Elaboración: El autor.

## 3. PATOGENIA

### 3.1. Efectos de los parásitos en las cabras

En la población caprina los problemas por parásitos, en especial los gastroentéricos, son de los de mayor importancia (Rinaldi et al., 2007) Dentro de estos, los nematodos y las coccidias, son los parásitos más comunes (Almalaik et al., 2008; Alberti et al., 2012). Las coccidias afectan principalmente en las etapas juveniles de los animales y se acentúan en sistemas de crianza intensiva (Abo-Shehada & Abo-Farieha, 2003).

Los efectos ocasionados por problemas parasitarios se reflejan en pérdida de peso de los animales, retraso de crecimiento, desnutrición, baja conversión alimenticia y muerte,



pudiendo ser influenciados por las condiciones climáticas (Herbet, 1982; Peacock, 1996; Lefevre et al., 2003; Odo, 2003). Desde el punto de vista nutricional, la presencia de parásitos provoca una disminución en la disponibilidad de nutrientes para el animal, se reduce el apetito de las cabras, disminuye la digestibilidad de los alimentos y se da una desviación de nutrientes para reparar las lesiones que causan los parásitos en los tejidos (Hoste et al., 2000).

Los efectos económicos de los parásitos se ven reflejados en pérdidas directas por una disminución de la producción, afecta sobre la calidad de los productos y la mortalidad de los animales. Además, se tienen pérdidas indirectas debidas a los costos que implican su prevención, tratamiento y control; entre ellos, análisis en laboratorios, desparasitantes, antibióticos, costos de administración, asesoría técnica y manejo del rebaño (Hoste et al., 2011).

El control de los parásitos es complejo debido a la diversidad de factores que permiten su multiplicación y diseminación, entre ellos las condiciones ambientales (temperatura, humedad, lluvia, radiación solar y viento), características del suelo (porosidad, textura y consistencia) y del agua. De manera natural, el suelo y el agua se contaminan por defecación directa de los animales o por la utilización de estiércol como abono y de aguas residuales para riego. Por otra parte, la intensificación del uso de agostaderos dada por la frecuencia de uso y carga animal, es uno de los factores de manejo que influye de manera directa (Rumhein et al., 2005).

### **3.2. Factores predisponentes.**

#### **3.2.1. Factores intrínsecos del animal.**

Uno de los factores que predisponen a los animales a presentar problemas de infestaciones parasitarias es la edad y sexo. En las hembras influyen los cambios hormonales en sus ciclos reproductivos (Herbert, 1982) y en las crías, el fortalecimiento del sistema inmunitario; sin embargo, las crías se ven afectadas hasta que ingieren forrajes infestados de larvas. Las hembras adultas pueden soportar poblaciones altas de nematodos; sin embargo, los machos adultos son los que mayormente los diseminan y ocasionan mayores afectaciones. La presencia de coccidias se comporta de la misma manera que los helmintos, aunque se presenta con mayor intensidad en animales pequeños, debido a la exposición de ooquistes en corrales infestados (Abo-Shehada et al., 2003; Almalaik, et al., 2008; Abebe et al., 2010).

### **3.2.1.1. Raza**

Tanto razas criollas como especializadas pueden presentar altos conteos parasitarios, aunque los daños son mayores a las razas especializadas cuando no están adaptadas a regiones donde son introducidas (Abo-Shehada & Abo-Farieha, 2003; Alberti et al., 2012).

### **3.2.1.2. Gestación**

La gestación y sus alteraciones hormonales son aprovechadas por los parásitos, además que algunos de ellos rebasan barreras placentarias, pudiendo nacer productos infestados (Martínez y Cordero del Campillo, 2001).

Otros factores que influyen en el grado de infestación de nematodos, puede estar ligado a la debilidad del sistema inmune del hospedero (Dinne, 1963), el tiempo de exposición al parásito y su estado nutricional (Wakelin, 1989). Por otra parte, la reinfección de los individuos por el pastoreo de áreas infestadas con larvas L<sub>3</sub>, en combinación con enfermedades virales y bacterianas, se correlacionan con la edad, grado de inmunidad adquirida, estado fisiológico y nivel nutricional. De los parásitos dependen el potencial biótico y el descendiente número de parásitos presentes (Rohde, 1979; Herbert, 1982; Sykes, 1994), la tasa de desarrollo de las poblaciones larvarias en los pastos y la disponibilidad de la humedad en el interior de las heces (Berbigier, et al., 1990) y en las praderas (Gruner et al., 1989; Besier & Dunsmore, 1993). Algunos autores consideran que la persistencia de estos es debida a la mala condición de las explotaciones (Dorny et al., 1995).

## **3.2.2. Factores extrínsecos del animal.**

### **3.2.2.1. Factores climáticos.**

Dependiendo de la latitud y altitud, existen condiciones climáticas predisponentes para la supervivencia y reproducción de nematodos y coccidias en la población caprina (Yilma et al., 1998; Abebe et al., 2010), además de otros factores, que en conjunción son determinantes (Biffa et al., 2006). Entre las condiciones a considerar son; la temperatura, humedad, viento e irradiación solar, así como de los factores edáficos e hídricos (Gallego, 2006). Existe una correlación muy marcada entre la presencia de problemas parasitarios y los factores climáticos donde se ubican las explotaciones (Ba et al., 1996; Manfredia et al., 2010); sin embargo, se presentan mayores problemas en zonas con una humedad de 70% y temperatura entre 15 y 30 °C favorecen la eclosión y el desarrollo de huevos y ooquistes (Peacock, 1996; Lefevre et al., 2003; Odo, 2003).

El clima es un factor directamente relacionado con la población de nematodos libres en pasturas, variando de acuerdo a la estación del año. En este sentido, el periodo de

crecimiento de la vegetación está determinado por la presencia de lluvias en cada zona climática.

La temperatura y la humedad, estimulan o afecta las densidades poblacionales de nematodos y coccidias (Tabla 3); además, aceleran eclosiones y el rápido desarrollo larvario a etapa infectante L<sub>3</sub>, re infectando más rápido a los animales cuando el forraje es más succulento y palatable (Banks et al., 1990; Barger et al., 1994; Papadopoulos et al., 2003; Alexandre & Mandonnet, 2005; Hudson et al., 2006; Alberti et al., 2012; Morgan & Van-Dijk, 2012). Cuando las condiciones no son favorables, los nematodos generan mecanismos de protección y supervivencia. El más importante es el proceso de la hipobiosis como la interrupción temporal del desarrollo larvario, y posteriormente reactivan cuando las condiciones climáticas son más apropiadas para su desarrollo (Johnstone, 1998).

Tabla 3. Comportamiento y desarrollo de nematodos gastrointestinales en relación con la temperatura y la humedad.

Género	Temperatura de eclosión °C	Eclosión (días)	Factores que afectan la eclosión °C	Autor
<i>Strongyloides</i>	10-15	7-8	Frio	Liébano et al., 2011
<i>Trichostrongylus</i>	20	7-8	Susceptibles a <5°	Liébano, 2010
<i>Ostertagia/Teladorsagia</i>	22-24	6-7	Susceptibles a <4°	Anderson, 2000; Liébano, 2010; Liébano et al., 2011
<i>Cooperia</i>	22-24	7	Falta de humedad y temperaturas <3°	Liébano et al., 2011
<i>Chabertia</i>	22-24	6	Afecta el calor >36° y susceptibles a <5°	Anderson, 2000; Liébano, 2010
<i>Oesophagostomun</i>	22- 24	7-8		Liébano et al., 2011
<i>Nematodirus</i>	24-28	25-30	Afecta el calor >36° y susceptibles a <6°	Onar, 1975; Liébano, 2010
<i>Haemonchus</i>	16-20	10-14	Resistente al frío y la falta de humedad	Anderson, 2000

Fuente: Lagunes, 2014.  
Elaboración: El autor.

### 3.2.2.2. Prácticas zootécnicas.

El sobrepastoreo y un deficiente manejo sanitario, favorecen las infestaciones parasitarias, presentando elevados conteos de huevos de parásitos en los animales; además, el hacinamiento de los animales y los tipos de sistemas intensivos, favorecen estos problemas (Rojo & Gómez, 2001).

La mayoría de los productores no desparasita sus animales por los efectos secundarios que ocasionan los antihelmínticos o por el hecho de no poder recuperar el costo de los mismos

(Sani et al., 2004). En la mayoría de países, los problemas parasitarios son considerados de baja prevalencia o incluso superados, ignorando infestaciones múltiples de diferentes géneros de helmintos (Anene et al., 1994), que ocasionan pérdidas económicas y productivas por la alta incidencia de parásitos gastrointestinales, fundamentalmente nematodos, cestodos y por protozoarios del género *Eimeria* (Amarante et al., 1992; Alberti et al., 2012).

La presencia de helmintos en las praderas está determinado fuertemente por la interacción del método de pastoreo y la búsqueda de nutrientes de los animales, existiendo contrapartes entre el equilibrio de los beneficios de la ingesta de nutrientes y riesgo de parasitismo (Hutchings et al., 2000). Los animales depositan heces en las praderas donde comen, descansan y pernoctan (Marsh et al., 1970); depositando con ello materia orgánica rica en nutrientes producto de la digestión, lo cual tiene efectos importantes en el aporte e interacción de nutrientes (Hutchings et al., 2000). Como consecuencia, las plantas de estos lugares tienden a ser más suculentas (Edwards et al., 1982); sin embargo, en la materia que expulsan los animales, también salen múltiples huevos y larvas (principalmente helmintos) que viven en el tracto digestivo (Anderson, 1978; Gulland, 1992). Estas infecciones pueden causar mayores problemas si se combina con un bajo estado inmune de los animales y la alta contaminación de nematodos en pastos infectados (Hutchings et al., 1999).

### **3.2.2.3. La alimentación ligada a parasitosis.**

Los parásitos gastrointestinales es una de las limitantes para el desarrollo de los sistemas de producción de carne y leche en las explotaciones caprinas, debido a que ocasionan pérdida de nutrientes por desviación y descompensación de nutrientes (proteína), además de los daños fisiopatológicos que ocasionan a los rebaños (Hoste et al., 2005). Existe una interacción entre la nutrición y la infestación, pudiendo ser letal en dietas proteicamente bajas, animales deprimidos inmunológicamente y aquellos que pastoreen por muchas horas en lugares con una alta humedad y temperatura, llegando a ser un problema más marcado, aquellos parásitos hematófagos como *Haemonchus contortus* (Rojo & Gómez, 2011). Animales que presentan conteos parasitarios de 500 a 1499 presentan mucosas pálidas, disminución de apetito, bajo desarrollo, diarreas intermitentes, pueden ser recuperados mediante tratamientos; sin embargo, aquellos que presentan conteos mayores a 1500 huevos por gramo de heces, presentan signos fisiopatológicos y daños permanentes que ocasionan su muerte (González et al., 2008). Las postulaciones de Coop & Kyriazakis (1999) están relacionadas con el aporte de nutrientes al hospedador, indicando que el huésped destina los aportes nutricionales a mantener y reparar daños que ocasionan los nematodos gastrointestinales. Además, el parásito aprovecha este aporte para acelerar su proceso

evolutivo o periodo de prepatencia, llegando a reducirlo a menos de 21 días (Bowman et al., 2009).

### **3.3. Métodos coproparasitológicos.**

Los técnicos en campo no cuentan con las bases científicas para la detección de los principales nematodos y su prevalencia en cada área geográfica, además, subestiman el daño que ocasionan y el efecto económico, y no aplican los métodos más apropiados para prevenir y controlar (Vázquez, 2004).

El diagnóstico de las infecciones parasitarias es realizado mediante métodos directos e indirectos. Los métodos directos son referidos a análisis coprológicos, estos últimos son los más usados aportando resultados cuantitativos (McMaster) y cualitativos (flotación y sedimentación). Una vez obtenidos los huevos, son sometidos a la técnica de coprocultivo para la obtención de sus diferentes etapas evolutivas hasta lograr la etapa infectante (L<sub>3</sub>). De acuerdo con Liébano (2010) la identificación taxonómica de los géneros permite identificar las principales acciones para el control de los parásitos.

Previamente es importante tener en cuenta la historia clínica del animal junto con el examen físico y el análisis de todos los síntomas que se presentan (diagnostico presuntivo) para efectuar el diagnóstico de laboratorio.

Para los análisis coprológicos de laboratorio, las muestras de heces deben ser tomadas directamente del recto del animal, deben etiquetarse correctamente y se las transporta en refrigeración hasta el proceso en el laboratorio.

De entre los diversos procesos que existen para el diagnóstico de enfermedades gastrointestinales, a continuación se detallan las utilizadas en este trabajo de investigación.

#### **3.3.1. Cualitativos.**

##### **3.3.1.1. Flotación.**

La finalidad de este método es la flotación de los elementos parasitarios contenidos en las heces mediante una solución saturada con una densidad mayor a la de los huevos de parásitos. Los huevos de parásitos son separados del material fecal y concentrados por medio de un fluido de flotación con una gravedad específica apropiada; por lo general los huevos y ooquistes suelen tener una densidad entre 1.05 y 1.15 y flotan a una temperatura de 20°C.

Entre las soluciones de concentración más empleadas, están la solución salina, la solución de sulfato de zinc (Faust), y la solución azucarada (Sheather) que tienen una densidad promedio de entre 1.20 y 1.27 (Álvarez et al., 2010, citado por Freire, 2015).

### **3.3.1.2. Sedimentación.**

Se utiliza para detectar huevos de trematodos de un peso mayor que la densidad del agua o de otras soluciones. El objetivo principal se basa en la capacidad de algunos huevos de sedimentar dentro de una solución de baja densidad como el agua. Los huevos tienen un color que facilita su identificación, más aún si se agrega un colorante de contraste que tiñe todo el material vegetal que se encuentra, con excepción de los huevos. Existen diversas modificaciones al método, siendo la más usada la técnica de sedimentación simple (Álvarez et al., 2010).

### **3.3.1.3. Identificación de larvas.**

#### **3.3.1.3.1. Técnica de coprocultivo en frasco, de Corticeli y Lai**

Se requiere coleccionar diez gramos de heces de animales positivos a huevos de nematodos gastrointestinales, la finalidad de esta técnica es lograr evolucionar los huevos de los nematodos gastrointestinales en las heces hasta obtener las L<sub>3</sub>. Esta técnica sirve de apoyo en el diagnóstico para poder establecer con precisión qué tipo de géneros de nematodos están presentes en un rebaño bajo estudio y adicionalmente sirve para establecer cuáles son los géneros y especies de parásitos que predominan en el rebaño. El coprocultivo tiene un valor importante en investigación cuando se pretende llevar a cabo trabajos experimentales en los que se requiera contar con una población muy grande de nematodos (Beltrán, 1984, citado por Liébano et al., 2011).

#### **3.3.1.3.2. Técnica de Baermann (RVC/FAO).**

Mediante esta técnica las larvas infectantes L<sub>3</sub> migran desde las heces para su reconocimiento e identificación genérica y específica. Esta técnica es usada para separar las larvas del material fecal. El objetivo principal de esta técnica se basa en la migración activa o movimiento de las larvas. Las heces son suspendidas en agua a 37°C; las larvas se mueven hacia el agua; se hunden hacia el fondo, donde pueden ser colectadas para su identificación.

#### **3.3.1.3.3. Identificación del estadio larvario L<sub>3</sub>**

La identificación de larvas L<sub>3</sub> depende de unas pocas características morfológicas que incluyen: presencia o ausencia de vaina, cuerpos refráctiles, forma de la cabeza y estructura

intestinal del extremo anterior, el número y forma de las células intestinales, la longitud de la cola de la vaina y la presencia de lóbulos en la cola de la larva (RCV/FAO).

