



## UNIVERSIDAD NACIONAL DE LOJA

ÁREA AGROPECUARIA Y DE RECURSOS NATURALES  
RENOVABLES

CARRERA DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA

“DIAGNÓSTICO DE PARÁSITOS GASTROINTESTINALES EN  
PERROS (*Canis familiaris*) ATENDIDOS EN EL HOSPITAL  
DOCENTE VETERINARIO CÉSAR AUGUSTO GUERRERO DE  
LA UNIVERSIDAD NACIONAL DE LOJA”

*Tesis previa a la obtención del  
título de Médica Veterinaria  
Zootecnista*

**AUTORA:**

*Nely Paola Rebolledo Samaniego*

**DIRECTOR:**

Dr. Tito Muñoz G. Mg. Sc.

1859  
Loja – Ecuador  
2016



UNIVERSIDAD NACIONAL DE LOJA

ÁREA AGROPECUARIA Y DE RECURSOS NATURALES  
RENOVABLES

CARRERA DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA

### CERTIFICACIÓN DEL DIRECTOR DE TESIS

Dr. Tito Muñoz Guarnizo. Mg. Sc.

DIRECTOR DE TESIS

#### CERTIFICA:

Que el presente trabajo de investigación titulado, “**DIAGNÓSTICO DE PARÁSITOS GASTROINTESTINALES EN PERROS (*Canis familiaris*) ATENDIDOS EN EL HOSPITAL DOCENTE VETERINARIO CÉSAR AUGUSTO GUERRERO DE LA UNIVERSIDAD NACIONAL DE LOJA**”, realizado por la Srta Egresada NELY PAOLA REBOLLEDO SAMANIEGO previo a la obtención del título de **MÉDICA VETERINARIA ZOOTECNISTA**, ha concluido dentro del cronograma aprobado y autorizado con el trámite de graduación.

Loja, 20 de julio del 2016

  
-----  
Dr. Tito Muñoz Guarnizo. Mg. Sc.

DIRECTOR DE TESIS



UNIVERSIDAD NACIONAL DE LOJA

ÁREA AGROPECUARIA Y DE RECURSOS NATURALES  
RENOVABLES

CARRERA DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA

**CERTIFICACIÓN DEL TRIBUNAL DE GRADO**

Que luego de haber procedido a la calificación de Tesis escrita del trabajo de investigación titulado “**DIAGNÓSTICO DE PARÁSITOS GASTROINTESTINALES EN PERROS (*Canis familiaris*) ATENDIDOS EN EL HOSPITAL DOCENTE VETERINARIO CÉSAR AUGUSTO GUERRERO DE LA UNIVERSIDAD NACIONAL DE LOJA**”, de la Srta egresada **Nely Paola Rebolledo Samaniego**, y al haber constatado que se ha incluido en el documento las observaciones y sugerencias realizadas por los miembros del tribunal autorizamos continuar con los tramites como requisito previo a la obtención del título de: **MÉDICA VETERINARIA ZOOTECNISTA**

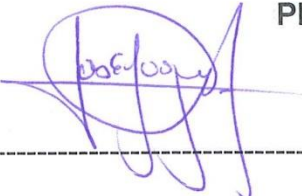
**APROBADA**

Loja, 24 de Octubre del 2016



Dr. Galo Vinicio Escudero Sánchez Mg. Sc.

**PREDIDENTE DEL TRIBUNAL**



Dr. José Stalin Yaguana Jimenez Mg. Sc.

**VOCAL DEL TRIBUNAL**



Dr. Teddy Maza Tandazo Mg. Sc.

**VOCAL DEL TRIBUNAL**

## **AUTORIA**

Yo, Nely Paola Rebolledo Samaniego declaro ser autora del presente trabajo de tesis y eximo expresamente a la Universidad Nacional de Loja y a sus representantes jurídicos, de posibles reclamos o acciones legales, por el contenido de la misma.

Adicionalmente acepto y autorizo a la Universidad Nacional de Loja, la publicación de mi tesis en el Repositorio Institucional- Biblioteca Virtual.

**Autora:** Nely Paola Rebolledo Samaniego

**Firma:** 

**Cédula:** 1105212169

**Fecha:** 01 de Noviembre de 2016


## CARTA DE AUTORIZACIÓN

Yo, NELY PAOLA REBOLLEDO SAMANIEGO declaro ser autora de la tesis titulada **“DIAGNÓSTICO DE PARÁSITOS GASTROINTESTINALES EN PERROS (*Canis familiaris*) ATENDIDOS EN EL HOSPITAL DOCENTE VETERINARIO CÉSAR AUGUSTO GUERRERO DE LA UNIVERSIDAD NACIONAL DE LOJA”**, como requisito para optar al grado de Médica Veterinaria y Zootecnista, autorizo al Sistema Bibliotecario de la Universidad Nacional de Loja para que con fines académicos, muestre al mundo la producción intelectual de la Universidad, a través de la visibilidad de su contenido de la siguiente manera en el Repositorio Digital Institucional:

Los usuarios pueden consultar el contenido de este trabajo en el RDI, en las redes de información del país y del exterior, con las cuales tenga convenio la Universidad.

La Universidad Nacional de Loja, no se responsabiliza por el plagio o copia de la tesis que realice un tercero.

Para constancia de esta autorización, en la ciudad de Loja, a los 01 días del mes de Noviembre de dos mil dieciséis firma el autor.

Firma: -----

**Autor:** Nely Paola Rebolledo Samaniego

**Número de cédula:** 1105212169

**Dirección:** La Argelia

**Correo electrónico:** pao\_\_0410hotmail.com

**Teléfono:**

**Celular:** 0980987738

### DATOS COMPLEMENTARIOS:

**Director de tesis:** Dr. Tito Muñoz Guarnizo Mg. Sc.

### Tribunal de Grado:

**Presidente del Tribunal:** Dr. Galo Escudero S. Mg. Sc.

**Vocal:** Dr. Teddy Maza T. Mg. Sc.

**Vocal:** Dr. José Yaguana J. Mg. Sc.

## **AGRADECIMIENTO**

Agradezco a Dios por la bendición que me brinda día a día, en cada momento y por guiarme en cada paso que he dado para mi formación académica.

A mi madre por apoyarme en todo momento, que con su esfuerzo, sacrificio y cariño que me supo brindar, tuve la oportunidad de seguir con mis estudios para mi formación profesional.

A mis hermanas y tío que siempre han estado apoyándome en todo momento y a mis abuelitos, a pesar que ya no los tengo me apoyaron incondicionalmente hasta mis primeros años de vida universitaria, un logro más para ellos que hoy en día lo he realizado.

Agradezco a la Dra. Patricia Ayora Fernández por el tiempo y paciencia que me brindó durante la fase de campo, que con sus conocimientos brindados pude continuar con la elaboración de mi tesis.

A mi director de tesis Dr. Tito Muñoz por brindarme su tiempo, conocimiento y apoyo para la finalización de mi tesis ya que sin su ayuda hubiese sido muy difícil dar pasó para mi formación profesional.

A mis amigos y compañeros por apoyarme en cada momento por formar parte muy importante en mi vida, aunque ya no estemos juntos en las mismas aulas los voy a extrañar.

A mi amiga María por apoyarme incondicionalmente en las buenas y en las malas.

Agradecimiento muy profundo a la Universidad Nacional de Loja por haber abierto sus puertas para poder prepararme para mi formación académica.

## DEDICATORIA

A mi Dios por guiarme paso a paso, acompañándome en cada momento en mis alegrías y tristezas, y por permitirme haber llegado a esta etapa de mi vida. A mi madre, Nely Samaniego, que es un motor muy importante en mi vida, un ejemplo de sacrificio, constancia y lucha diaria, gracias a ella hoy en día me he convertido en una persona responsable capaz de lograr los objetivos que me propongo en la vida, por apoyarme en la culminación de mi estudio universitario. A mis hermanas Liliana y Valentina, que son importantes en mi vida y a mi tío por apoyarme durante todo este tiempo de estudio.