### **3.3.2. Cuantitativos.**

#### **3.3.2.1. McMaster.**

Este método sirve para determinar el número de huevos de nematodos por gramo de heces con el fin de estimar la carga parasitaria en un animal. La ventaja de este método es que los huevos flotan libres de residuos de forma rápida antes del contaje. La cámara de McMaster es de cristal o plexiglás que utiliza dos piezas de (2,5 cm por 7,5 cm) con dos rejillas grabadas (1 cm por 1 cm) por lo general tienen cinco líneas que la subdivide en seis secciones para su fácil contaje. Cada cámara presenta 0,15 mL de profundidad por 1 cm<sup>2</sup>, se examinan 0,15 cm<sup>3</sup>. Por tanto los 30 cm de la suspensión total (2 gramos de heces + 28 mL de solución) tendrán 200 cámaras, como se requiere solamente el número total de huevos por gramo de heces se multiplica por 100, 200 o 400 dependiendo de la consistencia de las heces (Baltazar, 2012).

### **3.4. Necropsia.**

Se recurre a este sistema para la identificación de nematodos adultos. Sobre un animal sacrificado es conveniente medir el pH del contenido abomasal como indicador de la funcionalidad de dicho órgano. El pH normal oscila en 1,5-3 en tanto que en los animales muy parasitados éste se eleva por encima de 5. Una vez abierta la cavidad abdominal, realizar dos ligaduras en el cuajo, una a la altura del píloro y otra a tres centímetros de la anterior, al comienzo del duodeno y se lo separa del resto del aparato digestivo junto al librillo para evitar derrames de contenido. El otro corte se hace inmediatamente detrás de la ligadura en el píloro. El intestino delgado es separado del mesenterio con cuchillo filoso hasta llegar a la válvula ileocecal. El intestino grueso se separa de la misma manera, descartándose la última parte del recto (Robles, 1991).

### **3.5. Famacha.**

Es el método más utilizado para determinar la carga parasitaria y la resistencia ante un desparasitante. El termino FAMACHA® es una palabra que reúne las primeras letras de su idealizador, el Dr. Faffa Malan y Chart.

Existen una serie de parásitos gastrointestinales que pueden afectar a los pequeños rumiantes, entre ellos destacan: *Trichostrongylus axei*, *Trichostrongylus culumbiformis*, *Ostertagia spp*, *Cooperia spp*, *Oesophagostomun*, *Trichuris ovis*, *Strongyloides papillosus*, *Bunostomun* y *Haemonchus contortus*. De todos ellos, el *Haemonchus contortus* es el que

representa el mayor riesgo para los animales, pues se posiciona en las paredes del abomaso (estómago verdadero), donde succiona la sangre del hospedero, provocando una pérdida considerable de proteína, que podría ser aprovechada para las distintas funciones metabólicas del animal, generando así una reducción importante en los niveles de producción (Pérez, et al., 2003).

Es así que a inicios de la década de los noventa y con apoyo de la FAO, se desarrolla en Sudáfrica un proyecto dirigido a ganaderos y profesionales que permitió culminar con un método sencillo para decidir si un animal debe o no ser tratado, según su nivel de adaptación a la carga parasitaria. De esta forma se desarrolló el método FAMACHA® que relaciona los niveles de anemia con el color de la conjuntiva. El principio básico de este sistema consiste en evaluar la coloración de la conjuntiva del ojo de los animales y compáralo con una escala gráfica que muestra las posibles tonalidades relacionadas con la condición anémica del animal (Burke, 2005).

La escala gráfica se establece en categorías de la uno a la cinco, en la que el número uno y el número dos corresponden a tonalidades más oscuras y definen a los animales más saludables, que no requieren la aplicación de desparasitante. La categoría tres se cataloga como punto intermedio. En este caso, quedaría a criterio del productor hacer o no la desparasitación. Las categorías cuatro y cinco representan animales que se encuentran en un grado de anemia riesgoso o severo, en cuyo caso el desparasitante es inevitable y debe aplicarse (Salazar, 2009).

El objetivo de este método es identificar clínicamente animales resistentes, resilientes y susceptibles a las infecciones parasitarias, optimizando el tratamiento de forma selectiva en situaciones reales en el campo, sin la necesidad de recursos de laboratorio. El sistema FAMACHA® sólo debe ser utilizado a las infecciones con *Haemonchus spp*, y se recomienda emplearlo en conjunción con otras medidas de control de helmintos (Van Wyk, 2001).

Este método reduce el número de animales que deben ser desparasitados, ahorra dinero, pues se hace un menor gasto en producto, disminuye el uso de productos químicos, prolonga la efectividad del desparasitante y baja la posibilidad de adquisición de resistencia por parte de los parásitos.



### **3.6. Métodos de diagnóstico paraclínicos.**

#### **3.6.1. Hematocrito**

Se define hematocrito (Hto) como la fracción de volumen que los eritrocitos ocupan en un volumen de sangre. Se utiliza el hematocrito para estudiar casos de deshidratación y anemia.

Se puede utilizar cualquier tubo capilar heparinizado ya que en la centrifugación se obtiene un valor cualitativo con línea blanca o leucocitaria en el borde sobrenadante de color rojo (Organización Panamericana de la Salud, 1982).

Los rangos normales de referencia hematológica para cabras reportados por (Jackson & Cockcroft, 2002) van desde 22-38%. Si estos valores se comparan mediante el sistema FAMACHA® es posible identificar los estados anémicos y su correspondiente tratamiento.

**CAPÍTULO II**  
**MATERIALES Y MÉTODOS**

## 2.1. Área de estudio

El presente trabajo se llevó a cabo en el cantón Zapotillo, que se encuentra ubicado en la parte sur occidental de la provincia de Loja entre las coordenadas: 04° 15' y 04° 29', latitud Sur 80° 22' 15"; longitud Oeste 80° 23' 36". Tiene una extensión territorial de 1212,61 km<sup>2</sup> (GPL, 2011).

Posee un clima tropical mega térmico seco, con temperaturas superiores a los 30 ° C. Pertenece al rango de piso de temperatura caliente (100-1200 m.s.n.m); por su ubicación y las características geográficas de la región, el piso climático de Zapotillo corresponde a la zona tórrida tropical o tropical semiárida. La temperatura promedio se ubica entre los 18,3 y 32,3 °C. Las precipitaciones fluctúan en un rango anual de 600 – 800 mm (GPL, 2011).

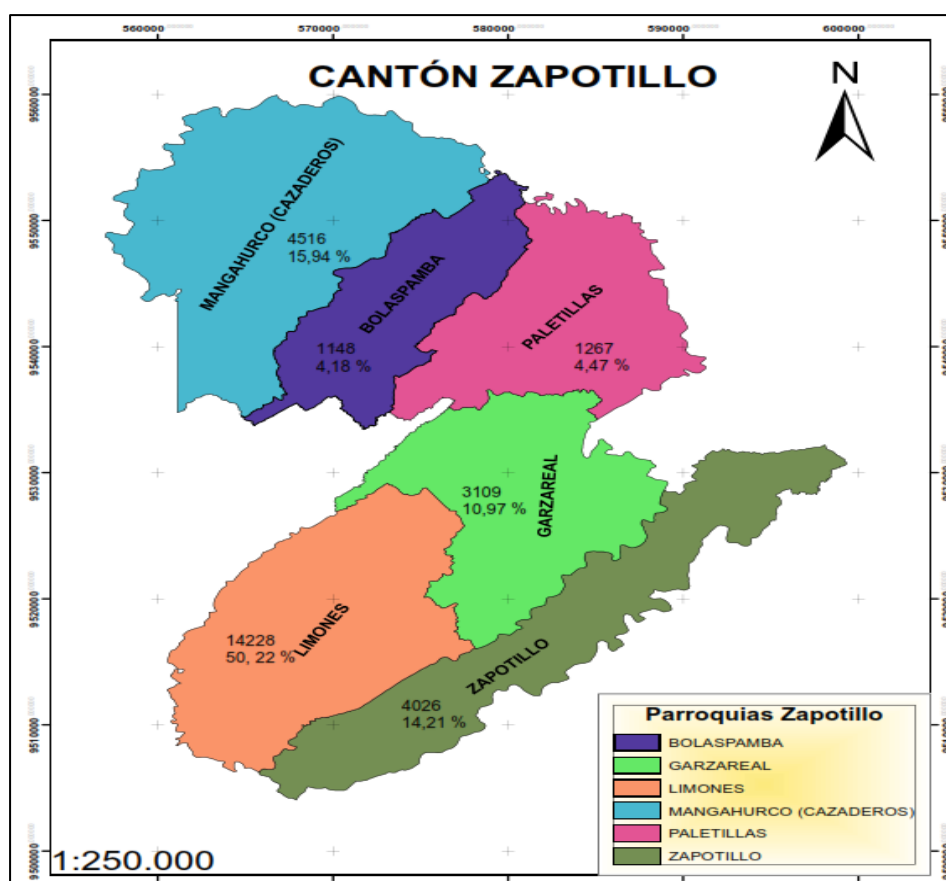


Fig. 12 Mapa del cantón Zapotillo con sus parroquias y distribución numérica y porcentual de ganado caprino.  
Fuente: MAGAP, 2011.

La parroquia Garza Real del cantón Zapotillo, situada al sur occidente de la provincia de Loja y que limita: al Norte con la parroquia Paletillas, al Sur: con las parroquias Limones y Zapotillo, al Este: con la Parroquia Sabanilla del Cantón Celica y la Parroquia Zapotillo y, al Oeste con la República del Perú; se caracteriza por tener un clima cálido seco durante todo

el año, una temperatura promedio de 26 °C con una altitud promedio de 185 m.s.n.m y precipitaciones anuales de 400 mm (PDOTZ, 2011).

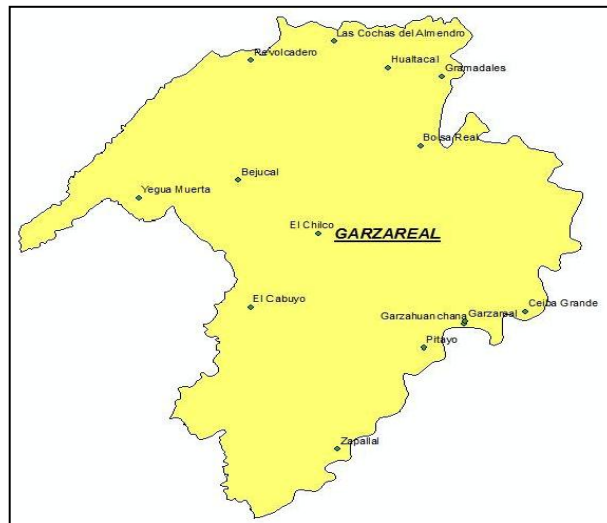


Figura 13: Mapa de la parroquia Garza Real.  
Fuente: Instituto Geográfico Militar, 2011 en escala 1-50000.

## 2.2. Población de estudio

Se estableció un ensayo piloto para conocer la prevalencia de parásitos gastrointestinales en rebaños caprinos y así poder contar con datos que permitieran establecer el número muestral para el proyecto. El ensayo se realizó en la parroquia Limones en las comunidades de Chaquiro, Totumitos, Cabeza de Toro del cantón Zapotillo en enero del 2015, debido a la emergencia sanitaria que surgió por la mortalidad presente en la zona. Para este ensayo se tomaron muestras de heces de 128 caprinos. Los muestreos siguientes se realizaron en la parroquia Limones en el mes de junio del 2015.

Mediante el software EpiInfo® (Center for Disease Control and Prevention, USA) y un estimado de 28000 caprinos en el cantón, una prevalencia del muestreo piloto de 86,3% y un 95% de límite de confianza, se determinó el número mínimo muestral en 73 animales. De cada explotación caprina se seleccionaron aquellos animales que según el productor habían bajado su capacidad productiva señalando que habían ocurrido muerte de animales previamente al muestreo.

Se realizaron muestreos en siete explotaciones, escogidas por el consentimiento de los productores de la zona (Tabla 4).

Tabla 4. Coordenadas geográficas de los sitios de muestreo en la parroquia Garza Real.

Explotación	Coordenadas	Altitud (msnm)
1	583685 - 9531120	369
2	0583841 - 9531141	347
3	581062 - 9535597	562
4	581207 - 9535480	560
5	581209 - 9536480	567
6	581226 - 9535785	564
7	581025 - 9535785	567

Elaboración: El autor

## 2.3. Etapa de campo

### 2.3.1. Recolección de muestras fecales

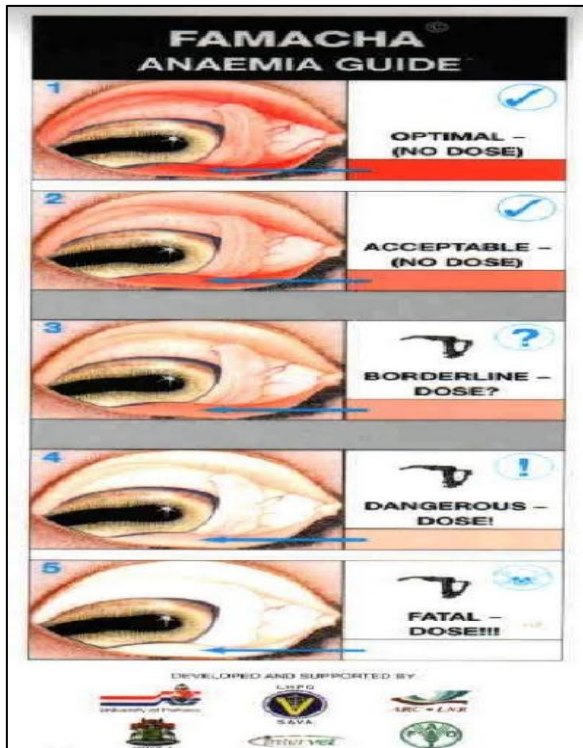
Se tomaron directamente del recto usando guantes de látex en bolsas plásticas debidamente identificadas y conservadas a resguardo de condiciones ambientales. Fueron trasladadas en hielera al laboratorio de Sanidad Animal y Zoonosis de la UTPL hasta su análisis. Las muestras de sangre fueron procesadas en un laboratorio de campo, instalado en las dependencias de Agrocalidad, punto de control y campo de acción Zapotillo.

### 2.3.2. Recolección de muestras sanguíneas

Las muestras de sangre entera se tomaron del mismo número de caprinos seleccionados en el muestreo (77), a través de punción de la vena yugular mediante el sistema Vacutainer® en tubos con sal sódica del ácido etiléndiamino tetraacético (EDTA). Para cada cabra se emplearon agujas descartables de forma individual.

## 2.4. Evaluación según FAMACHA®

La mucosa ocular de los caprinos fue revisada utilizando la carta de colores FAMACHA® (Salazar, 2009) que permite conocer el efecto de las parasitosis inspeccionando la membrana mucosa del ojo, en donde se establece en un rango de 1-5 de un estado óptimo hasta un estado fatal (Fig. 2). De igual manera se determinó el valor de hematocrito de cada una de las muestras llenando un capilar con la muestra de sangre hasta las  $\frac{3}{4}$  partes de su capacidad. Estos fueron centrifugados cinco minutos a 8000 rpm (Jemmy KHT-430B) y se evaluó mediante tablas estándar.



### FAMACHA<sup>®</sup> System

Clinical category	Color	PCV	Tx recommendation
1	Red	≥28	No
2	Red-pink	23-27	No
3	Pink	18-22	?
4	Pink-white	13-17	Yes
5	White	≤12	Yes

Fig. 14 Carta de colores FAMACHA<sup>®</sup>.  
Fuente: Salazar, 2009.

#### 2.4.1. Planilla de muestreo

En la planilla de muestreo (Figura 15) se registraron los datos concernientes a ubicación geográfica, identificación de la finca, propietarios, coordenadas geográficas, así también edades, sexo y nombres de animales en los cuales cada numeración correspondió a la de la planilla de muestreo.

FICHA DE CAMPO

Nombre del propietario:																			
Localización																			
Fecha:																			
Nombre de la finca:																			
# animal	Sexo	Edad (meses)			Mucosa (FAMACHA)	Estabulado		Agua de consumo			Tratamiento						Coordenadas	Ectoparásitos	
		2-6	7-12	>12		Si	No	Potable	Tratada	De pozo	Si	No	Fecha	Alb.	Leb.	Feb.			Otros

Fig. 15 Planilla de muestreo.  
Elaboración. El autor.

## **2.5. Laboratorio**

Una vez obtenidas las muestras de materia fecal en campo se realizaron las técnicas y procedimientos específicos para identificación y contaje de formas parasitarias en laboratorio.

### **2.5.1 Técnicas cualitativas**

#### **2.5.1.1 Técnica de flotación**

En el laboratorio se pesaron 2 gramos de heces que fueron diluidas en vasos plásticos con 28 mL de solución sobresaturada de azúcar (Sheather) como líquido de flotación (Rivera et al., 1996; Ueno y Gonçalves, 1998), y se mezclaron con una cucharilla hasta que quedó una pasta uniforme. La muestra así mezclada fue colada a través de un tamiz con gasa hacia un recipiente limpio. Se vertió la solución en un tubo de ensayo hasta rebosar y se colocó un cubre objeto durante diez minutos.

El cubreobjeto fue colocado en un portaobjeto y visualizado en un microscopio (Zeiss, Alemania) a un aumento de 40X.

#### **2.5.1.2 Coprocultivo**

Se realizó un coprocultivo por explotación, se tomaron diez gramos de heces de las muestras con altas cargas parasitarias que fueron depositados en frascos de vidrio tapados con gasa y llevados a la incubadora con temperatura y humedad controlada (26°C y 70% HR, respectivamente) por siete días.

Se ejecutó por separado la técnica de Corticelli (McMurtry, et al., 2000) a fin de establecer diferencias en la eclosión de larvas y por ende el número de larvas encontradas; se depositaron diez gramos de materia fecal en una caja Petri de seis centímetros de diámetro, y está a la vez se colocó dentro de una caja Petri de nueve centímetros de diámetro que contenía agua a un altura de cinco milímetro (cámara húmeda). De igual manera el cultivo se incubó por siete días bajo las mismas condiciones de temperatura y humedad.





Figura 16: Técnica de coprocultivo.  
Elaboración: El autor.

### 2.5.1.3 Técnica de migración larvaria (Técnica de Baermann)

Mediante esta técnica las larvas infectantes  $L_3$  migran desde las heces para su reconocimiento e identificación genérica y específica.

Para ello se diseñó un sistema Baermann casero que consistió en la colocación de una prensa para ubicar ocho embudos con manguera de goma de laboratorio de 25 centímetros de largo (Fig. 4). Estas se cerraron con pinzas Halstead mosquito curvas de 5". Se pesaron diez gramos de una mezcla de heces de cada una de las explotaciones. Estos se depositaron sobre gasa y se cerró a modo de saco atada con un hilo. Esta bolsa se ató a una varilla para ser suspendida sobre la boca de los embudos. Se adicionó agua a 37°C hasta cubrir la bolsa conteniendo las heces. A las 24 horas se recogieron aproximadamente cinco mL del líquido a través de la manguera y se procedió a centrifugar a 3000 rpm durante 10 minutos (Centrifuga Power Spin MX). El sobrenadante fue retirado y se añadieron tres a cinco gotas de lugol y formol al 3% en solución tampón fosfato salina pH 7,2 (Sigma P4417, USA) al sedimento para la identificación y conservación de formas larvarias. Mediante una pipeta Pasteur se transfirieron tres gotas del sedimento a un portaobjetos y cuidadosamente se procedió a revisar en el microscopio con aumento de 10x de acuerdo a la guía RVC/FAO (<http://www.rvc.ac.uk>).



Figura 17: Técnica de Baermann (casero).  
Elaboración: El autor.

#### 2.5.1.4 Identificación del estadio larvario L<sub>3</sub>

La identificación del género del nematodo en el estadio larvario L<sub>3</sub> se realizó mediante el uso de claves taxonómicas de nematodos gastrointestinales de ovinos y caprinos. Estas claves se basan en el tamaño total del nematodo, el tamaño de la cola de la vaina, tamaño y forma del esófago, cantidad y forma de las células intestinales y cuerpos refringentes (McMurtry et al., 2000). El trabajo fue enfocado bajo criterios claves de identificación de la guía RVC/FAO (<http://www.rvc.ac.uk>).

### 2.5.2 Técnicas cuantitativas

#### 2.5.2.1. Método de McMaster

Para el conteo de huevos por gramo de heces (hpg) se utilizó la cámara de McMaster: Se pesaron 2 gr de heces diluidos en 28 mL de solución sobresaturada de azúcar (Sheather), luego se coló a través de un tamiz a un recipiente limpio. Mediante una pipeta Pasteur la solución filtrada llenó la cámara cuidadosamente. Se multiplicó por 100, 200 y 400 dependiendo de la consistencia de las heces si estaban normales, diarreicas o liquidas, respectivamente y se dividió entre 2 (debido a los dos compartimentos de la cámara).

$$hpg = \frac{Cámara\ 1 + Cámara\ 2}{2} * (100), (200) o (400)$$

Para establecer el grado de infección parasitaria se recurrió a la siguiente tabla:

Tabla 5. Guía de interpretación de infección parasitaria.

Especie	Insignificante	Baja	Moderada	Alta	Autor
Caprino/Ovino	100-250	250-500	500-1000	>1000	Schoenian, 2003

Elaboración: El autor.

**CAPÍTULO III**  
**RESULTADOS Y DISCUSIÓN**

La cabra (*Capra hircus*) se encuentra entre las especies más tempranamente domesticadas, unos 9.000 años a. C y está distribuida extensivamente en zonas áridas y semi-áridas. La presente es la primera investigación sobre las enfermedades gastrointestinales en ganado caprino en la parroquia Garza Real del cantón Zapotillo bajo un clima cálido-tropical, por lo que los resultados y recomendaciones van enfocados a los pequeños y medianos productores de la zona para ayudar al mejoramiento de la administración y manejo del ganado caprino; además enfocar el seguimiento de más estudios bajo estas similares condiciones climáticas y de manejo en diferentes áreas de estudio.

Los estudios realizados de la prevalencia de parásitos gastrointestinales en el ganado caprino, han tenido un enfoque cuantitativo, enfocándose en el número huevos excretados por gramo de heces y ooquistes.

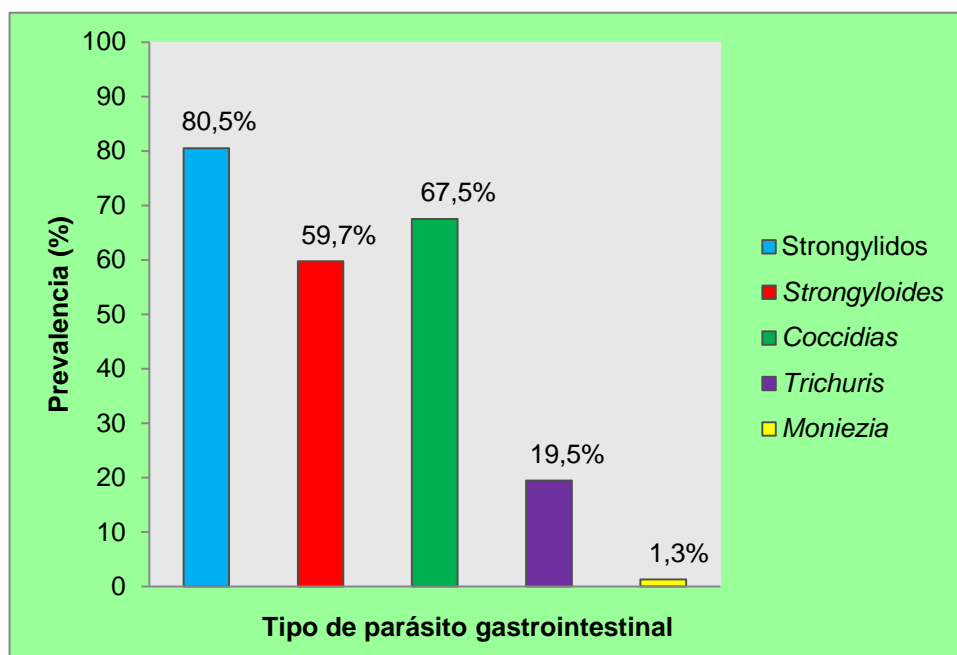
En este estudio, todos los animales positivos fueron diagnosticados empleando inicialmente el método de flotación cualitativo. Numerosos trabajos han presentado los resultados de los métodos de flotación debido a la facilidad de la técnica y su confiabilidad (Navone et al., 2005). Los huevos de nematodos son detectables debido a su menor densidad cuando se enfrentan a soluciones hipersaturadas.

Para análisis cuantitativo, se utilizó la cámara de McMaster y fue modificada para estimar los números de huevos de parásitos por gramo de heces.

➤ **Contaje y cálculo de prevalencia de parásitos gastrointestinales:**

En el presente trabajo de investigación se examinaron 77 muestras fecales mediante las técnicas coprológicas de flotación y McMaster. La prevalencia de parásitos gastrointestinales (PGI) fue del 90,9%. En ellas, se identificaron huevos del orden Strongylida, de los géneros *Strongyloides* y *Trichuris*, céstodes del género *Moniezia* y protozoarios como coccidias. Del total de muestras analizadas, en siete y trece no se evidenciaron parásitos mediante las técnicas de flotación y McMaster, respectivamente. La prevalencia de parásitos gastrointestinales (PGI) se indica en la figura 18. La mayor prevalencia se observó con los miembros del orden Strongylida (80,5%) y la menor con el céstode del género *Moniezia spp.* (1,3%). Del total de muestras, las coccidias estaban presentes en el 67,5%.

**Figura 18. Prevalencia por tipo de parásitos gastrointestinales en caprinos de la parroquia Garza Real del cantón Zapotillo, provincia de Loja.**



Elaboración: el autor

De acuerdo a las prevalencias que arrojan los tipos de parásitos encontrados se observa que los miembros del orden Strongylida se determinaron en un 80,5%, este resultado es similar al obtenido en el estudio de Radavelli et al., (2014) en cabras en Santa Catarina. Nieto e Isakovich (2005) señalan que: los endoparásitos que atacan a los caprinos son principalmente helmintos y protozoos. Los caprinos son animales muy susceptibles a la infestación de múltiples especies de parásitos, también mencionan que el 90% de las cabras hospedan lombrices en sus intestinos, de tal manera que se sustenta el resultado obtenido.

Las coccidias se determinaron en 67,5% de los caprinos. Un trabajo realizado en Corea reportó una prevalencia de 67,6% (Gebeyehu et al., 2013) a 13.6° C y de Radavelli et al., (2004) en Santa Catarina y Brito et al., (2009) en Maranhão, Brasil, cuyas prevalencias fueron 68,2% y 69,79%, respectivamente. Las coccidias muestran también porcentajes altos comparados al resto de parásitos, sin embargo, esto se debe a la alta humedad presente en la mayoría de las fincas evaluadas debido a la deficiencia en recolecta de heces y acumulación de orina en los corrales. En estas condiciones existe mayor posibilidad de reproducción: un buen ambiente para la esporulación lo constituyen los lugares oscuros, húmedos y calientes en donde no se recogen las heces. Los productores generalmente utilizan antihelmínticos que afectan únicamente a los nematodos y no a las coccidias (Bowman et al., 2009). La eliminación de ooquistes en animales adultos es de 1.000 y 2.000 ooquistes por gramo de heces (opg), y más de  $10^6$  en animales jóvenes.

Las prevalencias más bajas reportadas en este trabajo corresponden a los géneros *Trichuris spp* y *Moniezia spp* con el 19,5% y 1,3%, respectivamente. El género *Trichuris spp* está presente en climas templados y dependientes de alta humedad y una temperatura de 27° C para su desarrollo (Kaufmann, 1996), siendo estas condiciones muy similares en todo el mundo (Taylor et al., 2007). El céstode del género *Moniezia* no está condicionado a los cambios ambientales debido a la existencia del hospedador intermediario (ácaros oribátidos) que están presentes a lo largo del año (Accattoli et al., 2010).

Al evaluar el número de animales positivos a cada tipo de parásitos en cada finca se observó que las fincas 1, 4 y 6 poseían el mayor número de animales positivos a estrongilidos (Tabla 6), lo que es importante debido a la patogenicidad de las especies que pertenecen a este grupo.

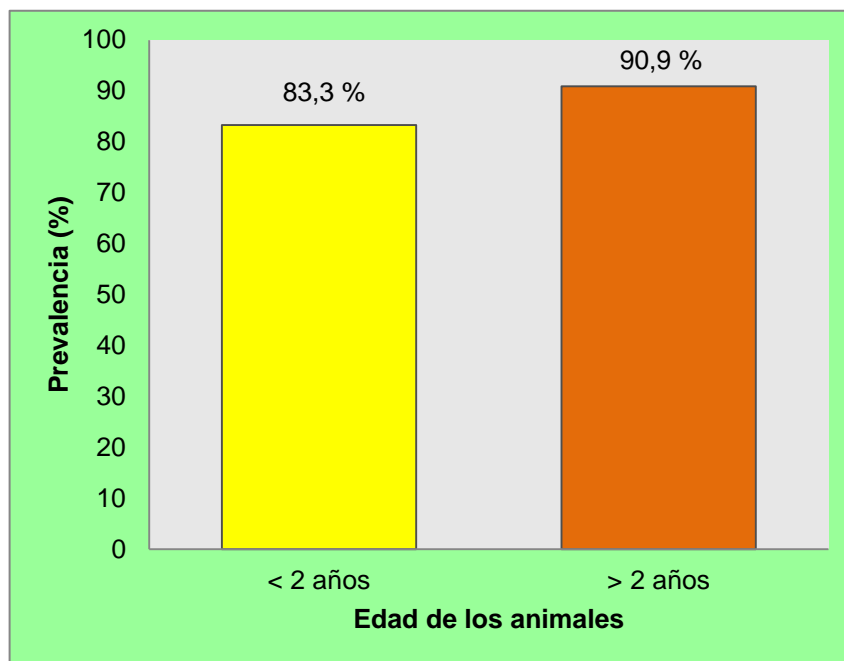
**Tabla 6. Número de animales positivos a parásitos gastrointestinales en las fincas muestreadas en la parroquia Garza Real del cantón Zapotillo, provincia de Loja.**

Finca (n)	Estrongilidos	<i>Strongyloides spp.</i>	<i>Trichuris spp.</i>	<i>Moniezia spp.</i>	Coccidias
1 (20)	16	11	2	0	8
2 (6)	3	4	0	0	1
3 (12)	9	7	3	0	11
4 (11)	11	8	0	0	11
5 (10)	7	4	3	1	10
6 (10)	10	5	4	0	7
7 (8)	6	4	3	0	4

Elaboración: el autor.

En relación al sexo de los animales de muestreo, del total de caprinos examinados y que fueron positivos a parásitos gastrointestinales mediante la técnica de flotación, 68 hembras resultaron positivas, lo que representa el 97,1%. Los dos machos evaluados resultaron positivos. La prevalencia de acuerdo a la edad fue del 83,3% en los animales menores de dos años mientras que en los animales mayores de dos años fue del 90,9% (Figura 19).