*Con cariño*

# ÍNDICE GENERAL

CONTENIDOS	Páginas
CERTIFICACIÓN.....	ii
CERTIFICACIÓN DEL TRIBUNAL DE GRADO.....	iii
AUTORÍA.....	iv
CARTA DE AUTORIZACIÓN.....	v
AGRADECIMIENTO.....	vi
DEDICATORIA.....	vii
ÍNDICE GENERAL.....	viii
ÍNDICE DE FIGURAS .....	xii
ÍNDICE DE CUADROS .....	xiii
RESUMEN.....	xv
ABSTRACT.....	xvi
1. INTRODUCCIÓN.....	1
2. REVISIÓN DE LITERATURA.....	3
2.1. GENERALIDADES.....	3
2.2. CLASIFICACIÓN DE PARÁSITOS.....	4
2.2.1. PROTOZOARIOS.....	4
2.2.1.1. <i>Coccidias</i> .....	4
2.2.1.2. Clasificación taxonómica.....	4
2.2.1.3. Morfología.....	4
2.2.1.4. Ciclo biológico.....	5
2.2.1.5. Transmisión.....	5
2.2.1.6. Sintomatología.....	6
2.2.1.7. Tratamiento.....	6
2.2.1.8. Prevención.....	6



2.2.2. <i>Giardia</i> .....	7
2.2.2.1. Clasificación taxonómica.....	7
2.2.2.2. Morfología.....	7
2.2.2.3. Trofozoíto.....	8
2.2.2.4. Quiste.....	9
2.2.2.5. Ciclo biológico.....	10
2.2.2.6. Epidemiología.....	11
2.2.2.7. Transmisión.....	12
2.2.2.8. Sintomatología.....	12
2.2.2.9. Diagnóstico.....	13
2.2.2.10. Tratamiento.....	13
2.2.2.11. Prevención.....	13
2.2.3. Nematodos.....	14
2.2.3.1. <i>Toxocara canis</i> .....	14
2.2.3.2. Clasificación taxonómica.....	14
2.2.3.3. Morfología.....	14
2.2.3.4. Ciclo biológico.....	16
2.2.3.5. Epidemiología.....	17
2.2.3.6. Transmisión.....	18
2.2.3.7. Sintomatología.....	19
2.2.3.8. Diagnóstico.....	20
2.2.3.9. Tratamiento.....	21
2.2.3.10. Prevención.....	21
2.2.4. Anquilostomiasis ( <i>Ancylostoma</i> ).....	22
2.2.4.1. Clasificación taxonómica.....	22
2.2.4.2. Morfología.....	22
2.2.4.3. Ciclo biológico.....	24
2.2.4.4. Epidemiología.....	26
2.2.4.5. Transmisión.....	27
2.2.4.6. Sintomatología.....	28
2.2.4.7. Diagnóstico.....	28
2.2.4.8. Tratamiento.....	29

2.2.5. <i>Trichuris vulpis</i> .....	30
2.2.5.1. Clasificación taxonómica.....	30
2.2.5.2. Morfología.....	30
2.2.5.3. Ciclo biológico.....	32
2.2.5.4. Epidemiología.....	32
2.2.5.5. Transmisión.....	32
2.2.5.6. Sintomatología.....	33
2.2.5.7. Diagnóstico.....	33
2.2.5.8. Tratamiento.....	33
2.2.6. Cestodos en caninos.....	34
2.2.6.1. Generalidades.....	34
2.2.7. <i>Dipylidium caninum</i> .....	36
2.2.7.1. Clasificación taxonómica.....	36
2.2.7.2. Morfología.....	36
2.2.7.3. Ciclo biológico.....	38
2.2.7.4. Epidemiología.....	39
2.2.7.5. Transmisión.....	39
2.2.7.6. Sintomatología.....	39
2.2.7.7. Diagnóstico.....	40
2.2.7.8. Tratamiento.....	40
2.2.8. <i>Echinococcus granulosus</i> .....	41
2.2.8.1. Clasificación taxonómica.....	41
2.2.8.2. Morfología.....	41
2.2.8.3. Ciclo biológico.....	42
2.2.8.4. Sintomatología.....	43
2.2.8.5. Diagnóstico.....	43
2.2.8.6. Tratamiento.....	43
2.2.9. Trabajos Relacionados.....	44
3. MATERIALES Y MÉTODOS.....	46
3.1. MATERIALES.....	46
3.1.1. Materiales de laboratorio.....	46
3.1.2. Materiales de campo.....	46

3.1.3. Materiales de oficina.....	47
3.2. MÉTODOS.....	47
3.2.1. Delimitación del Área de Estudio.....	47
3.2.2. Tamaño y Selección de la muestra.....	47
3.2.3. Toma de muestras.....	48
3.2.4. Procesamiento de la información.....	48
3.2.5. Técnicas de laboratorio.....	48
3.2.6. Procesamiento de la información.....	50
3.2.7. Análisis Estadísticos.....	51
4. RESULTADOS.....	52
4.1. PREVALENCIA TOTAL DE PARÁSITOS GASTROINTESTINALES EN CANINOS .....	52
4.1.1. Prevalencia Total de Parasitosis Gastrointestinales en Caninos....	52
4.1.2. Prevalencia Parasitaria Gastrointestinal por Procedencia, Sexo, Edad y Raza de los Caninos.....	53
4.1.2.1. Prevalencia parasitaria por procedencia de los caninos.....	53
4.1.2.3. Prevalencia por sexo en caninos.....	54
4.1.2.4. Prevalencia por edad en caninos.....	55
4.1.2.5. Prevalencia por raza en caninos.....	56
4.1.3. Prevalencia por Género Parasitario.....	57
4.2. EVALUACIÓN DE LOS MÉTODOS DE DIAGNÓSTICO DE LABORATORIO.....	58
4.3. IDENTIFICACIÓN DE PARÁSITOS ZONÓTICOS.....	59
5. DISCUSIÓN.....	60
6. CONCLUSIONES.....	64
7. RECOMENDACIONES.....	65
8. BIBLIOGRAFÍA.....	66
9. ANEXOS.....	71