**Figura 19. Prevalencia de animales positivos a parásitos gastrointestinales de acuerdo a la edad (> a 2 años y < 2 a años) en caprinos de la parroquia Garza Real del cantón Zapotillo, provincia de Loja.**

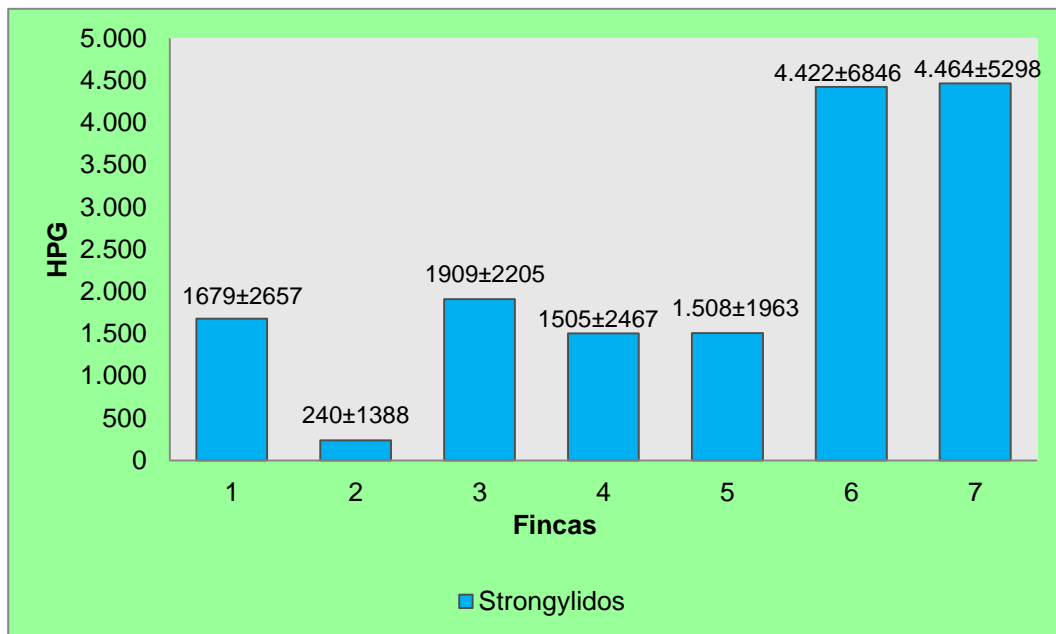


Elaboración: el autor.

En la determinación de la carga parasitaria obtenida según la técnica de McMaster, el mayor promedio de estrogilidos se encontró en la finca 7 con 4.422 hpg y la menor en la finca 2 con 240 hpg promedio; así mismo, el mayor promedio de *Strongyloides* se encontró en la finca 1 con 1.300 hpg y en menor cantidad en la finca 2 con 133 hpg. No se encontraron diferencias significativas entre la carga parasitaria y el número de huevos ( $p < 0,05$ ).

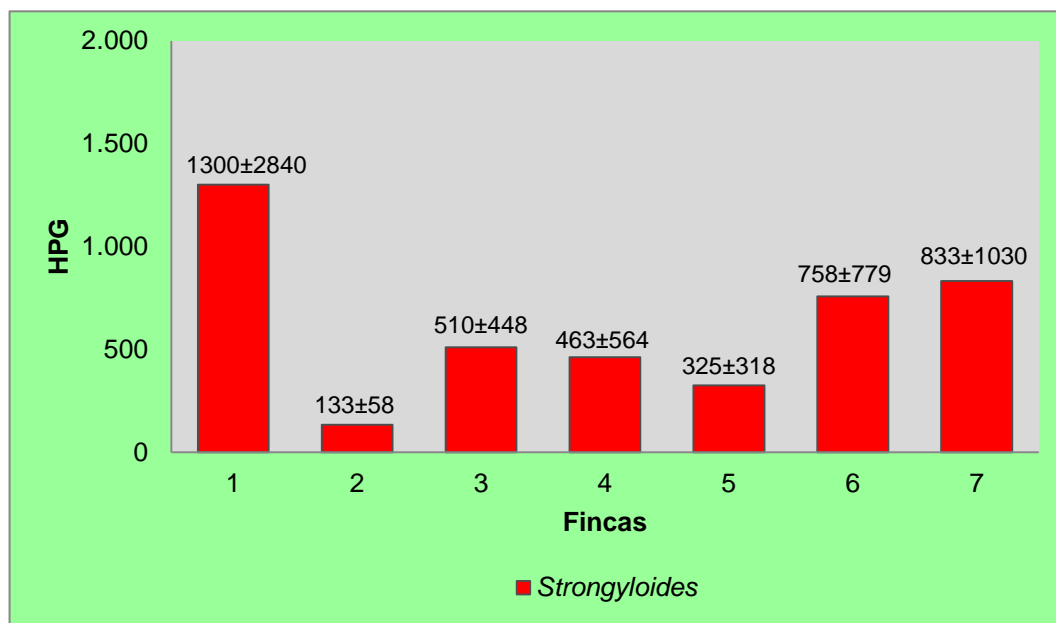
En algunas muestras no se observaron huevos. Para el cálculo del promedio no se utilizaron los datos de esas muestras porque se desconoce si la muestra era realmente negativa o la carga era tan baja que no se percibió mediante las técnicas utilizadas.

**Figura 20. Promedio del número de huevos por gramo de heces (hpg) de parásitos gastrointestinales tipo estrogilidos por cada explotación en caprinos de la parroquia Garza Real del cantón Zapotillo, provincia de Loja.**



Elaboracion: el autor.

**Figura 21. Número de huevos por gramo de heces (hpg) promedio de parásitos gastrointestinales de *Strongyloides spp* por cada explotación en caprinos de la parroquia Garza Real del cantón Zapotillo, provincia de Loja.**



Elaboración: el autor.



En la tabla 7 se muestran los grados de infección que se determinaron en cada una de las fincas de acuerdo al número de huevos por gramo de heces determinado. Se observa que en cinco de las siete fincas, más del 40% de los animales presenta el mayor grado de infección. En la finca 1, 4, 5 y 7 los valores son similares en cada una de las categorías. Sin embargo, el grado de infección es debido principalmente al grupo de los *estrongilidos*, cuya patogenicidad es mayor que la de los *Strongyloides*.

**Tabla 7. Porcentaje del grado de infección mixta de parásitos gastrointestinales y de estrongilidos en cada finca de muestreo.**

Finca	Grados de infección (%)							
	Insignificante	Estrongilidos	Baja	Estrongilidos	Moderada	Estrongilidos	Alta	Estrongilidos
1	14,3	14,3	7,1	35,7	21,4	7,1	42,9	42,9
2	40	60	40	40	20	-	-	-
3	27,3	36	18,2	9,1	9,1	18,2	45,5	36,4
4	18,2	45,5	27,3	9,1	27,3	18,2	27,3	27,3
5	50	50	-	-	-	-	50	50
6	11,1	22,2	-	-	11,1	11,1	77,8	66,7
7	-	-	-	14,3	14,3	-	85,7	85,7

Elaboración: el autor.

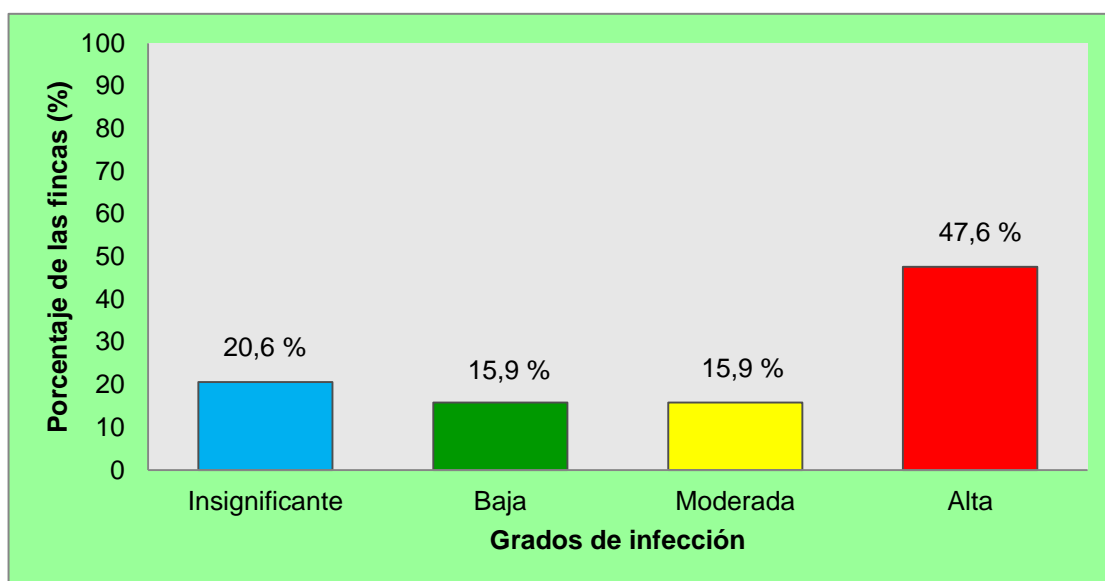
Schoenian (2003) establece una guía de interpretación que determina y explica la infección mixta que los animales presentan en sus exámenes coprológicos mediante la técnica de McMaster. Una cantidad de 100 a 250 hpg es considerada una infección leve o insignificante en la cual los animales pueden presentar retrasos en su crecimiento; cuando la infección es baja los conteos van de 250 a 500 hpg en la que los animales pueden presentar diarreas, pérdida de peso y condición corporal; cuando la infección es moderada, los conteos serán de 500 a 1.000 hpg presentando el animal cuadros crónicos de diarreas, pérdidas de peso, decaimiento general, y cuando los conteos superan los 1.000 hpg la infección se considera alta que, conjuntamente con los síntomas descritos anteriormente pueden desencadenar la muerte del animal y por ende pérdidas económicas al productor.

En la figura 22 se muestra el grado de infección mixta de todas las explotaciones. El grado de infección insignificante estaba presente en el 20,6% de las fincas; el bajo en el 15,9%; el moderado en 15,9%; y el grado de infección alto se observó en el 47,6%.

De acuerdo a esto, en los resultados obtenidos en este trabajo la categoría de infección alta está presente en casi la mitad de las fincas de muestreo, coincidiendo con el periodo de verano en la zona de estudio. Estos datos concuerdan con los obtenidos con Fonseca et al.,

(2003) quienes en su estudio realizado en cabras en un sistema de explotación silvopastoril en condiciones de montaña en Cuba también encontraron niveles de expulsión de huevos altos mayores a los 1.000 hpg en caprinos ubicados en zonas de altitud similar.

**Figura 22. Porcentaje de las fincas con grados de infección mixta de parásitos gastrointestinales en caprinos de la parroquia Garza Real del cantón Zapotillo, provincia de Loja.**



Elaboración: el autor.

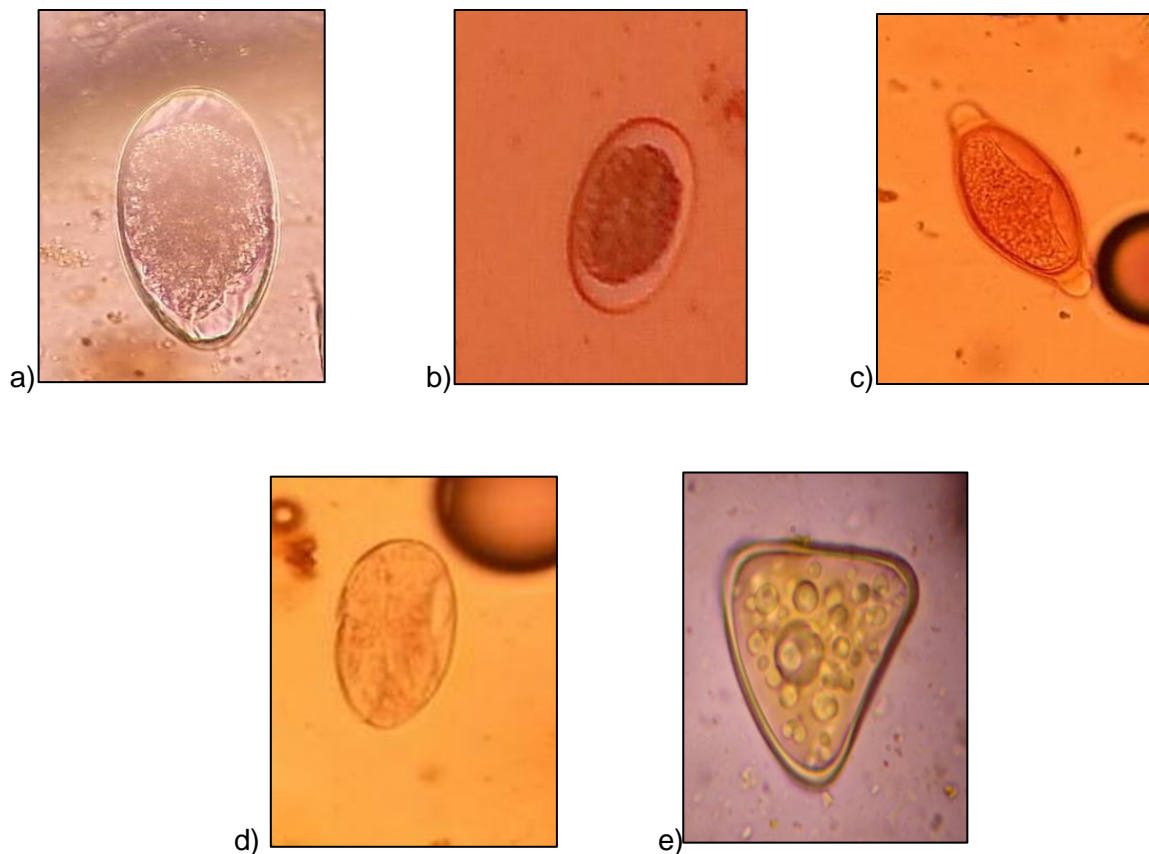
Al evaluar poliparasitismo por más de una especie se encontró que sólo el 12,32% de los animales poseían una sola especie de parásito y el 87,67% de los animales poseían dos o más especies (Tabla 8). Muchos animales de vida libre están infectados por múltiples especies de parásitos simultáneamente y la co-infección es la regla más que la excepción (Budischak et al., 2015). Además de ser desafiados por múltiples parásitos, los caprinos viven en ambientes donde la disponibilidad de alimento varía espacial y temporalmente, por tanto, las defensas también pueden estar disminuidas. El crecimiento y la fecundidad de los parásitos también pueden verse afectados por la competencia entre especies.

**Tabla 8. Número de caprinos que presentaron una o más especies de parásitos gastrointestinales determinados mediante técnica de flotación.**

Fincas	Número de especies			
	1	2	3	4
1	1	9	6	0
2	2	3	0	0
3	1	2	6	4
4	0	3	8	0
5	3	1	4	2
6	0	3	6	1
7	2	3	2	1
Total	9	24	32	8
%	12,32	32,87	44	10,95
% poliparasitismo	87,65			

Elaboración: el autor.

**Figura 23. Huevos de nematodos de la parroquia Garza Real obtenidas mediante la técnica de flotación. a) y b) Orden Strongylida; c) *Trichuris spp*; d) *Strongyloides*; e) *Moniezia spp*.**

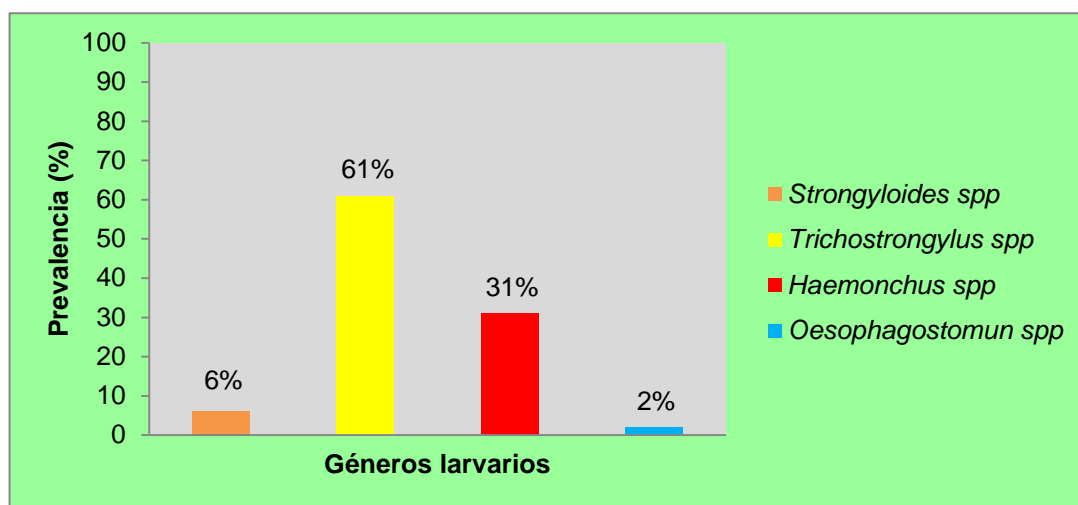


➤ **Identificación y prevalencia de larvas infectantes.**

Para la identificación de los diferentes géneros larvarios se realizaron ocho coprocultivos por cada finca o explotación, de los cuales se contabilizaron 800 larvas L<sub>3</sub>. Se identificaron seis géneros de larvas infectantes pertenecientes al orden Strongylida, cuya representación porcentual fue: *Haemonchus spp* 42%, *Trichostrongylus spp* 38%, *Oesophagostomun spp* 8%, *Teladorsagia spp* 1% y *Cooperia spp* 0.8%. También se identificaron larvas del género *Strongyloides spp* en 10% de las muestras analizadas (Figura 33).