## ÍNDICE DE FIGURAS

<b>Figura 1.</b> Ciclo biológico del género <i>Coccidia</i> .....	<b>5</b>
<b>Figura 2.</b> Quistes y trofozoítos de <i>Giardia</i> .....	<b>7</b>
<b>Figura 3.</b> Trofozoíto de <i>Giardia canis</i> .....	<b>8</b>
<b>Figura 4.</b> Quiste de <i>Giardia canis</i> .....	<b>10</b>
<b>Figura 5.</b> Ciclo biológico de <i>Giardia</i> .....	<b>10</b>
<b>Figura 6.</b> <i>T. canis</i> parásito adulto.....	<b>14</b>
<b>Figura 7.</b> Ciclo biológico del género <i>T. canis</i> .....	<b>16</b>
<b>Figura 8.</b> Cavidad bucal de <i>A. caninum</i> .....	<b>23</b>
<b>Figura 9.</b> Eclosión de las larvas en el ambiente.....	<b>23</b>
<b>Figura 10.</b> Ciclo biológico del <i>A. caninum</i> .....	<b>24</b>
<b>Figura 11.</b> Huevo de <i>T. vulpis</i> .....	<b>30</b>
<b>Figura 12.</b> Ciclo biológico del <i>T. vulpis</i> .....	<b>32</b>
<b>Figura 13.</b> <i>D. caninum</i> .....	<b>36</b>
<b>Figura 14.</b> Ciclo biológico de <i>D.caninum</i> .....	<b>38</b>
<b>Figura 15.</b> Ciclo biológico de <i>E. granulossus</i> .....	<b>42</b>
<b>Figura 16.</b> Prevalencia parasitaria total en caninos en el Hospital Docente Veterinario de la Universidad Nacional de Loja (%).....	<b>52</b>
<b>Figura 17.</b> Prevalencia parasitaria en caninos de acuerdo a su procedencia atendidos en el Hospital Docente Veterinario (%).....	<b>53</b>
<b>Figura 18.</b> Prevalencia de parásitos gastrointestinales en caninos de acuerdo a su sexo (%).....	<b>54</b>
<b>Figura 19.</b> Prevalencia de parásitos gastrointestinales en caninos atendidos en el Hospital Docente Veterinario de acuerdo a su edad (%).....	<b>55</b>
<b>Figura 20.</b> Prevalencia de parásitos gastrointestinales en caninos atendidos en el Hospital Docente Veterinario de acuerdo a su raza (%).....	<b>56</b>
<b>Figura 21.</b> Prevalencia de parásitos gastrointestinales en caninos de acuerdo al tipo de parásito (%).....	<b>57</b>
<b>Figura 22.</b> Prevalencia de parásitos gastrointestinales en caninos según los métodos de laboratorio (%).....	<b>58</b>
<b>Figura 23.</b> Prevalencia de parásitos zoonóticos (%).....	<b>59</b>

## ÍNDICE DE CUADROS

<b>Cuadro 1.</b> Clasificación Taxonómica del género <i>Coccidia</i> .....	<b>4</b>
<b>Cuadro 2.</b> Clasificación Taxonómica del género <i>Giardia</i> .....	<b>7</b>
<b>Cuadro 3.</b> Clasificación Taxonómica del género <i>T. canis</i> .....	<b>14</b>
<b>Cuadro 4.</b> Clasificación Taxonómica del género <i>A. caninum</i> .....	<b>22</b>
<b>Cuadro 5.</b> Clasificación Taxonómica del género <i>T. vulpis</i> .....	<b>30</b>
<b>Cuadro 6.</b> Clasificación Taxonómica del género <i>D. caninum</i> .....	<b>36</b>
<b>Cuadro 7.</b> Clasificación Taxonómica del género <i>E. gronulosus</i> .....	<b>41</b>
<b>Cuadro 8.</b> Prevalencia parasitaria en perros atendidos en el hospital docente veterinario de la UNL (%).....	<b>52</b>
<b>Cuadro 9.</b> Prevalencia parasitaria por procedencia, en perros atendidos en el hospital docente veterinario de la UNL (%).....	<b>53</b>
<b>Cuadro 10.</b> Prevalencia parasitaria por sexo, en perros atendidos en el hospital docente veterinario de la UNL (%).....	<b>54</b>
<b>Cuadro 11.</b> Prevalencia parasitaria por edad, en perros atendidos en el hospital docente veterinario de la UNL (%).....	<b>55</b>
<b>Cuadro 12.</b> Prevalencia parasitaria por raza, en perros atendidos en el hospital docente veterinario de la UNL (%).....	<b>56</b>
<b>Cuadro 13.</b> Prevalencia Parasitaria por género, en perros atendidos en el Hospital Docente Veterinario de la UNL (%).....	<b>57</b>
<b>Cuadro14.</b> Eficacia de los métodos de Laboratorio, en perros atendidos en el Hospital Docente Veterinario de la UNL (%).....	<b>58</b>
<b>Cuadro15.</b> Parásitos zoonóticos presentes atendidos en el Hospital Docente Veterinario de la Universidad Nacional de Loja (%).....	<b>59</b>

**“DIAGNÓSTICO DE PARÁSITOS GASTROINTESTINALES EN PERROS  
(*Canis familiaris*) ATENDIDOS EN EL HOSPITAL DOCENTE VETERINARIO  
CÉSAR AUGUSTO GUERRERO DE LA UNIVERSIDAD NACIONAL DE  
LOJA”**

## RESUMEN

El presente trabajo de investigación se ejecutó con el propósito de determinar la prevalencia de parásitos gastrointestinales en perros atendidos en el Hospital Docente Veterinario “César Augusto Guerrero” de la Universidad Nacional de Loja mediante cuatro técnicas de diagnóstico. El trabajo de campo se realizó en el Laboratorio de Diagnóstico Integral de la misma Universidad, durante los meses comprendidos entre enero y marzo del año 2016; se analizaron 800 muestras de heces de 200 canes. La prevalencia parasitaria total fue de un 85%, el cantón Calvas tuvo una mayor prevalencia con un 100 %. En cuanto al sexo las hembras tuvieron una prevalencia de 87,6 %; la prevalencia de parasitosis intestinal fue mayor en animales geriátricos con un 90,9 %, las razas con mayor prevalencia parasitaria son la raza Pug y Schnauzer con un 100 %; la prevalencia parasitaria más alta corresponde al género *Ancylostoma caninum* con un 52,5%. La técnica de concentración por flotación tuvo mejores resultados en comparación con las tres técnicas restantes; los géneros de parásitos encontrados fueron: *Toxocara*, *Ancylostoma*, *Toxoscaris*, *Dipylidium*, Otras Tenias, *Espirocerca*, *Quistes de Giardia* y *Coccidia*. El parásito zoonótico de mayor prevalencia en los caninos fue *Ancylostoma Caninum* con un 48,8%. Al análisis estadístico ( $X^2$ ) no se evidenció diferencia ( $P > 0,05$ ) en cuanto a la edad, sexo, raza y procedencia; lo que da a entender que ninguno de estos factores es predisponente para la presencia de parasitosis gastrointestinal canina.

## ABSTRACT

The present work of investigation executed with the intention of determining the prevalence of gastrointestinal parasites in dogs attended in the Educational Veterinary Hospital "César Augusto Guerrero" of Loja's National University by means of four technologies of diagnosis. The fieldwork was realized in the Laboratory of Integral Diagnosis of the same University, during the months understood between January and March, 2016; there were analyzed 800 samples of dregs of 200 khans. The parasitic total prevalence was 85 %, in four analyzed sectors; the canton Cariamanga had a major prevalence with 100 %. As for the sex the females had a major prevalence with 87,6 %; the prevalence of parasitosis intestinal was major in geriatric animals with 90,9 %, the races with major parasitic prevalence are the race Pug and Schnauzer with 100 %; the highest parasitic prevalence corresponds to the kind *Ancylostoma caninum* with 52,5 %. The technology of concentration as flotation had better results in comparison with three remaining technologies; the kinds of opposing parasites were: *Toxocara*, *Ancylostoma*, *Toxoscaris*, *Dipylidium*, *Otras Tenias*, *Espirocerca*, Cysts of *Giardia* and *Coccidia*. The parasite zoonótico of major prevalence in the canine ones was *Ancylostoma Caninum* with 48,8 %. To the statistical analysis ( $\chi^2$ ) difference was not demonstrated as for the age, sex, race and origin; what gives to understand that none of these factors is predisponente for the presence of parasitosis gastrointestinal canine.



# 1. INTRODUCCIÓN

Los animales domésticos se encuentran expuestos a numerosos microorganismos y en especial a parásitos. Las parasitosis gastrointestinales generalmente producidas por helmintos, nematodos, cestodos y protozoarios, causan en las mascotas daños de intensidad variable, la prevalencia general en Latinoamérica de helmintos gastrointestinales en caninos es del 22,2% al 76,5 %, esta amplia variación se debe a que las condiciones de vida y medioambientales de los animales son muy diversas en cada país. Representando una amenaza, ya que causan anorexia, reducción en la ingestión de alimentos, pérdidas de sangre y proteínas plasmáticas en el tracto gastrointestinal, alteraciones en el metabolismo proteico, reducción de minerales, depresión en la actividad de algunas enzimas intestinales; lesión en los tejidos en donde está situado el parásito, obstrucción del intestino o conductos biliares, sustracción de sangre y de otros elementos vitales para la adecuada nutrición del animal, e incluso la alteración del sistema inmunológico disminuyendo su calidad de vida y en algunos casos hasta la muerte.

En la ciudad de Loja, no existen reportes relacionados con el diagnóstico de parasitosis gastrointestinal que permita determinar el estado en que se encuentra y realizar propuestas para minimizarlos daños; desde esta perspectiva surge la necesidad de realizar esta investigación, puesto que está encaminada a identificar y cuantificar las diferentes formas parasitarias que eliminan diariamente los caninos infectados a través de sus heces y el ser humano por estar en contacto permanente con su mascota puede contraer parásitos por la ingestión accidental de huevos o larvas del parásito y pulgas contaminadas que se encuentran en el ambiente; de la misma manera, se puede producir la contaminación de áreas verdes y lugares públicos de libre acceso, en donde otros animales y personas podrían infestarse con diferentes formas parasitarias, todos ellos son factores que ponen en grave riesgo la salud pública.

La elevada prevalencia de parasitismo canino encontrada en la presente investigación, pone de manifiesto que los caninos parasitados se constituyen en reservorios y desempeñan un papel importante en la transmisión y diseminación de estas parasitosis.

Para la ejecución de la presente investigación, se plantearon los siguientes objetivos:

- ✓ Determinar la prevalencia total de parásitos gastrointestinales de los perros en estudio
- ✓ Establecer la prevalencia parasitaria por género, procedencia, sexo, raza y edad.
- ✓ Evaluar la eficacia de los métodos de diagnóstico empleados en el estudio investigativo.
- ✓ Clasificar los parásitos zoonóticos

## 2. REVISIÓN DE LITERATURA

### 2.1. Generalidades

Las parasitosis intestinales en caninos son generalmente producidas por helmintos que pertenecen al *Phylum platelmintos* (gusanos planos, duelas y tenías) *nematodos* (gusanos redondos), *Acanthocephala* (gusanos de cabeza espinosa) y *Annelida* (gusanos segmentados) y por algunos protozoarios que son organismos de vida libre. Estos parásitos pueden ocasionar deterioro de la salud animal debido a que afectan el bienestar, vitalidad del hospedero y en casos extremos ocasionan la muerte (Arley *et al.*, 2007).

Los caninos afectados experimentan anorexia, reducción en la ingestión de alimentos, pérdidas de sangre y proteínas plasmáticas a través del tracto intestinal, alteraciones en el metabolismo proteico, reducción de minerales, depresión en la actividad de algunas enzimas intestinales, diarrea y excreción de parásitos adultos en el vómito o en las heces. En las infecciones masivas los perros presentan abdomen abultado, mala condición del pelaje, diarrea y retardo en el desarrollo (Giraldo *et al.*, 2005).

Además del compromiso que puede significar la presencia de estos parásitos para la salud animal, la importancia de los mismos reside especialmente en que bajo determinadas condiciones y a través de los alimentos, el agua y el suelo contaminados con las heces pueden transmitirse al hombre el cual se comporta como hospedero accidental desarrollando enfermedades tales como: larva migrans cutánea (*Ancylostoma Spp*) larva migrans visceral (*Toxocara canis*) e infecciones intestinales (*Trichuris vulpis* y otros) (Arley *et al.*, 2007).

Entre los parásitos gastrointestinales que frecuentemente infestan a los caninos podemos nombrar los siguientes: gusanos redondos (*Toxocara canis*), *Dipylidium*, *Coccidias*, *Giardias*, *Trichuris*, *Ancylostoma* (Zurita, 2012).

## 2.2. CLASIFICACIÓN DE LOS PARÁSITOS

### 2.2.1. Protozoarios

#### 2.2.1.1. *Coccidias*

Son protozoarios intracelulares que se multiplican en el epitelio de la mucosa intestinal de perros y gatos. Los ooquistes de *Isospora* son los más grandes, cada ooquistes esporulado tiene dos esporocitos, los esporocitos miden 10-15um de largo, se ubican longitudinalmente en el esporocisto y contienen un único núcleo y un glóbulo retráctil (Bowman, 2003).

#### Clasificación Taxonómica

**Cuadro 1.** Clasificación Taxonómica del género *Coccidia*

<b>Reino</b>	Protista
<b>Phylum</b>	Apicomplexa
<b>Clase</b>	Esporozoaria
<b>Subclase</b>	Coccidiasina
<b>Orden</b>	Eucoccodida
<b>Suborden</b>	Eimeriorina
<b>Familia</b>	Eimeriidae
<b>Género</b>	<i>Isospora</i>
<b>Especies</b>	<i>Canis, Belli, felis, suis</i>

Fuente: S.J Brands (Compiler, 2000)

#### 2.2.1.2. Morfología

El parásito es un protozoo flagelado de aspecto piriforme, con dos núcleos, ocho flagelos y un disco suctor en la parte ventral. medio de esta formación se adhieren a las microvellosidades del intestino delgado, así como del intestino grueso (Méndez *et al.*, 2011).

La infección producida por un coccidio, *Isospora* spp que invade el aparato digestivo, especialmente las células del epitelio de la mucosa del intestino delgado de todo vertebrado y que desencadena un síndrome febril, diarrea aguda, deshidratación. Es un parásito de distribución cosmopolita. La

infección se produce por fecalismo, es decir el hospedero susceptible contrae la infección por la ingestión de ooquistes eliminados al medio ambiente a través de las heces (Suárez, 2000).

### 2.2.1.3. Ciclo biológico

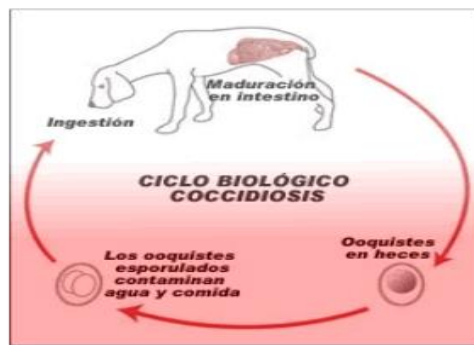


Figura 1. Ciclo biológico del género *Coccidia* (Ajila, 2010)

Después de la ingestión por vía oral de ooquistes esporulados, tienen lugar intracelularmente en el epitelio intestinal del perro una reproducción asexual (esquizogonia) y el proceso sexual (gametogonia). Con la unión de los gametos machos con los gametos hembras aparecen los ooquistes los cuales vuelven a ser expulsados con las heces después de 5-10 días (Ajila, 2012).

Las infecciones ligeras muchas veces no producen síntomas en caso de infección intensa aparece apatía, se producen heces semilíquidas o líquidas mezcladas con sangre durante 1-2 días; como consecuencia de la masiva destrucción del epitelio intestinal puede presentarse una enteritis hemorrágica que puede terminar en muerte (Ajila, 2012).

### 2.2.1.4. Transmisión

Una vez que nace y al ser expuesto a los excrementos de su madre los llevará a su boca y la coccidia se desarrollará en su intestino. Como los cachorros menores a seis meses no tienen inmunidad contra las coccidias, estos organismos se reproducen muchísimo y parasitan al animal. Algunas veces esto tiene efectos graves (Escap, 2013).

El período de incubación de la enfermedad es de 13 días a partir de que toman contacto con las coccidias. Por eso la mayoría de los cachorros que tienen coccidias son mayores de dos semanas. Aunque la mayoría de las infecciones se producen del contacto con la madre, no siempre este es el caso. Cualquier cachorro infectado puede contagiar a los otros cachorros, por eso debe aislarse al enfermo (Esccap, 2013).