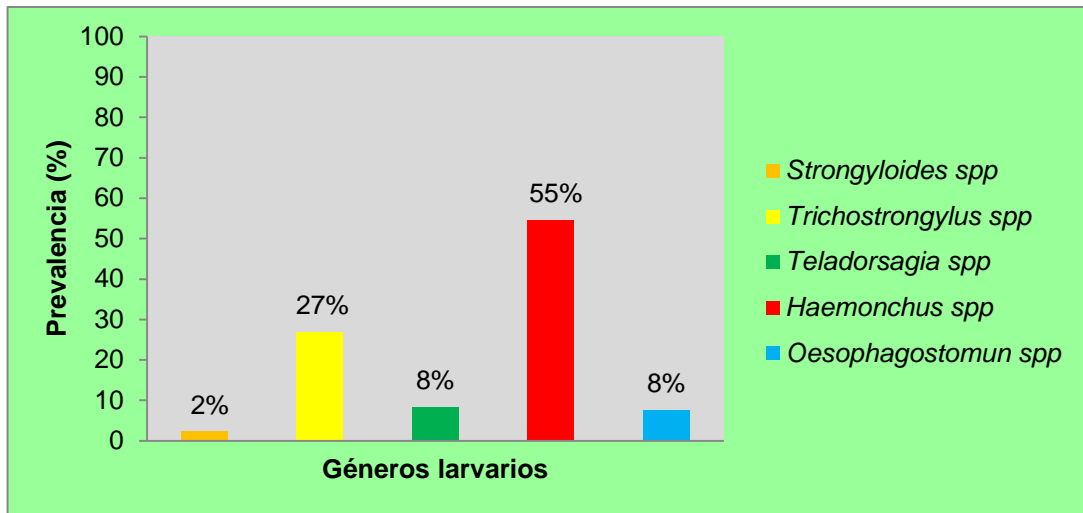
Al determinar las larvas identificadas en cada finca, se observó que de todas las larvas observadas, los géneros *Haemonchus spp* y *Trichostrongylus spp* estaban presentes en mayor cantidad en todas las fincas, a excepción de la finca 6, en la que el 51% de las larvas observadas pertenecían al género *Strongyloides* (Figura 24). Sólo en las muestras de las fincas 2 y 6 se observaron larvas del género *Teladorsagia* (Figuras 25 y 29).

**Figura 24. Identificación y prevalencia de larvas infectantes de parásitos gastrointestinales en la finca N.1 en caprinos de la parroquia Garza Real del cantón Zapotillo, provincia de Loja.**



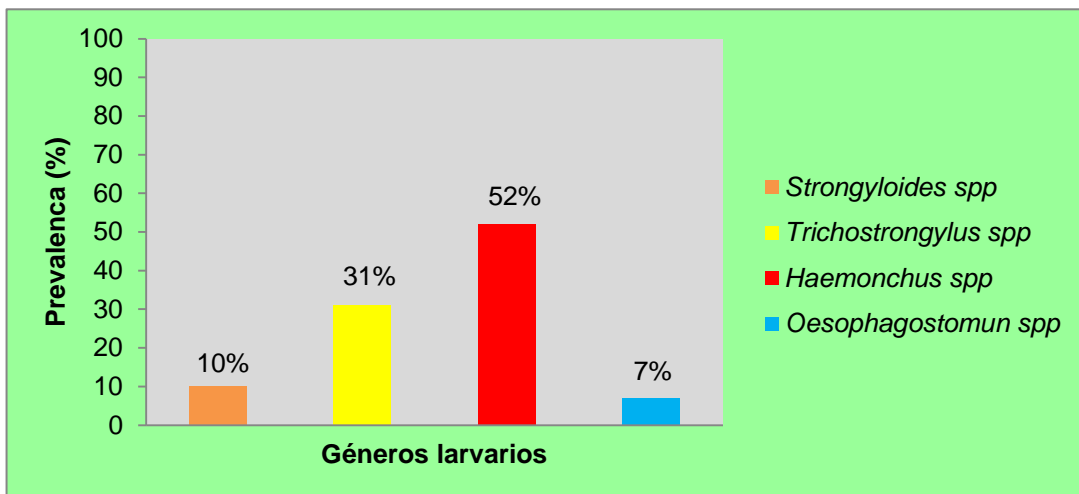
Elaboración: el autor.

Figura 25. Identificación y prevalencia de larvas infectantes de parásitos gastrointestinales en la finca N.2 en caprinos de la parroquia Garza Real del cantón Zapotillo, provincia de Loja.



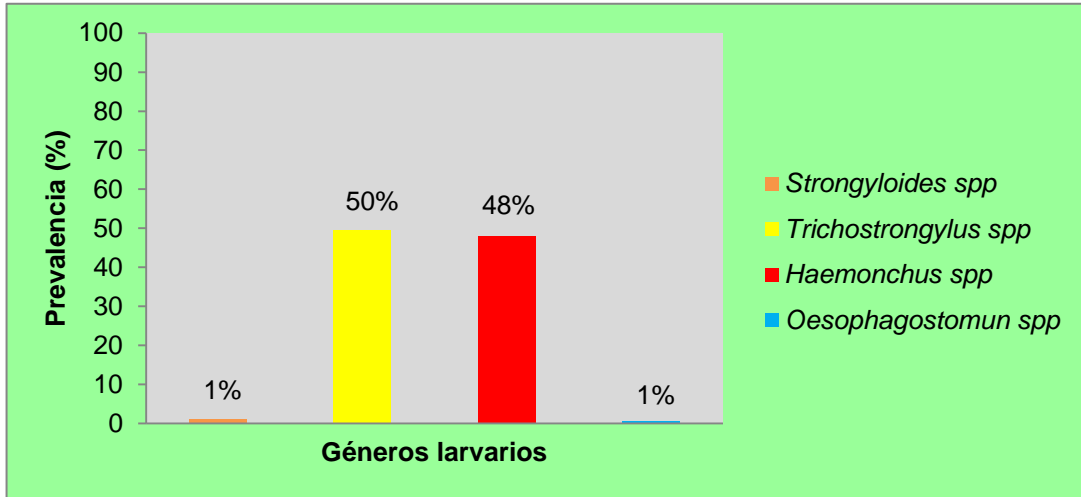
Elaboración: el autor.

Figura 26. Identificación y prevalencia de larvas infectantes de parásitos gastrointestinales en la finca N.3 en caprinos de la parroquia Garza Real del cantón Zapotillo, provincia de Loja.



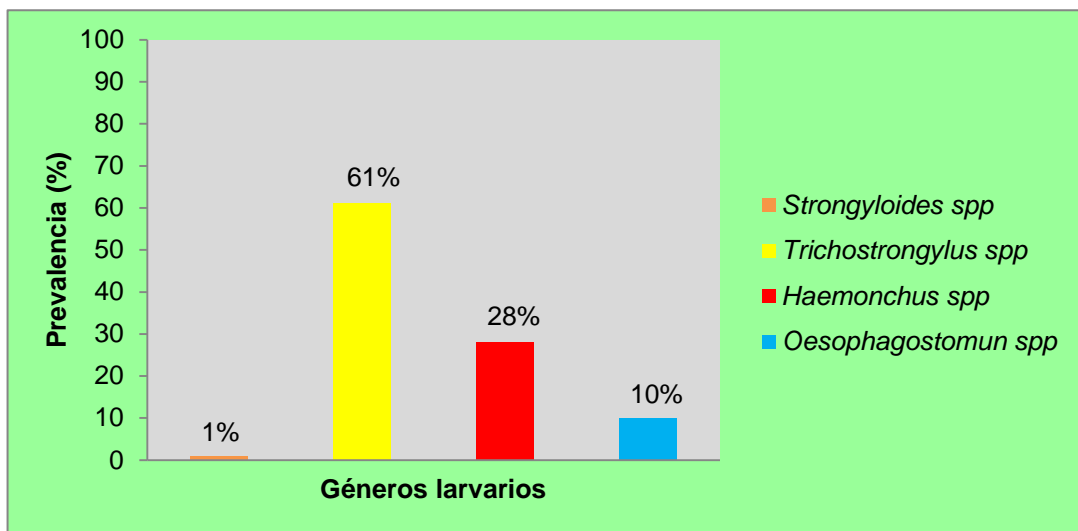
Elaboración: el autor.

Figura 27. Identificación y prevalencia de larvas infectantes de parásitos gastrointestinales en la finca N.4 en caprinos de la parroquia Garza Real del cantón Zapotillo, provincia de Loja.



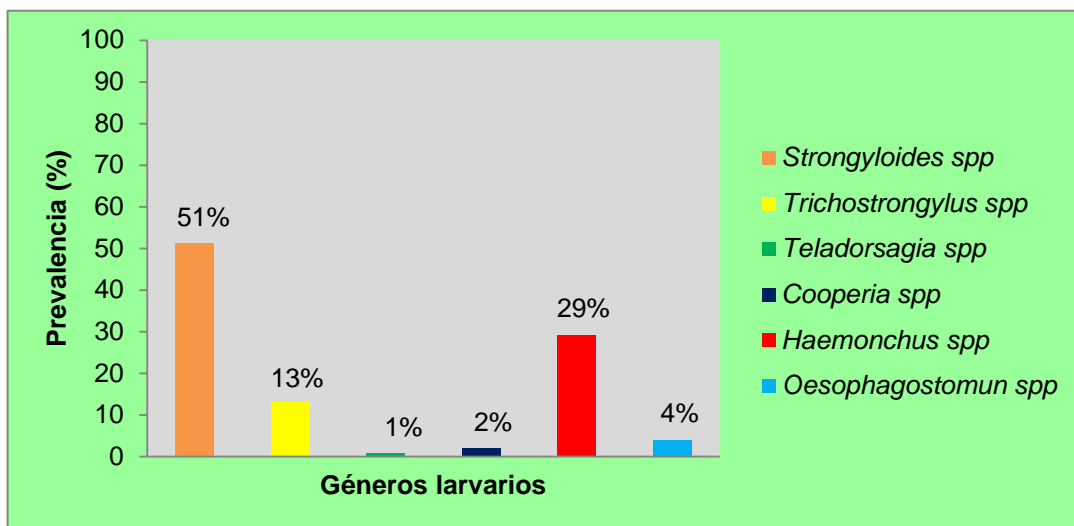
Elaboración: el autor.

Figura 28. Identificación y prevalencia de larvas infectantes de parásitos gastrointestinales en la finca N.5 en caprinos de la parroquia Garza Real del cantón Zapotillo, provincia de Loja.



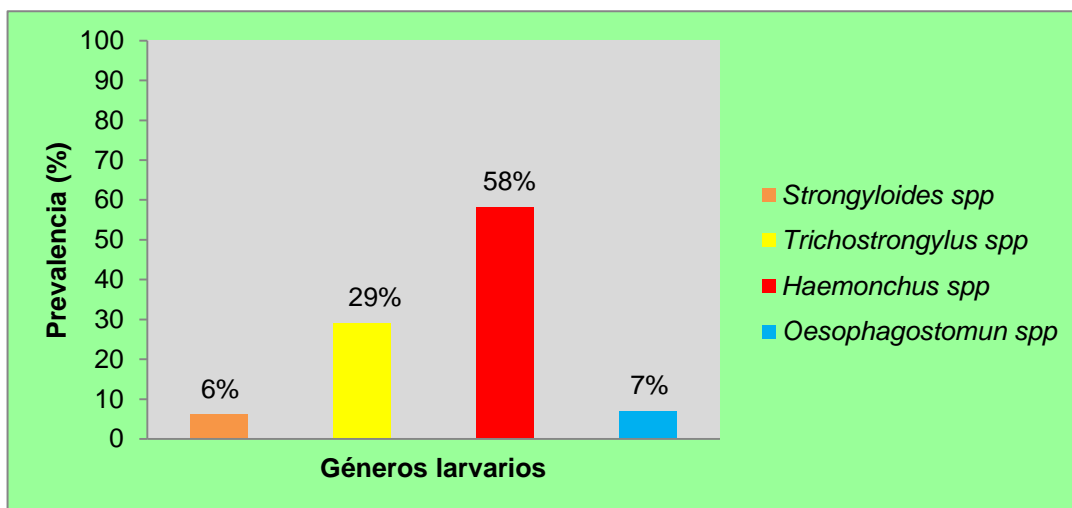
Elaboración: el autor.

**Figura 29. Identificación y prevalencia de larvas infectantes de parásitos gastrointestinales en la finca N.6 en caprinos de la parroquia Garza Real del cantón Zapotillo, provincia de Loja.**



Elaboración: el autor.

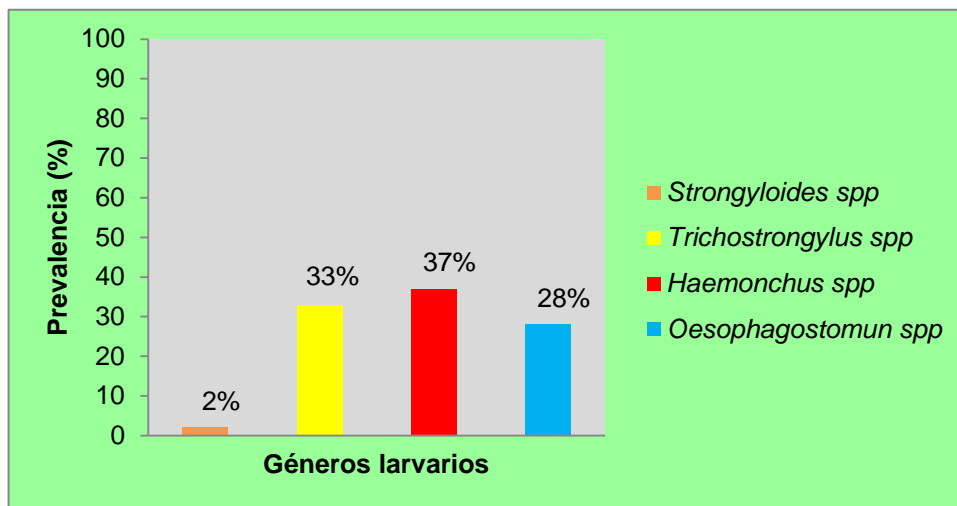
**Figura 30. Identificación y prevalencia de larvas infectantes de parásitos gastrointestinales en la finca N.7 en caprinos de la parroquia Garza Real del cantón Zapotillo, provincia de Loja.**



Elaboración: el autor.

En la identificación de larvas según la técnica de Corticelli y Lai (1964) con la muestra de la finca 7, se observó en mayor número las larvas de los géneros *Trichostrongylus spp* y *Oesophagostomun spp* (Figura 31).