#### **2.2.1.5. Sintomatología**

El primer signo es la diarrea dependiendo del grado de infección será leve o severa. Puede presentarse sangre y mucosidad en ella, especialmente en casos avanzados, el principal signo en perros es la diarrea con pérdida de peso, deshidratación y hemorragia. En los animales con afección grave se puede observar anorexia, vómitos, depresión mental y por último la muerte. Los perros y gatos muy inmunosuprimidos pueden presentar etapas extraintestinales en los macrófagos de los ganglios linfáticos con depleción linfocitaria o en otros tejidos no intestinales (Méndez *et al.*, 2011).

#### **2.2.1.6. Tratamiento**

La administración de sulfonamidas diariamente (15mg / kg /5-7d) es eficaz en el control de la diarrea, pero no lo es para la excreción de ooquistes. La combinación de toltrazuril / emodepsida (0,45 mg / kg) se ha registrado para las coinfecciones de coccidias y helmintos (Esccap, 2013).

#### **2.2.1.7. Prevención**

La coccidiosis tiende a ser un problema en los ambientes. La excreción fecal de grandes cantidades de oocistos resistentes al ambiente hace más probable la infección bajo estas condiciones. Los animales deben estar alojados de manera que no permita la contaminación de los recipientes de agua y comida por medio del suelo sembrado de oocistos o de heces infectadas. Los corrales, jaulas, utensilios de comida y demás elementos deben desinfectarse por medio de vapor o inmersión en agua hirviendo o con solución de amonio al 10% (Méndez *et al.*, 2011).

### 2.2.2. Giardia

La Giardia es un parásito protozoario flagelado, es de característica cosmopolita que reside en el tubo intestinal de perros y gatos, de modo que es preferible tratarla como una zoonosis. La forma activa es el trofozoíto que parasita el ribete en cepillo, en la región basal de las vellosidades del intestino delgado; y la forma de resistencia que no se alimenta es el quiste (Pérez, 2008).

#### Clasificación Taxonómica

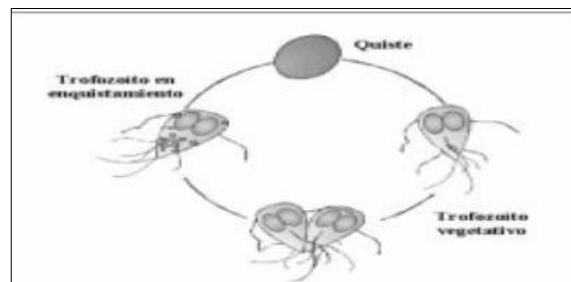
**Cuadro 2.** Clasificación Taxonómica del género *Giardia*

<b>Reino</b>	Protista
<b>Phylum</b>	Sarcomastigophora
<b>Subphylum</b>	Mastigophora
<b>Clase</b>	Zoomastigophorea
<b>Orden</b>	Diplomonadida
<b>Familia</b>	Hexamitidae
<b>Género</b>	<i>Giardia intestinalis</i>

Fuente: Thompson (2008)

#### 2.2.2.1. Morfología

El parásito es un protozoo flagelado de aspecto piriforme, con dos núcleos, ocho flagelos y un disco suctor en la parte ventral. Por medio de esta formación se adhieren a las microvellosidades del intestino delgado, así como del intestino grueso, tiene dos formas: trofozoíto y quiste. La forma móvil que se aloja en la luz intestinal es el trofozoíto es la forma móvil mide alrededor de 15 um ancho de largo y 8 um de ancho (Craig *et al.*,2008).

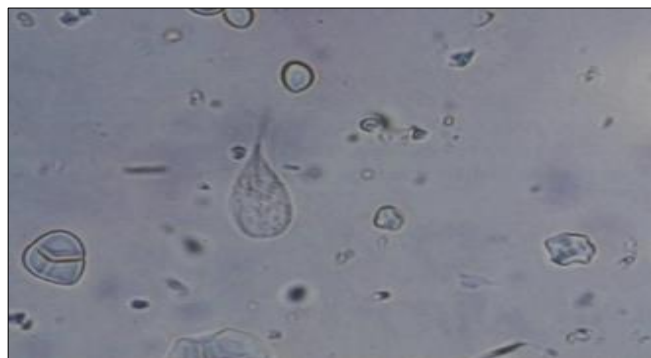


**Figura 2.** Quistes y trofozoitos de *Giardia* ([www.mevepa.cl](http://www.mevepa.cl))

A la microscopía óptica debido a su apariencia de “cara sonriente” formada por los dos núcleos en el tercio anterior (ojos), los axonemas que pasan longitudinalmente entre los núcleos (nariz) y cuerpos medianos de ubicación transversa en el tercio posterior (boca). Cuatro pares de flagelos completan la expresión cónica de esta forma (Craig *et al.*, 2008).

### 2.2.2.2. Trofozoíto

Este organismo tiene una morfología piriforme, de 12-15um x 6-8um, convexo dorsalmente y con una concavidad (disco succionario o ventral (Ochoa, 2014).



**Figura 3.** Trofozoíto de *Giardia canis* (Gutiérrez, 2006)

Miden de 12 a 17 de largo por 7 a 10 micras de ancho con el cuerpo curvado. Los quistes miden de 9 a 13 por 7 a 9 micras. Se trata de una de las parasitaciones que tiene una mayor incidencia en los animales más jóvenes, especialmente en cachorros de entre 6 y 12 semanas de edad. La enfermedad está causada por protozoos del género *Giardia*, un flagelado que parasita el intestino delgado y, en menor grado, el intestino grueso, de distintos vertebrados (peces, anfibios, reptiles, aves y mamíferos, entre los que se incluye el hombre). Cuatro pares de flagelos completan la expresión cómica de esta forma (Ochoa, 2014). Se distinguen las siguientes estructuras:

- a. Núcleo:** dos núcleos ovoides, situados simétricamente a cada lado de la línea media, con un gran cariosoma central. No se ha demostrado la presencia de núcleo y la membrana nuclear no está revestida por cromatina, pero parcialmente recubierta por ribosomas (Ochoa, 2009).



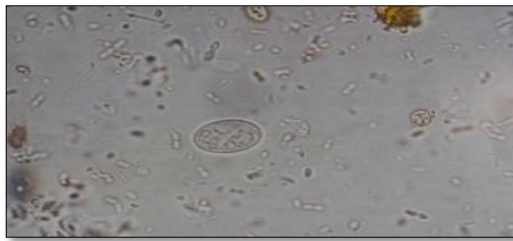
- b. Citoesqueleto:** consta del disco suctorio o ventral, los cuerpos medios y los cuatro pares de flagelos. El citoesqueleto y el disco ventral, tiene un papel importante en la supervivencia de la *Giardia* en el intestino del hospedador (Ochoa, 2009).
  
- c. El disco suctorio:** es una estructura cóncava, rígida de 0,4  $\mu\text{m}$  que contacta con las microvellosidades intestinales. Contiene proteínas contráctiles, actina, miosína y tropomiosína, que constituyen la base bioquímica para la contracción del disco, implicada en la adherencia del trofozoíto al epitelio intestinal (Ochoa, 2009).
  
- d. Los cuerpos medios:** en forma de garra y localizados en la línea media del trofozoíto y dorsal al flagelo caudal, son una estructura única del género *Giardia* y no tienen función específica, sirve únicamente para la clasificación de las especies de este género (Ochoa, 2009).
  
- e. Flagelos (cuatro pares):** antero-lateral, postero-lateral, caudal y ventral, que se originan de cuatro pares de cuerpos basales o blefaroplastos en la cara ventral del cuerpo del trofozoíto y la adherencia al epitelio intestinal (Ochoa, 2009).

### 2.2.2.3. Quiste

Es el estadio inactivo, de morfología elipsoidal, resistente y responsable de la transmisión, con un largo de 9-13  $\mu\text{m}$  y ancho de 7-9  $\mu\text{m}$ , contiene dos trofozoítos formados no del todo separados, pueden verse los axonemas, fragmentos de los discos ventrales y hasta cuatro núcleos, La resistente pared quística está formada por una capa filamentosa externa y una capa membranosa interna, su grosor es de 0.3 - 0.5  $\mu\text{m}$  (Ochoa, 2009).

Los quistes presentan las siguientes características:

- a. En el citoplasma del quiste se observan también ocho axonemas, seis de ellos localizados en el área central y dos en la periferie. Asociados a los axonemas se encuentran dos láminas de microtubulos, paralelos a los axonemas centrales; cada una de estas láminas se encuentra formada por 10 a 20 micro túbulos. También se observan numerosos ribosomas, vacuolas y fragmentos del disco ventral, no se observan mitocondrias, aparato de golgi, ni retículo endoplasmico rugoso (Ochoa, 2009).



**Figura 4:** Quiste de *Giardia Canis* (Gutiérrez, 2006)

- b. Los quistes inmaduros o recién formados tienen dos núcleos y se denominan prequistes y los quistes maduros son tetranucleados. Los núcleos se suelen localizar en el extremo del quiste. El cariosoma nuclear, puede tener una posición central o excéntrica y la membrana nuclear carece de cromatina periférica (Ochoa, 2009).

#### 2.2.2.4. Ciclo biológico



**Figura 5.** Ciclo biológico de *Giardia* (Miró – Carithers, 2013)

La *Giardia* presenta un ciclo biológico directo, el huésped se infecta con la ingestión de quistes, los cuales se enquistan en el duodeno, luego de la

exposición al ácido gástrico y enzimas pancreáticas. Allí el quiste se abre, liberando a los dos trofozoítos desde su interior, los que se separan y maduran con rapidez, fijándose al ribete en cepillo del epitelio veloso (en el área glandular intestinal). En perros, el parásito se libera de la pared quística en el duodeno y emerge como un trofozoíto de cuatro núcleos ovalados, el duodeno y yeyuno son residencias óptimas (Tananta *et al.*, 2011).

Los trofozoítos se aíslan con menor dificultad, mediante la prueba de la cuerda peroral o endoscopía en perros sintomáticos que en aquellos que no presentan síntomas. Los trofozoítos se multiplican en el intestino, por fisión binaria, y luego se enquistan mediante un mecanismo y localización que son desconocidos. Los quistes son expulsados con las heces 1 o 2 semanas después de la infección. Las heces felinas, en especial, pueden contener trofozoítos, pero pocas veces sobreviven mucho tiempo fuera del huésped (Barr C. Stephen, 2007).

#### **2.2.2.5. Epidemiología**

La prevalencia global en Europa es del 3-7%, sin embargo, es significativamente superior en animales menores de un año, siendo *Giardia* el endoparásito más frecuente en este grupo de edad. La excreción de los quistes se ha observado tanto en animales sanos como en animales con signos clínicos (Escap, 2013).

Se cree que una infección inicial induce inmunidad parcial disminuyendo la gravedad del cuadro clínico y en algunas ocasiones incluso la eliminación del patógeno, sin embargo, existe una resistencia limitada a la reinfección. por lo general, las personas se infectan con un tipo humano de *Giardia*; los perros con un tipo canino (Escap, 2013).

Las personas se infectan en forma ocasional con un tipo de *Giardia* diferente que se comparte con los animales. En ocasiones poco frecuentes, se han encontrado perros y gatos infectados con el tipo humano (Escap, 2013).

Por lo tanto, existe poca evidencia de que los perros y gatos transmitan esto a las personas en forma directa. Sin embargo, el hecho de que en raras ocasiones se haya encontrado el tipo humano en gatos y perros significa que puede haber una ligera posibilidad de que representen un riesgo como fuente de infección humana (Escap, 2013).

#### **2.2.2.6. Transmisión**

Un perro se infecta al comer las formas císticas de estos parásitos (quiste). En el intestino delgado del animal la cística se abre y libera la forma activa llamada trofozoíte. Estas formas tienen flagelos que les permiten moverse. Se adhieren al intestino y se reproducen por división en dos. Luego de una cantidad de divisiones, en una de las etapas, estas formas desarrollan una pared alrededor de sí mismas y pasan a los excrementos. La *Giardia* en el excremento puede contaminar el ambiente y el agua e infectar por lo tanto a otros animales y personas (Escap, 2013).

#### **2.2.2.7. Sintomatología**

Generalmente, esta enfermedad no presenta síntomas clínicos, sin embargo, son perros de bajo peso que no responden a tratamientos con vitaminas o tónicos, y que, además, son susceptibles a contraer otras enfermedades digestivas, no obstante, al realizarles un examen coproparasitario, dan positivo al diagnóstico de *Giardia* (Gutiérrez, 2006).

La diarrea constituye la manifestación clínica más relevante y puede tener un curso agudo, crónico o intermitente. Las heces aparecen esteatorreicas, malolientes y de color pálido. Los animales afectados pueden presentar pérdida de peso y retraso en el crecimiento. En ocasiones, se puede observar diarrea de intestino grueso con presencia de mucosidad y sangre fresca (Gutiérrez, 2006).

### **2.2.2.8. Diagnóstico**

#### **a. Diagnóstico de Laboratorio**

Los quistes ovoides excretados pueden observarse directamente en las heces, tanto en su fase de trofozoíto como quiste, en fresco o tras métodos de concentración (Acha, 2007).

#### **Frotis de heces (Examen directo)**

Debido a la excreción intermitente se recomienda la recogida de heces durante 3-5 días para incrementar la posibilidad de detección de los mismos. Lo primero es realizar un frotis directo de heces para aislar trofozoítos. Los trofozoítos son más comunes en las heces blandas, y los quistes, en las deposiciones formadas o semi-formadas (Esccap, 2013).

### **2.2.2.9. Tratamiento**

El tratamiento se puede repetir mientras los signos clínicos o la excreción de quistes persistan. El fenbendazol está registrado para el tratamiento de la giardiosis en perros otra opción es utilizar una combinación de febantel /pirantel/praziquantel a la dosis estándar (15 mg/kg 14,4 mg/kg y 5 mg/kg respectivamente), una vez al día durante tres días.

El metronidazol oral es una droga para la giardiasis canina y felina. Se usa a una dosis de 25 mg/7kg cada 12 horas durante 5 días para perros y 12-25 mg/kg cada 12 horas durante 5 días, para gatos (Ochoa, 2014).

### **2.2.2.10. Prevención**

Para prevenir la infección es conveniente lavar a los animales para eliminar los restos fecales de quistes, utilizar utensilios limpios para el pienso y el agua, limpiar el ambiente, retirar y destruir la materia fecal, ciertos estudios indican que éstos pueden eliminarse con compuestos de amonio cuaternario. Una buena higiene del animal es imprescindible para evitar la diseminación de los quistes (Esccap, 2013).