**Figura 31. Identificación y prevalencia de larvas infectantes de parásitos gastrointestinales en la finca N.7 (técnica de Corticeli) en caprinos de la parroquia Garza Real del cantón Zapotillo, provincia de Loja.**

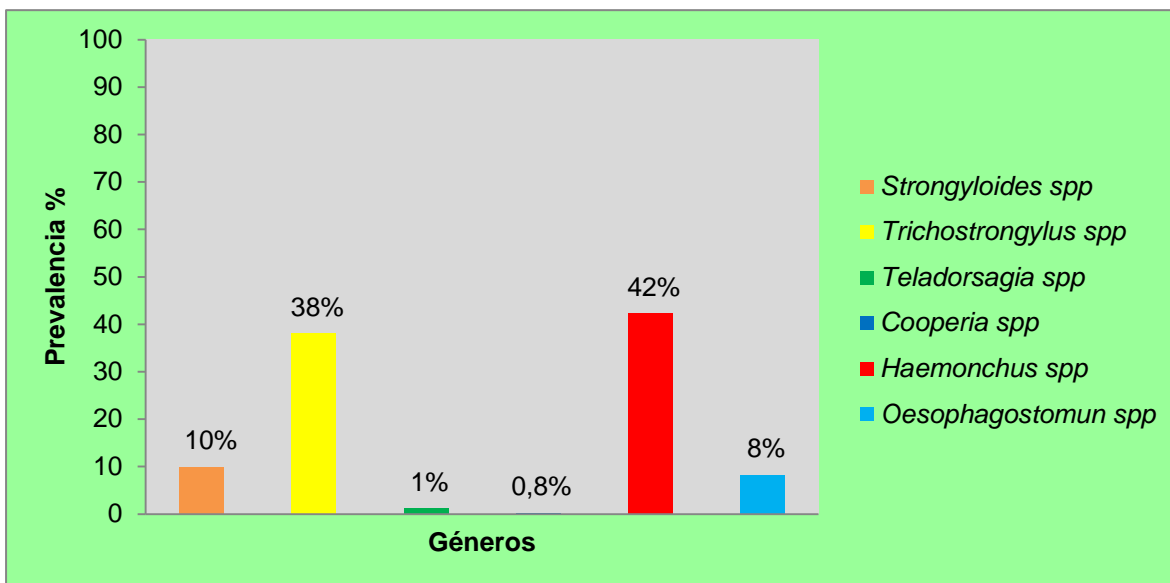


Elaboración: el autor.

Al establecer la prevalencia de parásitos gastrointestinales (PGI) en el total de las fincas de muestreo, se observan los siguientes datos donde se arroja la prevalencia total de parásitos gastrointestinales (PGI): la mayor prevalencia la obtuvo el género de *Haemonchus spp* con el 42%, seguida del género de *Trichostrongylus spp* con el 38%, presentando prevalencias menores se encuentran los géneros de *Strongyloides spp* con el 10%, *Oesophagostomun spp* con el 8%, y *Teladorsagia spp* con el 1% y *Cooperia spp* con 0,8% (Figura. 32). No se determinaron diferencias significativas entre los tipos de larvas identificadas por finca de muestreo ( $p>0,05$ ).



**Figura 32. Identificación y prevalencia de larvas infectantes de parásitos gastrointestinales en caprinos de la parroquia Garza Real del cantón Zapotillo, provincia de Loja.**



Elaboración: el autor.

Las prevalencias de *Haemonchus spp* y *Trichostrongylus spp* fueron altas en comparación con las especies de *Strongyloides spp*, *Oesophagostomun spp*, *Teladorsagia spp*, *Cooperia spp*. Esas dos especies son las más prevalentes y patógenas en los pequeños rumiantes. La haemoncosis está asociada con anemia e hipoproteïnemia. La prevalencia de *Haemonchus spp* en la presente investigación fue del 42% a una altitud que va desde 347 a 567 m s. n. m. Este resultado es similar al estudio realizado por Ibrahim et al., (2014) en Etiopía, quienes reportaron una prevalencia del 42,9% en caprinos a una elevación que va desde los 880 a 3360 m s. n. m. Este género debería presentar mayor prevalencia en climas cálidos y húmedos (Pino et al., 1997), por una gran tolerancia a casi la mayoría de los climas y zonas áridas tropicales (Cai & Bai, 2009). Las condiciones favorables para el desarrollo de los estadios libres de *H. contortus* son un promedio de temperatura sobre los 18° C y cuando las lluvias exceden de 50 mm mensuales (Dorny et al., 1995).

Este género es considerado el más prolífico, presentando oviposición de 5.000 a 10.000 huevos por día (Vignau et al., 2005), característica que predispone su alta presencia de este género en la mayoría de enfermedades gastrointestinales en caprinos debido a su incremento en épocas secas y calurosas (Rinaldi et al., 2007).

La prevalencia de *Trichostrongylus spp* en este estudio fue del 38%. Este resultado se sitúa en un rango medio en comparación a otros estudios realizados por Ibrahim et al., (2014) en Etiopía, quienes reportaron una prevalencia del 23,5% en caprinos a una elevación que va desde los 880 a 3360 m s. n. m.; Esayas (1988) reportó una prevalencia del 16,59% en

Ogaden (Etiopía), y Tefera et al., (2011) en Asella (Etiopía) quienes reportaron una prevalencia del 55%. Las diferencias de las prevalencias pueden deberse a las áreas de estudio que fueron evaluadas, además entre las vías de infección más probables por este género se encuentra el consumo de agua estancada, situación en la que se encontraban estos animales.

De las dos especies de *Trichostrongylus* que ocurren en pequeños rumiantes (*T. axei* y *T. colubriformis*) *T. axei* no parece ser tan importante como *T. colubriformis* que causa gastroenteritis parasitaria con diarrea en los cabritos. Un conteo de 2.000 vermes es suficiente para causar síntomas en un animal adulto. En áreas tropicales donde es mínima la variación de temperatura, un cambio en el patrón de lluvias es el factor que gobierna los patrones de infección por trichostrongylidos en los pequeños rumiantes. Las épocas secas tienen un efecto adverso en la sobrevivencia de los estadios de vida libre, pues se ha observado un retraso en el desarrollo de estos parásitos cuando comienza la estación seca. Como la dinámica de las larvas infectantes L<sub>3</sub> en el interior de las heces su migración hacia la hierba se produce si hay suficiente intensidad de luz y humedad, el mayor número de larvas se encuentran en las primeras horas de la mañana y final de la tarde cuando estos elementos son favorables (Cordero del Campillo, 2002). La práctica cotidiana que realizan los productores en esta parroquia es liberar a los animales al pastoreo a tempranas horas, razón por la cual se han encontrado estas prevalencias.

La prevalencia de *Strongyloides spp* en la presente investigación fue del 10%, este resultado es similar al obtenido por Idris et al., (2012) donde encontró una prevalencia del 7% en Alemania a 365 m s. n. m. situándose también su elevación similar a la de esta investigación; también estudios realizados por Lagunes S, (2014) en Puebla (México) la prevalencia encontrada fue del 9% similar a la prevalencia obtenida en este trabajo. En contraparte con estos resultados están los de Tefera et al., (2011) quienes reportaron una prevalencia del 20% superior a los resultados expuestos.

La prevalencia de *Oesophagostomun spp* en el presente estudio fue del 8%, cuyo resultado es similar con los reportados por Ibrahim et al., (2014) quienes reportaron una prevalencia del 5,3% en Etiopía y por Batista et al., (2014) el 4% en Teresina (Brasil), considerando que la mayoría de animales muestreados fueron hembras en las cuales este género suele estar presente, especialmente en gestantes y lactantes, y en cualquier época del año (Dash, 1973). *Oesophagostomun columbianum* es otro de los nematodos patógenos que causa diarrea con moco y sangre.

La prevalencia de *Teladorsagia spp* en el presente trabajo fue del 1%, a altitudes que van desde los 347 a 567 m. s. n. m. contrapuesto a este resultado se han reportado prevalencias de 60% por Alberti et al., (2012) en Italia a altitudes de 400 a 1.200 m s. n. m. con clima

templado y frío por zonas montañosas, lo que indica que este género larvario tiene un mejor desarrollo en estos climas que en los climas tropicales como es el caso de este estudio.

Vignau et al., (2005) sostienen que los huevos de este género se desarrollan a partir de los 7 - 8° C; además este resultado es muy bajo comparado con otro estudio realizado por Lagunes s, (2014) quien reportó en su trabajo la prevalencia del 29% de la especie *Teladorsagia circumcincta* realizado en Puebla (México).

La prevalencia de *Cooperia spp* fue del 0.8%, siendo este un valor insignificante en este trabajo, de igual manera un valor bajo encontrado en el estudio de Batista et al., (2014) en Teresina (Brasil) quienes encontraron el 2% de prevalencia; sin embargo, autores como Sissay et al., (2007) presentan una prevalencia del 11% en un pool de *Strongyloides*, *Bonostomun*, *Cooperia Nematodirus*, *Oesophagostomun* y *Skrjabinema* en Etiopía.

De acuerdo a los resultados obtenidos se observa que no existen diferencias significativas ( $p < 0.05$ ) entre las fincas en relación a los conteos de estrongilidos y *Strongyloides spp* y las larvas identificadas, esto probablemente se debe al similar manejo sanitario entre las fincas y que los animales comparten las mismas áreas de pastoreo.

En la tabla 9 se muestran los valores de hematocrito (Hto) obtenido y el promedio de las tomas de muestras de sangre que se realizaron a los caprinos, estos resultados son atribuidos a las condiciones alimenticias, nutricionales y de manejo en general que fueron encontrados los animales. El rango normal de hematocrito en caprinos es 22-38% (Jackson & Cockcroft, 2002); por tanto, sólo las fincas 1, 2 y 4 presentaron promedios normales, aunque algunos animales en todas las fincas presentaron valores normales (ver máximos de la Tabla 9). En las fincas en la que los valores máximos eran más bajos se observó mayor prevalencia de *Haemonchus contortus*.

**Tabla 9. Valores promedio de hematocrito en caprinos de la parroquia Garza Real del cantón Zapotillo, provincia de Loja.**

Finca (n)	Hematocrito <sup>1</sup>	Máximo	Mínimo	Estrongilidos más prevalentes, según coprocultivo
1 (20)	22	34	10	<i>Trichostrongylus spp.</i>
2 (6)	24	26	10	<i>H. contortus.</i>
3 (12)	21	27	12	<i>H. contortus.</i>
4 (11)	22	29	15	<i>Trichostrongylus spp / H. contortus.</i>
5 (10)	21	27	13	<i>Trichostrongylus spp.</i>
6 (10)	17	23	13	<i>H. contortus.</i>
7 (8)	16	23	8	<i>H. contortus.</i>

n: Número de animales muestreados

<sup>1</sup> Promedio de los valores obtenidos por finca.

Valor normal de hematocrito en la especie: 22-28%

Elaboración: El autor

En lo referente a los valores de FAMACHA, los rangos de valores para cada categoría se señalan en la Tabla 10, las categorías clínicas dominantes son 3 y 4, es decir, que representan niveles de hematocrito de 18 – 22% y 13 – 17% que son muy bajos si se comparan con los valores normales. Autores como Kaplan et al., (2004) demuestran que animales con niveles de paquete de volumen celular menores del 15% están en riesgo de muerte, este dato es preocupante porque una de las categorías clínicas obtenidas es la 4 cuyo paquete de volumen celular va de los 13 – 17%.

El método de FAMACHA fue aplicado en este estudio con el fin de evaluar su aplicabilidad en el campo y poder ofrecer a los productores una manera de evaluar sus animales y aplicar un tratamiento en consecuencia. Si los productores utilizan FAMACHA no tratarían a los animales a ciegas y en consecuencia, no sobrevendría la resistencia al antihelmíntico por su uso indiscriminado. Por otra parte, el análisis del color de las mucosas permitiría tratar para evitar la muerte de aquellos animales muy parasitados. De los 40 animales a los cuales se les aplicó la técnica, en 24 la categoría clínica no se ajustó a los valores de hematocrito correspondiente.

Es por tanto importante contar con buena luz a la hora de aplicar el método para discernir el color de las mucosas.

**Tabla 10. Valores de FAMACHA en caprinos de la parroquia Garza Real del cantón Zapotillo, provincia de Loja.**

Finca	Animal	Categoría clínica obtenida	Hematocrito (%) de la muestra	Rango del paquete de volumen celular (Hto) en FAMACHA
1	1	2	25	23-27
	2	3	20	18-22
	3	3	20	18-22
	4	1	34	>28
	5	3	23	18-22
	6	3	25	18-22
4	7	3	15	18-22
	8	4	25	13-17
	9	3	25	18-22
	10	3	26	18-22
	11	3	23	18-22
	12	4	21	13-17
	13	4	19	13-17
	14	3	18	18-22
	15	4	22	13-17

5	16	3	17	18-22
	17	4	13	13-17
	18	3	23	18-22
	19	4	17	13-17
	20	4	24	13-17
	21	4	26	13-17
	22	3	27	18-22
	23	4	18	13-17
6	24	4	11	13-17
	25	4	14	13-17
	26	3	17	18-22
	27	4	18	13-17
	28	3	23	18-22
	29	3	20	18-22
	30	4	19	13-17
	31	3	20	18-22
	32	3	20	18-22
	33	4	9	13-17
7	34	4	8	13-17
	35	4	23	13-17
	36	4	14	13-17
	37	4	18	13-17
	38	5	11	<12
	39	3	22	18-22
	40	5	13	<12

Elaboración: el autor.

Algunos autores como Myers (2004) y Hutchens (2005) estiman que cerca del 10% del volumen sanguíneo diario es consumido por *Haemonchus contortus*, uno de los principales parásitos encontrados en ovejas y cabras, cuyas consecuencias inmediatas se traducen en una disminución de la condición corporal, decaimiento, bajos niveles de producción, autores como Van Wyk y Bath, (2002) aplicaron el método FAMACHA como una forma práctica y fácil de identificar animales severamente sensibles a *Haemonchus contortus* y como alternativa de manejo en campo, razón por la cual se afirma de esta prueba de campo.

Figura 33. Larvas L<sub>3</sub> de nematodos de la parroquia Garza Real obtenidas mediante coprocultivo.



a. *Trichostrongylus* spp



b. *Haemonchus* spp



c. *Oesophagostomum* spp

## CONCLUSIONES

Con los resultados obtenidos en el presente trabajo de investigación se llega a las siguientes conclusiones:

- La prevalencia de parásitos gastrointestinales en caprinos en la parroquia Garza Real del cantón Zapotillo fue alta, lo que sugiere fallas en el control sanitario de los parásitos.
- El promedio del conteo de huevos de nematodos por gramo de heces (hpg) en las fincas evaluadas indica una mayor prevalencia de los parásitos del orden Strongylida y en menor grado del género *Strongyloides*.
- Es notorio el grado de infección de los animales: 47,6% de los caprinos poseían un grado alto de infección, lo que amerita tratamiento inmediato.
- Se identificaron los géneros infectantes (L<sub>3</sub>) en caprinos de la parroquia Garza Real, siendo sus prevalencias diferentes en las fincas evaluadas, donde los más predominantes fueron los géneros de *Haemonchus spp* y *Trichostrongylus spp* y menor predominancia los géneros de *Strongyloides spp*, *Oesophagostomun spp*, *Teladorsagia spp* y *Cooperia spp*.
- Mediante la técnica de hematocrito realizada se confirma la presencia de anemia causada por parásitos gastrointestinales.
- Se correlacionó la escala de valores de FAMACHA® con hematocrito, comprobando que existe similitud en ambas pruebas en un 40%.

## RECOMENDACIONES

Frente a los resultados obtenidos que mostraron los animales examinados, se recomienda lo siguiente:

- El cantón Zapotillo es representativo a nivel de la provincia como productor caprino por lo que es importante efectuar exámenes coproparasitarios periódicos ya que la prevalencia es alta y está ocasionando pérdidas económicas a sus productores.
- Para próximos estudios sería importante identificar géneros y especies mediante técnicas moleculares.
- Establecer un plan de medidas de control y tratamiento utilizando antiparasitarios alternos para así evitar la resistencia parasitaria.
- Dar a conocer los resultados obtenidos a los productores de la zona de estudio, así comunicar el estado de salud de sus caprinos, utilización de antiparasitarios y tomar medidas correctivas.
- Recomendar a los productores el manejo adecuado de sus hatos como limpieza diaria de los excrementos, rotación de potreros, drenaje de aguas estancadas.
- Fomentar en los productores la utilización del método FAMACHA® como una herramienta útil en campo ya que no contiene términos técnicos de complejidad.
- Informar a las autoridades correspondientes la existencia de parasitosis en caprinos en el sector del estudio.