## 2.2.3. Nematodos

### 2.2.3.1. *Toxocara canis*

### 2.2.3.2. Clasificación Taxonómica

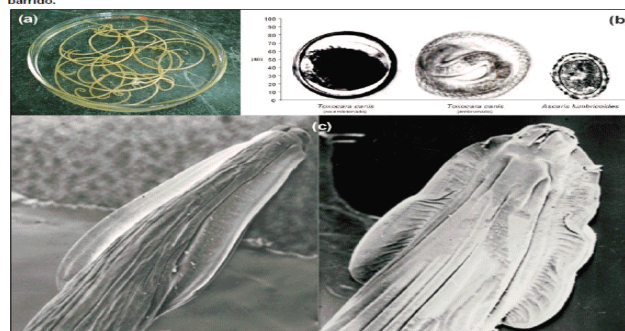
**Cuadro 3.** Clasificación Taxonómica del género *Toxocara Canis*

<b>Reino</b>	Animalia
<b>Subreino</b>	Bilateria
<b>Rama</b>	Protostomia
<b>Phylum</b>	Nemathelminthes
<b>Clase</b>	Secernentea
<b>Subclase</b>	Rhabditia
<b>Orden</b>	Ascaridida
<b>Suborden</b>	Ascaridina
<b>Superfamilia</b>	Ascaridoidea
<b>Familia</b>	Toxocaridae
<b>Género</b>	Toxocara
<b>Especie</b>	Canis

Fuente: Romero (2011)

### 2.2.3.3. Morfología

Fig. 3. Morfología de *Toxocara canis*: (a) adultos; (b) huevos (no embrionados y embrionados, comparándose con los de *Ascaris lumbricoides*); (c) comparación de las extremidades cefálicas de parásitos adultos de las especies *T. canis* (izquierda) y *T. cati* (derecha) en microscopía electrónica de barrido.



Figures 4 y 5. Delgado O. & Rodríguez-Morales A. J., c. Società Italiana di Parasitologia, Immagini, 5. Gennaio. <http://www.unimi.it/parasit/immagini.htm> (Consultado: 2007, Enero 10)

**Figura 6:** *Toxocara* parásito adulto (Delgado *et al.*, 2007)

Es un ascárido que, en estado adulto, vive en el intestino delgado y el macho, de 4 a 10 cm. Los huevos depositados con las materias fecales son muy resistentes a los factores ambientales y pueden mantenerse viables durante muchos meses e incluso varios años. Su periodo prepatente es de 30 días si ingresa por vía oral, si lo hace por vía transplacentaria es de 15 días. El hábitat del adulto es el intestino delgado del perro. Los síntomas se presentan con abdomen abultado, vómitos, diarreas, constipación alternadas, cólicos, flatulencias y aliento butiroso. El diagnóstico se lo realiza mediante análisis de materia fecal por flotación, el huevo es redondo, con cascara gruesa, rugosa por fuera, color marrón, mide de 70 a 90  $\mu\text{m}$ , posee un solo blastómero en el interior y escasa cámara de aire

Estos vermes tienen tres grandes labios y un bulbo esofágico glándulas. La toxoscariasis en perros, es una infestación parasitaria debido a la presencia y acción de varias especies de nematodos de los géneros *Toxocara* y *Toxascaris*, las mismas, que se caracterizan por disturbios entéricos provocados por el estado adulto y por alteraciones viscerales en hígado y pulmón. La transmisión se realiza por tierra y la infestación es por vía oral mediante depredación e ingestión de los huevos, por la leche y por la vía transplacentaria (Pérez, 2008).

#### **a. Huevos**

Son similares a los de Áscaris, pero un poco mayores de tamaño, miden 85 micras de diámetro, son sus globulosos, presentan una cubierta irregular, el protoplasma se aprecia con un aspecto granuloso y no están embrionados cuando salen a través de las heces de los cánidos infectados.

#### **b. Larvas**

Las larvas de *Toxocara canis* miden aproximadamente 0,4 micras de longitud por 0,015 0,021 de diámetro y son fácilmente distinguibles de las larvas de otras especies. En el medio externo siempre se encuentran en el interior de los huevos.





regiones del mundo demostraron tasas elevadas de contaminación con huevos de *Toxocara* sp (Soulsby, 1982).

### **2.2.3.5. Epidemiología**

#### **a. Migración traqueal**

Después de la ingestión de huevos infectantes, en los animales jóvenes las larvas eclosionan en el intestino delgado, atraviesan el hígado, y llegan a los pulmones a través del sistema vascular. Las larvas penetran a través de las paredes alveolares y migran hacia la tráquea y faringe. Luego de ser deglutidas, completan su desarrollo en el estómago e intestino delgado. Los primeros huevos aparecen en las heces 4 a 5 semanas post-infección (*T. canis*) y 56 días post-infección (*T. cati*).

#### **b. Larva Migrans Visceral**

Causada por larvas de los nematodos del género *Toxocara canis*, *Toxocara cati*. En el caso del hombre los más propensos son los niños de 2-5 años que ingieren tierra de areneros que comparten con los gatos, donde existe escasez de espacios verdes, donde pueden ingerir huevos larvados, también cuando son lamidos por gatos infestados (Barros, 2013).

De todas maneras, el huevo de áscaris necesita un tiempo de maduración en el suelo las larvas, libradas de los huevos embrionados, realizan una migración entero-hepato-pulmonar somática, con la distribución en diversos órganos y aparatos (hígado, pulmones, musculatura, riñones) llamada larva migrans visceral y cuando afecta al ojo larva migrans ocular (grave en los niños pueden producir una patología severa en el globo ocular) (Barros, 2013).

No obstante, el cuadro clínico varía, la toxocariasis se clasifica en dos síndromes Visceral y ocular. Los órganos más susceptibles son: hígado, pulmones, ojos y sistema nervioso central (Barros, 2013).

La migración de larvas migrans visceral causa hepatomegalia, hepatitis, granulomas, broncoespasmo, neumonitis, convulsiones, trastornos de la conducta y aprendizaje, urticaria crónica, prurito crónico, eosinofilia periférica (Uribarren, 2011).

### **c. Migración somática**

El tipo de migración somática sucede cuando los huevos infestantes de *T. canis* son ingeridos por una perra adulta. Ocho días después de la infestación, el segundo estado se encuentra ya en diversos tejidos del cuerpo, y así permanecen sin experimentar ningún desarrollo. Las larvas que no pueden perforar las paredes de los alvéolos inician una migración somática, quedan enquistadas en los tejidos y constituyen larvas hipobióticas en equilibrio inmunitario con el hospedador. Esta entidad patológica, el daño es causado por muerte larvaria y la respuesta inflamatoria, con formación de granulomas eosinofílicos, es más frecuente en niños de 5 años de edad por larva Migrans Visceral (Martínez, 2011).

## **2.2.3.6. Transmisión**

### **a. Infección transplacentaria (intrauterina)**

Varios estudios han demostrado que cerca del 100% de los caninos se infectan con larvas somáticas por vía uterina desde el día 42 de gestación. Este es el modo más importante de transmisión en los perros. En los gatos no existe infección prenatal. Las larvas somáticas en las perras preñadas son reactivadas probablemente por varios factores, algunos aún desconocidos, aunque se ha sugerido que la reactivación depende de los cambios hormonales durante la preñez. En las horas posteriores al nacimiento, las larvas presentes en el hígado de los neonatos migran hacia los pulmones y completan una migración traqueal. Los adultos pueden encontrarse a partir de las dos semanas de vida. La transmisión transplacentaria ocurre durante las sucesivas gestaciones, aún en ausencia de nuevas reinfecciones entre los partos.

## **b. Infección transmamaria**

Luego de la reactivación, las larvas somáticas en perros y gatos, luego de la reactivación, son también transmitidas a través del calostro y la leche durante al menos 38 días post-parto. Las larvas son ingeridas por los cachorros y desarrollan hasta adultos directamente en el intestino delgado sin migración traqueal. Este es el principal mecanismo de transmisión en el gato y los huevos aparecen en las heces a partir del día 47 post-infección.