## BIBLIOGRAFÍA

- Abebe, R., Gebreyohannes, M., Mekuris, S., Abunna, F., & Alemayehu, R. (2010). Gastrointestinal nematode infections in small ruminants under the traditional husbandry system during the dry season in southern Ethiopia. *Tropical Animal Health and Production* 42, 1111-1117.
- Abo-Sheada, M., & Abo-Farieha, H. (2003). Prevalence of *Eimeria* species among goats in northern Jordan. *Small Ruminant Research* 49, 109-113.
- Accattoli, C., Salazar, M., A., Schnacck, J. A. (2010). Nuevos registros de ácaros oribátidos (Acari: Oribátida) para la Argentina. *Revista de la Sociedad Entomológica Argentina* 69, 293-298.
- Aguilar-Caballero, A. J., Torres-Acosta, J. F. J., Cámara-Sarmiento, R. (2009). Importancia de parasitismo gastrointestinal en ovinos y situación actual de la resistencia antihelmíntica en México. In: *Avances en el control de la parasitosis gastrointestinal de ovinos en el trópico*. Gonzalez Garduño R. y Berumen Alaforte A.C. UACH-U.R.U.S.E. Tabasco, México. 1-11.
- Alberti, E., Zanzani, S., Ferrari, N., Bruni, G., & Manfredi, M. (2012). Effects of gastrointestinal nematodes on milk productivity in three dairy breeds. *Small Ruminant Research* 106, S12-S17.
- Alexandre, G., Mandonnet, N. (2005). Goat meat production in harsh environments. *Small Ruminant Research* 60, 53-66.
- Almalaik, A., Bashar, A., & Abakar, A. (2008). Prevalence and dynamics of some gastrointestinal parasites of sheep and goats in Tulus Area based on post-mortem examination. *Asian Journal of Animal and Veterinary Advances* 3, 390-399.
- Álvarez, J., Bayugar, R., Miranda, E., Sánchez, A., Liébano, E., Vazquez, V., Herrera, D., Mendoza, P. R. C. (2010). Diagnóstico de enfermedades parasitarias selectas de rumiantes. México: Instituto Nacional de Investigación Forestales, Agrícolas y Pecuarias, 29. Consultado el 15 de septiembre del 2015. Recuperado de: [http://biblioteca.inifap.gob.mx:8080/jspui/bitstream/handle/123456789/3256/DIAGNOSTICO\\_DEENFERMEDADES.pdf?sequence=1](http://biblioteca.inifap.gob.mx:8080/jspui/bitstream/handle/123456789/3256/DIAGNOSTICO_DEENFERMEDADES.pdf?sequence=1)
- Amarante, A. F. T. Barbosa, M. A. (1992). Species of coccidia occurring in lambs in Sao Paulo State, *Brazilian Veterinary Parasitology* 41 (3-4), 189-193.

Anderson, N. (1978). The regulation of host population growth by parasite species. *Parasitology* 76, 119-157.

Anderson, R. C. (2000). Nematode parasites of vertebrates. Their Development and Transmission. CABI, Ontario, Canada. *Folia Parasitologica* 47, 314.

Anene, B. M., Onyekwodiri, E. O., Chim, A. B., Anika, S. M. (1994). Gastrointestinal parasites in sheep and goats of southeastern Nigeria. *Small Ruminant Research* 13, 197-192.

Aréchiga, C. F., Aguilera, J. I., Rincón, R. M. (2008). Situación actual y perspectivas de la producción caprina ante el reto de la globalización. *Tropical and Subtropical Agrosystems* 9 (1), 1-14.

Ba, S. B., Udob, H. M. J., Zwartb, D. (1996). Impact of veterinary treatments on goat mortality and offtake in the semi-arid area of Mali. *Small Ruminant Research* 19, 1-8.

Baltazar, (2012). *Identificación de endoparásitos y sus efectos en la salud y productividad en borregas postparto en sistemas de pastoreo de ovinos en la posta veterinaria* (tesis de pregrado). Universidad Michoacana de San Martín de Hidalgo, México, 94.

Banks, D. J. D., Singh, R., Barger, I. A., Pratap, B., Le-Jambre, L., F. (1990). Development and survival of infective larvae of *Haemonchus contortus* and *Trichostrongylus colubriformis* in a tropical environment. *International Journal for Parasitology* 20, 155-160.

Barger, I. A., Siale, K., Banks, D. J. D., Le-jambre, L., F. (1994). Rotational grazing for control of gastrointestinal nematodes of goat in a wet tropical environment. *Veterinary Parasitology* 53, 109-116.

Bastianetto, E., Freitas, C., Bello, A.C., Cunha, A., Dalla, R., Leite, R. (2008). Primeiro diagnóstico de *Eimeria bareillyi* (Apicomplexa: *Eimeridae*) nas fezes de bezerros bubalinos (*Bubalus bubalis*) naturalmente infectados no estado de Minas Gerais, Brasil. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária* 17, 234-238.

Batista, J. F., Campelo, J., Silva, P. O., Magalhães, P. C., Barçante, F. P., Mendonça, I., L. (2014). Endoparasitismo gastrintestinal em cabras da raça Anglonubiana. *Revista Brasileira de Saúde e Produção Animal*, 15(2), 318-326.

Beltrán, S. J. L. (1984). *Valoración de seis técnicas de coprocultivo para la obtención de la larva infectante de Haemonchus contortus*. (Tesis de licenciatura). México, Estado de México. Universidad Nacional Autónoma de México.

Berbigier, P., Gruner, L., Mambrini, M., & Sophie, S. (1990). Faeces water content and egg survival of goat gastrointestinal strongyles under tropical conditions in Guadeloupe. *Parasitology Research* 76, 379-385.

Bertino, H. A. (1992) "Extensión Rural en el Norte de Córdoba a Productores Cabreros Tradicionales.", 26-30.

Besier, R., & Dunsmore, J. (1993). The ecology of *Haemonchus contortus* in a winter rainfall region in Australia: the development of eggs to infective larvae. *Veterinary Parasitology* 45, 275-292.

Biffa, D., Jobre, Y., Chakka, H. (2006). Ovine helminthosis, a major health constraint to productivity of sheep in Ethiopia. *Animal Health Research Reviews* 7, 107-118.

Bowman, D. D., Lynn, R. C., Eberhard, E. (2009). Georgis' parasitology for veterinarians. Elsevier, Saint Louis Missouri, 8, 440.

Brito, D. R .B., Santos, A. C. G., Teixeira, W. C., Guerra, R. M. S. N. C. (2009). Parasitos gastrointestinais em caprinos e ovinos da microrregião do alto Mearim e Grajaú, no estado do Maranhão, Brasil. *Ciência Animal Brasileira* 10(3), 967-974.

Budischak, S. A., Sakamoto, K., Megow, L. C., Cummings, K. R., Urban, J. F., Jr., & Ezenwa, V. O. (2015). Resource limitation alters the consequences of co-infection for both hosts and parasites. *International Journal for Parasitology*, 45(7), 455-463.

Burke, J. (2005). Management of barber pole worm in sheep and goats in the Souther U.S. Booneville, AR: Dale Bumpers Small Farms Research Update. Consultado el 14 de octubre del 2015. Recuperado de: [http://www.attra.org/downloads/goat\\_barber\\_pole.pdf](http://www.attra.org/downloads/goat_barber_pole.pdf)

Cai, B. Z., Bai, J. L. (2009). Infection intensity of gastrointestinal nematodosis and coccidiosis of sheep raised under three types of feeding and management regims in Ningxia Hui Autonomus Region, China. *Small Ruminant Research* 85, 111-115.

Cobos, E. (2012). *Caracterización de la administración y la estructura del costo de producción en cabras en la parroquia Limones del cantón Zapotillo, para diseñar un plan crediticio que desarrolle sosteniblemente esta explotación* (tesis de pregrado). Universidad Nacional de Loja, Loja, Ecuador, 20.

Coop, R. L., Kyriazakis, I. (1999). Nutrition-parasite interaction. *Veterinary Parasitology* 84, 187-204.

Cordero, M., Rojo, F. A., Martínez, A. R., Sánchez, M. C., Hernández, S., Navarrete, I., Diez, P., Quiroz, H., Carvahlo, M. (1999). *Parasitología Veterinaria*. Mc Graw Hill Interamericana de España, S. A. U. Madrid, 968.

Cordero del Campillo, M., Rojo, F., Martínez, A., Sánchez, M., Navarrete, I. (2002). *Parasitología Veterinaria*. España: Editorial Mc Graw Hill Interamericana, 249-253.

Corticelli, B., Lai, M. (1964). La diagnosi di tipo d'infestione nella strongilosi gastrointestinali del bovino in Sardegna con le larvae infestive (Diagnosis of the infestation type in gastrointestinal strongylosis of cattle in Sardinia by differentiation of the infective larvae). *Veterinaria Italiana* 15, 190-213.

Dash, K. M. (1973). The life cycle of *Oesophagostomum columbianum* (CURTICE, 1890) in sheep. *International Journal for Parasitology* 3, 843-851.

Dinne, J. (1963). Immunological aspects of parasitism. *Nature* 197, 268-269.

Dorny, P., Symoens, C., Jalila, A., Vercruysee, J., & Sanib, R. (1995). Strongyle infections in sheep and goats under the traditional husbandry system in peninsular Malaysia. *Veterinary Parasitology* 56, 121-136.

Edwards, P. J., Hollis, S. (1982). The distribution of excreta on New Forest grassland used by cattle, ponies and deer. *Journal of Applied Ecology* 19, 953-964.

Esayas, T. (1998). Study on the prevalence of GIT helminthes in Ogaden goats. DVM Thesis, Faculty of Veterinary Medicine. Addis Ababa University, Debre-Zeit. Ethiopia, 59.

FAO. (2003). Resistencia a los Antiparasitarios. Estado actual con énfasis en América Latina. Organización de las naciones unidas para la agricultura y alimentación, Roma: FAO. Estudio FAO producción y sanidad animal, 9-19.

FAO. (2015). La guía RVC/FAO para el Diagnóstico Parasitológico Veterinario.

Fiel, C. A., Nari, A. (2001) "Resistencia Antihelmíntica en Bovinos, Causas, Diagnóstico y Profilaxis." *Veterinaria Argentina* 171, 21-32.

Fonseca, M., Costa, P. J., Carrión, M., Vásquez, J., Liranza, E., Miranda, M., Sánchez, J., Pompa, M., García, A. (2003). Infestación por nemátodos gastrointestinales en un sistema de explotación caprina silvopastoril en condiciones de montaña. Instituto de Investigaciones Agropecuarias "Jorge Dimitrov". Bayamo, Granma, Cuba. *Pastos y Forrajes* 26 (1), 1-7.

Freire, L. (2015). Parasitosis gastrointestinal en especies zootécnicas, diagnosticadas en el laboratorio de biotecnología y microbiología animal (ESPOCH-RIOBAMBA). Tesis de grado. Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia. Universidad de Guayaquil, Guayaquil, 21.

Gebeyehu, E. B., Seo, M. G., Jung, B. Y., Byun, J. W., Oem, J. K., Kim, H. Y., Kwak, D. (2013). Prevalence of gastrointestinal parasites in korean native goats (*Capra hircus aegagrus*). *The Journal of Animal & Plant Sciences* 23(4), 986-989.

Ghanem, M., Radwaan, M., Moustafa, A., & Ebeid, M. (2008). Comparative therapeutic effect of toltrazuril, sulphadimidine and amprolium on *Eimeria bovis* and *Eimeria zuernii* given at different times following infection in buffalo calves (*Bubalus bublais*). *Preventive Veterinary Medicine* 84, 161-170.

González, J. L., López-Arellano, M. E., Olazaran-Jenkins, S., Liébano-Hernández, E., Mendoza de Gives, P., Vásquez-Prats, V., Vega-Murillo, V., Calderón, R. (2008). Phenotyping selection of resistance Pelibuey lambs to the main tropical nematode *Haemonchus contortus*: Preliminary study. *Annals of the New York Academy of Sciences* 1149, 177-179.

Gulland, F. M. D. (1992). The role of nematode parasites in Soay sheep (*Ovis aries* L.) mortality during a population crash. *Parasitology* 105, 493-503.

Herbert, I. (1982). Distribución geográfica de los principales parásitos de los rumiantes. VIII Jornadas Médico Veterinarias, Valdivia, Chile, 5-28.

Hernández, Z. J. S. (2000). La caprinocultura en el marco de la ganadería poblana (México): contribución de la especie caprina y sistemas de producción. *Archivos de Zootecnia* 49 (187), 341-352.

Hoste, H., Sotiraki, S., & Torres-Acosta, J. (2011). Control of endoparasitic nematode infections in goats. *Veterinary Clinic North America Food Animal Practice* 27, 163-167.

Hoste, H., Sotiraki, S., Landau, S., Jackson, F., Beveridge, I. (2010). Goat-Nematode interactions: think differently. *Trends in Parasitology* 26, 376-381.

Hoste, H., Torres-Acosta, J. F., Paolini, V., Aguilar-Caballero, A., Etter, E., Lefrileux, Y., Chartier, C., Broqua, C. (2005). Interactions between nutrition and gastrointestinal infections with parasitic nematodes in goats. *Small Ruminant Research* 60, 141-151.

Hudson, P. J., Dobson, A. P., Lafferty, K. D. (2006). Is a healthy ecosystem one that is rich in parasites? *Trends in Ecology and Evolution* 21, 381-385.

Hutchens, T. (2005). County Assessment of FAMACHA® chart. Goats producer's newsletter. University of Kentucky. Consultado el 14 de octubre del 2015. Recuperado de: <http://www.ukg.edu/Ag/AnimalScience/goats/newsletter/fgoatproducersnewsletter019052.pdf>

Hutchings, M. R., Kyriazakis, I., Papachristou, T. G., Gordon, I. J., Jackson, F. (2000). The herbivores dilemma: trade-offs between nutrition and parasitism in foraging decisions. *Oecologia* 124, 242-251.

Ibrahim, N., Tefera, M., Bekele, M., Alemu, S. (2014). Prevalence of Gastrointestinal Parasites of Small Ruminants in Around Jimma Town, Western Ethiopia. *Acta Parasitologica Globalis* 5(1), 26-32.

Idris, A., Moors, E., Sohnrey, B., Gauly, M. (2012). Gastrointestinal nematode infections in German sheep. *Parasitology Research* 110, 1453-1459.

Instituto Nacional de Estadística y Censos. (2013). Encuesta de Producción y Superficie Agropecuaria. Consultado el 28 de octubre del 2015. Recuperado de: <http://www.ecuadorencifras.gob.ec/vdatos/>

Instituto Nacional de Estadística y Censos. (2013). III Censo Nacional Agropecuario. Consultado el 28 de octubre del 2015. Recuperado de: [http://www.inec.gob.ec/estadisticas/?option=com\\_content&view=article&id=111&Itemid=126](http://www.inec.gob.ec/estadisticas/?option=com_content&view=article&id=111&Itemid=126)

Jackson, P., Cockcroft, P. (2002). Clinical Examination of Farm Animals. Appendix 2. Laboratory Reference Values. Hematology, 302. Consultado el 15 de enero del 2016. Recuperado de: <http://www.rossskb.homestead.com/Clinical/Examination/of/Farm/Animals.pdf>

Jacquet, P., Cabaret, J., Cheik, J., & Thiam, E. (1997). Identification of species in domestic ruminants based on morphometrics of spicules. *Parasitology Research* 83, 82-86.

Jara, D. M. (2001). Estudio de la eliminación de huevos y larvas de parásitos gastrointestinales y pulmonares en ovinos de una estancia en Magallanes, XIII región de Chile, de septiembre de 1999 a enero del 2000. Instituto de Patología Animal. Universidad Austral de Chile, Chile 40. Consultado el 5 de octubre del 2015. Recuperado de: <http://cybertesis.uach.cl/tesis/uach/2001/fvj.37e/doc/fvj.37e.pdf>

Johnstone, C. (1998). Parásitos y enfermedades parasitarias de los animales domésticos; Nematodirus, In: Pennsylvania, U.o. (Ed), Pennsylvania. Consultado el 19 de enero del 2016. Recuperado de: <http://cal.vet.upenn.edu/projects/merialsp/index.html>

Kaplan, R. M., Kurke, J. M., Terril, T. H., Miller, J. E., Getz, W. R., Mobini, S., Valencia E., Williams, M. J., Williamson, L. H., Larsen, M., Vatta, A. F. (2004). Validation of the FAMACHA© eye color chart for detecting clinical anemia in sheep and goats on farms in the southern United States. *Veterinary Parasitology* 123, 105-120.

Kaufmann, J. (1996). Parasitic infection of domestic animals: a diagnostic manual. ILRI. Birkhauser Verlag, Germany, 423.

Lagunes, S. (2014). *Prevalencia e identificación de nematodos gastroentericos y coccidias en rebaños caprinos del estado de Puebla* (tesis de maestría). Colegio de Posgraduados, Campus Puebla. Institución de Enseñanza e Investigación en Ciencias Agrícolas. Puebla, Puebla, 16, 17.

Lara, C. E., Ortega, A. M. (2012). *Propuesta de la factibilidad para la industrialización de la leche de cabra en el cantón Mira, provincia del Carchi, estudio del caso ASOMIEMPROLECAMIRA (Asociación microempresarial de productores de leche de cabra* (tesis de pregrado). Universidad Central del Ecuador, Quito, Ecuador, 22.

Lefevre, P. C., Blancou, J., Chermette, R. (2003). Principales maladies infectieuses et parasitaires du bétail. Lavoisier, 2, 1762.

Levine, N. D. (1980). Weather and the ecology of bursate nematodes. *International Journal. Biometeorology* 24, 341-346.

Liébano, H. E. (2010). Cultivo e identificación larvaria de nematodos del tracto gastroentéricos, In: Bautista, G.C.R. (Ed), Diagnóstico de enfermedades parasitarias selectas de rumiantes, INIFAP; México, 239.

Liébano, H. E., López, A. M. E., Mendoza, G. P., Aguilar M. L. (2011). Manual de diagnóstico para la identificación de larvas de nematodos gastroentericos en rumiantes. Centro Nacional de Investigación Disciplinaria en Parasitología Veterinaria. Jiutepec, Morelos, México. Grupo Garlong Impresores, 1, 7, 31.

Manfredi, M. T., Di Cerboa, A. R., Zanzania, S., Katia, S. (2010). Breeding management in goat farm of Lombardy, northern Italy: Risk factors connected to gastrointestinal parasites. *Small Ruminant Research* 88, 113-118.

Marsh, R., Campling, R. C. (1970). Fouling of pastures by dung. *Herbal Abstracts* 40, 123-130.

Martínez, F. A. R., Cordero del Campillo, M. (2001). *Parasitología Veterinaria*. McGraw Hill-Interamericana. España, 22-48.

McMurtry, L. W., Donaghy, M. J., Vlassoff, A., Douch, P. G. C. (2000). Distinguishing morphological features of the third larval stage of ovine *Trichostrongylus spp.* *Veterinary Parasitology* 90, 73-81.

Mendoza, E., Percedo. (1999). Métodos de evaluación económica en programas de salud animal. *Revista. Salud Animal*. 21(2), 69.

Morgan, E. R., Van-Dijk, J. (2012). Climate and the epidemiology of gastrointestinal nematode infection of sheep in Europe. *Veterinary Parasitology* 189, 8-14.

Myers, G. (2004). Preliminary observations on the use of the FAMACHA® chart. Goat Producer's Newsletter. University of Kentucky. Consultado el 14 de octubre del 2015. Recuperado de: <http://www.ukg.edu/AnimalScience/goats/newsletter/fagustseptembernewsletter01704.pdf>

Navone, G. T., Gamboa, M. I., Kozubsky, L. E., Costas, M. E., Cardozo, M. S., Sisliauskas, M. N., & González, M. (2005). Estudio comparativo de recuperación de formas parasitarias por tres diferentes métodos de enriquecimiento coproparasitológico. *Parasitología latinoamericana*, 60(3-4), 178-181.

Niec, R. (1968). Cultivo e identificación de larvas infectantes de nematodes gastrointestinales de los bovinos y ovinos. Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria. Buenos Aires, Argentina., Boletín Técnico No 3, 1-37.

Nieto, S. O., Isakovich, J. (2005). Enfermedades más comunes en caprinos y ovinos. En Instituto Nacional de Investigaciones Agrícolas, Manual de producción de ovinos y caprinos. Venezuela: INIA. Consultado el 15 de septiembre del 2015. Recuperado de: [http://www.fundacite-zulia.gob.ve/download/Manual\\_de\\_producción\\_ovino\\_y\\_caprino.pdf](http://www.fundacite-zulia.gob.ve/download/Manual_de_producción_ovino_y_caprino.pdf)

Odo, B. (2003). Comparative study of some prevalent diseases of ecotype goats reared in south-eastern Nigeria. *Small Ruminant Research* 50, 203-207.

Onar, E. (1975). Observations on *Nematodirus abnormalis*: insolation, eggs and larvae, pre-parasitic development. *British Veterinary Journal* 2, 231-239.

Organización Panamericana de la Salud - OPS. (1982). Manual de Técnicas Básicas para un Laboratorio en Salud. Basado en el manual Detiene Lévy-Lambert. 198. Publicación Científica No.439 Serie Paltex. OPS. Consultado el 7 de octubre del 2015. Recuperado de:



<http://www.ambientebogota.gov.co/documents/10157/2447683/7.+MANUAL+DE+PROCEDI+MIENTOS+PARA+EL+LABORATORIO+CLINICO+VETERINARIO+EN+EL+CENTRO+DE+RECEPCION+Y+REHABILITACION.pdf>

Papadopoulus, E., Arsenos, G., Sotiraki, S., Deligiannis, C., Lainas, T., Zygoiannis, D. (2003). The epizootiology of gastrointestinal nematode parasites in Greek dairy breeds of sheep and goats. *Small Ruminant Research* 47(3), 193-202.

Peacock, C. (1996). Improving goat production in the tropics. Oxfam/FARM-África, África. Consultado el 22 de octubre del 2015. Recuperado de: <http://www.policy-practice.oxfam.org.uk/publications/improving-goat-production-in-the-tropics-a-manual-for-development-workers-122995>

Pérez, J., García, P., Hernández, S., Mozos, E., Cámara, S., & Martínez, A. (2003). Experimental Haemonchosis in goats of single and multiple infections in the host responde. *Veterinary Parasitology* 111(4), 333-342.

Pino, L., Sandoval, E., & Morales, G. (1997). Estructura y composición de la comunidad de nematodos parásitos de caprinos en relación con la época de año. *Veterinaria Tropical* 22, 57-64.

Plan de Desarrollo y Ordenamiento Territorial del cantón Zapotillo-PODTZ. (2011) Consultado el 16 de abril del 2015. Recuperado de: [http://gobiernodezapotillo.gob.ec/?page\\_id=1059](http://gobiernodezapotillo.gob.ec/?page_id=1059)

Quijada, P., Jessica, Bethencourt C., Angélica, Rosales P., Nelson, Pérez M., Arlett, Salvador C., Alejandro, Vivas P., Isis, Aguirre L., Aixa. (2008). Prevalencia, distribución y abundancia de huevos de estróngilos digestivos y ooquistes de *Eimeria spp* en caprinos estabulados infectados naturalmente. *Zootecnia Tropical*, 26(4), 475-480. Consultado el 15 de julio del 2015. Recuperado de: [http://www.scielo.org.ve/scielo.php?script=sci\\_arttext&pid=S0798-72692008000400007&lng=es&tlng=es](http://www.scielo.org.ve/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0798-72692008000400007&lng=es&tlng=es)

Quiroz, H. (2002). Parasitología y enfermedades parasitarias de animales domésticos. En H. Quiroz, Parasitología y enfermedades parasitarias de animales domésticos, 441-513. México: Noriega editores.

Radavelli, W. M., Pazinato, R., Klauck, V., Volpato, A., Balzan, A., Rossett, J., Cazarotto, Ch. J., Lopes, L. S., Kessler, J. D., Córdova, D., Tonin, A. A., Schafer, A. (2014). Occurrence of

gastrointestinal parasites in goats from the Western Santa Catarina, *Brazilian Journal of Veterinary Parasitology* 23, 101-104.

Rinaldi, L., Veneziano, V., & Cringoli, G. (2007). Dairy goat production and the importance of gastrointestinal strongyle parasitism. *Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene* 101, 745-746.

Rivera, M. H., Ruiz., F. García y E. Moissant. (1996). Manual de Prácticas de Enfermedades Parasitarias. 4ta Ed. Facultad de Ciencias Veterinarias. Universidad de Venezuela Maracay. Venezuela.

Robles, C. (1991). Guía práctica de necropsia en ovinos y caprinos. Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria Argentina, 1-20. Consultado el 13 de octubre del 2015. Recuperado de: <http://www.biblioteca.org.ar/libros/210330.pdf>

Rohde, K. (1979). A critical evaluation of intrinsic and extrinsic factors responsible for niche restriction in parasites. *American Naturalist* 114, 648-671.

Rojo, V. F. A., Gómez, B. M. (2001). Ecología parasitaria, Parasitología Veterinaria, Mcgraw-Hill-Interamericana, España, 63-70.

Rumhein, F., Sánchez, J., Requena, I., Blanco, Y., & Devera, R. (2005). Parasitosis intestinales en escolares: relación entre su prevalencia en heces y en el lecho subungueal. *Revista Biomédica* 16, 227-237.

Salazar, J. (2009). El Método FAMACHA: Para el Diagnóstico de las anemias producidas por *Haemonchus contortus* en cabras y ovejas. ECAG-Infoma. 48, 42-43.

Sani, R. A., Gray, G. D. (2004). Worm control for small ruminants in Southeast Asia, In: Sani, R. A., Gray, G. D., Baker, R. L., (Eds.), *Worm Control for Small Ruminants in Tropical Asia*, Australian Centre for International Agricultural Research, Asia, 3-21.

Schoenian, S. (2003). Integrated Parasite Management (IPM) in Small Ruminant, 5. Consultado el 14 de octubre del 2015. Recuperado de: <http://sheepandgoat.com/articles/IPM.html>

Silanikove, N. (2000). The physiological basis of adaptation in goats to harsh environments. *Small Ruminant Research* 35, 181-193.

Sissay, M. M., Ugglá, A., Waller, P. J. (2007). Epidemiology and seasonal dynamics of gastrointestinal nematode infections of sheep in a semi-arid region of eastern Ethiopia. *Veterinary Parasitology* 143, 311-321.

- Soulsby, E. (1987). Parasitología y enfermedades parasitarias de los animales domésticos. 7ª Ed. Nueva Editorial Interamericana, México, D.F, 823.
- Sucin, M. (1993) "Atlas Fotográfico Practico Cría de Caprinos". 7-47.
- Sykes, A. (1994). Parasitism and production in farm animals. *Animal Production* 59 , 155-172.
- Taylor, M. A., Coop, R. L., Wall, R. L. (2007). Veterinary Parasitology 3a Ed. Iowa. E.U.: Blackwell Publishing.
- Tefera, M., Batu, G., Bitew, M. (2011). Prevalence of Gastrointestinal Parasites of Sheep and Goats In and Around Bedelle, South-Western Ethiopia. *The Internet Journal of Veterinary Medicine*, 8(2).
- Torina, A., Dara, S., Marino, A. M. F., Sparagano, O. A. E., Vitale, F., Reale, S., Caracaappa, S. (2004). Study of gastrointestinal nematodes in sicilian sheep and goats. *Ann. N.Y. Academic Science* 1026, 187-194.
- Ueno, H. y P. Gonçalves. (1998). Manual para Diagnóstico das Helmintoses de Ruminantes. 4ta Ed. Japan International Cooperation Agency. Salvador, Brasil.
- Urquhart, G. (2001). Parasitología Veterinaria. Zaragoza, España: Acribia.
- Van Wyk, J. (2001). Refugia-overlooked as perhaps the most potent factor concerning the development of anthelmintic resistance. *Onderstepoort Journal Veterinary Research* 68, 55-67.
- Van Wyk, J., Bath, G. (2002). The FAMACHA© system for managing Haemonchosis in sheep and goats by clinical identifying individual animals for treatment. *Veterinary Research*. 33 (5), 509-529.
- Vázquez, P. V. M. (2004). Características epidemiológicas de los nematodos gastroentéricos de los rumiantes, Diagnostico y control de nematodos gastrointestinales de los rumiantes en México, CENID-PAVET, Jiutepec, Morelos, México, 1-11.
- Vignau, M. L., Venturini, L. M., Romero, J. R., Eiras, D. F., Basso, W. U. (2005). Parasitología práctica y modelos de enfermedades parasitarias de los animales domésticos. Universidad Nacional de la Plata, La Plata, Buenos Aires, 104. Consultado el 19 de julio del 2015. Recuperado de: [http://www.fc.v.uagrm.edu.bo/sistemabibliotecario/doc\\_libros/595%202675%20Parasitologia%20practica%20y%20modelos%20de%20enfermedades%20parasitaria-20110729-142830.pdf](http://www.http://www.fc.v.uagrm.edu.bo/sistemabibliotecario/doc_libros/595%202675%20Parasitologia%20practica%20y%20modelos%20de%20enfermedades%20parasitaria-20110729-142830.pdf)

Wakelin, D. (1989). Natures and Norture: Overcoming constraints on immunity. *Parasitology* 99, S21-S35.

Yilma, J., M., Malone, J., B., (1998). A geographic information system forecast model for strategic control of fasciolosis in Ethiopia. *Veterinary Parasitology* 78, 103-127.

## **ANEXOS**

**ANEXO 1: Tamaño de la muestra.**

StatCalc

StatCalc - Sample Size and Power

Population survey or descriptive study using random (not cluster) sampling

Population size:

Expected frequency:  %

Confidence limits:  %

Confidence Level	Sample Size
80%	31
90%	51
95%	73
97%	89
99%	125
99.9%	204
99.99%	285

**ANEXO 2: Ficha de campo.**

Nombre del propietario:																	
Localización																	
Fecha:																	
Nombre de la finca:																	
# animal	Sexo	Edad (meses)			Mucosa (FAMACHA)	Estabulado		Agua de consumo			Tratamiento					Coordenadas	Ectoparásitos
		2-6	7-12	>12		SI	No	Potable	Tratada	De pozo	SI	No	Fecha	Alb.	Leb.		

**ANEXO 3: Hoja de resultados en laboratorio (Identificación de parásitos).**

<b>LABORATORIO DE SANIDAD ANIMAL Y ZONOSIS</b>		
Fecha:.....		
Finca Nro.:.....		
Nro. animal	Método Flotación	McMaster (hpg)

**Observaciones:**.....  
 .....

**ANEXO 4: Hoja de resultados en laboratorio (Identificación de larvas L<sub>3</sub>).**

<b>LABORATORIO DE SANIDAD ANIMAL Y ZONOSIS</b>	
Fecha:.....	
Finca Nro.:.....	
Nro. animal	Tipos de parásitos

**Observaciones:**.....  
 .....

**ANEXO 5: Fotos del proceso de la tesis.**



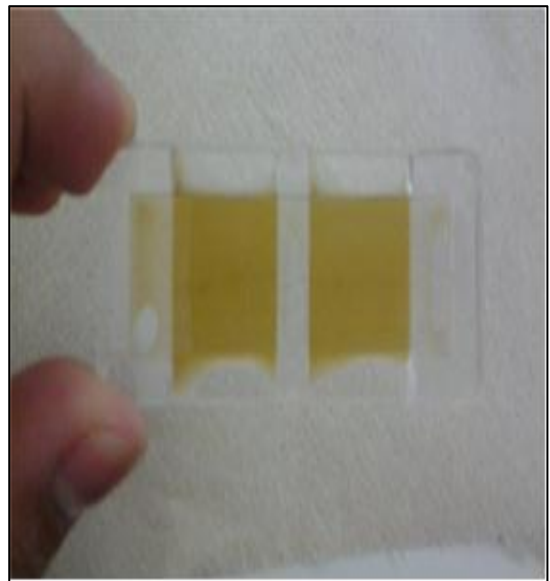
Situación actual del ganado caprino



Recolección de muestras sanguíneas



Técnica de flotación



Método McMaster





Técnica de coprocultivo



Técnica de Baermann