## **c. Hospedadores paraténicos**

Diversos roedores, pájaros, lombrices de tierra e insectos pueden albergar larvas somáticas en sus tejidos y actuar como hospedadores paraténicos. Luego de la ingestión de un hospedador paraténico infectado con larvas de *T. canis* o *T. cati* por un perro o un gato, las larvas desarrollan hasta adultos directamente en el intestino delgado sin realizar migraciones. Los síntomas clínicos dependen de la edad del animal y del número, localización y estado de desarrollo de los ascaridios. La infección con *Toxocara* es importante en animales de 6 meses de edad (Sumano y Ocampo, 2006).

### **2.2.3.7. Sintomatología**

#### **a. En caninos**

La primera indicación de infección en animales jóvenes es la falta de crecimiento y pérdida de salud. La sintomatología principalmente se presenta en cachorros y animales jóvenes. Se caracteriza porque pueden desarrollar tos con descargas nasales que pueden ser mortales o desaparecen después de las tres semanas. Cuando la infección es masiva prenatal hay gusanos en el intestino y estómago, alterando la digestión y provocando trastornos como vómitos acompañados de gusanos, otras veces hay diarreas de tipo mucoso con deshidratación, el abdomen se encuentra distendido y doloroso a la palpación. Los cachorros a veces sufren neumonía por aspiración de vómito que puede ser mortal.

La fase crónica en cachorros y perros de más edad es un progresivo cuadro de desnutrición a pesar de tener buena alimentación. Puede presentarse diarrea intermitente, pueden presentarse manifestaciones nerviosas consistentes en convulsiones de duración limitada.

#### **b. En humanos**

La toxocariosis es probablemente la zoonosis producida por nematodos más propagada mundialmente. En los países desarrollados el síndrome de Larva Migrans Visceral producido por *Toxocara* ha sido referido como la segunda causa de infección helmíntica, la toxocariosis humana puede ser muy frecuente.

#### **2.2.3.8. Diagnóstico**

##### **a. Diagnóstico Clínico**

Es importante tener en consideración la edad de los cánidos, el brillo del pelo, el grado de dilatación del abdomen y la ocurrencia o no de vómitos después de las comidas. El diagnóstico específico mediante identificación microscópica de los huevos por examen directo o facilitándose por medio de concentración en soluciones hipertónicas, aunque su ausencia no excluye la presencia de parásitos.

#### **Diagnóstico de Laboratorio**

##### **En Humanos**

Puede emplearse ELISA (1,2) para determinar el nivel sérico de Acs anti-*Toxocara canis*. Sin embargo, la prevalencia de la seropositividad en niños pequeños puede alcanzar el 20-30 %, limitando así la utilidad de la prueba (Canese y Col., 2001).

## **En caninos**

Las infecciones graves en perros se diagnostican los huevos en las heces. Es importante distinguir entre los huevos esféricos, con cáscara picada, de las especies de *Toxocara* y los huevos ovalados, de cáscara lisa, de *T. leonina*, debido a la importancia de las primeras para la salud pública. En coprológicos que no se revela la presencia de huevos se debe efectuarse un nuevo examen de 15 – 20 días después, ya que los ascaridos machos y hembras pueden estar todavía jóvenes (Eduardo, 1965).

### **2.2.3.9. Tratamiento**

Los estados pre infectantes no son resistentes a la desecación, de forma que los terrenos y locales que frecuentan los animales susceptibles deben mantenerse lo más secos posible, y las heces deben eliminarse a cortos intervalos. Diversas sales de piperazina expulsan las formas localizadas en el intestino piperazina base 150-200 mg/kg de peso vivo, los cachorros fuertemente infestados una dosis de 2-3 días, con objeto de evitar una obstrucción por los ascáridos expulsados, sales de piperazina 130 mg/Kg se repite la dosis a las 2 o 3 semanas vía oral (Sumano y Ocampo, 2006).

Los antihelmínticos de amplio espectro, como el nitroscanato (1 x 50 mg/kg de peso vivo) o el pirantel (10 mg/Kg mg de peso en los gatos, se repite en tres semanas vía oral, ejercen también acciones sobre ascáridos inmaduros y otros nemátodos intestinales. Los bencimidazoles de amplio espectro no sólo actúan frente los nematodos intestinales, sino también frente los cestodos fenbendazol 25 mg/kg cada 12 horas por 10-14 días vía oral, o mebendazol, 20 mg/kg durante 2 días vía oral (Sumano y Ocampo, 2006).

### **2.2.3.10. Prevención**

La desparasitación periódica de los perros machos y hembras previene la enfermedad en cachorros y la contaminación del medioambiente por la presencia de los huevos (Lane, 2003).

- a. Las perras deben ser desparasitadas antes del parto y cada vez que los cachorros son desparasitados (Dvorak G, 2008).

#### **2.2.4. Anquilostomiasis (*Ancylostoma sp*)**

Es una especie de nematodo que infecta principalmente en el intestino delgado de los perros. La infección varía desde casos asintomáticos hasta la muerte del animal. Otros anfitriones incluyen carnívoros como lobos, zorros y gatos con un pequeño número de casos reportados en los humanos. El *Ancylostoma* puede consumir en un lapso de 24 horas de 0,1 a 0.2 ml de sangre. Los machos tienen una longitud de 12 mm por 15 mm; los huevos son alargados, mayores a 65 um, con paredes finas, en etapas iniciales de división poseen de 2 a 8 células (Manual Merck de Veterinaria, 2000).

##### **2.2.4.1. Clasificación Taxonómica**

**Cuadro 4.** Clasificación Taxonómica del género *Ancylostoma*

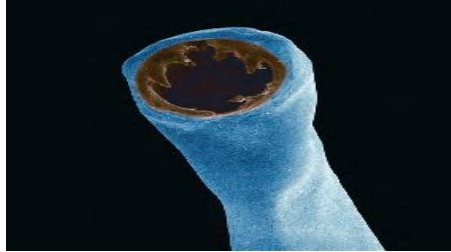
<b>Reino</b>	Metazoa
<b>Subreino</b>	Eumetazoa
<b>Rama</b>	Bilateral
<b>Grado</b>	Pseudocoelomata
<b>Phylum</b>	Nemátada
<b>Clase</b>	Chromadorea
<b>Orden</b>	Rhabditidia
<b>Suborden</b>	Strongylida
<b>Superfamilia</b>	Ancylostomatoidea
<b>Familia</b>	Ancylostomatidae
<b>Género</b>	<i>Ancylostoma</i>
<b>Especie</b>	<i>Caninum</i>

Fuente: (Ramón, 2012)

##### **2.2.4.2. Morfología**

Los parásitos nematodos se caracterizan por presentar tres pares de dientes bien definidos en la cavidad oral. Son altamente voraces y en su avidez por la sangre pueden succionar aproximadamente 0,1 ml de sangre/verme/día. Estos dientes, asociados a secreciones anticoagulantes que contienen factor inhibidor de plaquetas, producen hemorragias importantes, que persisten en

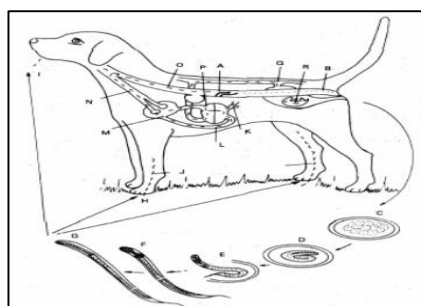
tanto los vermes estén vivos. Otra característica es la de ser muy móviles, lo que garantiza su constante mudanza de lugar de fijación a lo largo de la mucosa intestinal (Wenoma, 2013).



**Figura 8.** Cavidad bucal de *Ancylostoma* (Biag, et al., 2005)

De esa forma, ellos dejan áreas hemorrágicas en los puntos donde estaban fijados y multiplican el efecto exfoliativo. Los vermes son tan voraces que se considera a cada uno como un vaso abierto, constantemente sangrando, porque la sangre que ingieren y que finalmente es excretada a través del ano de los parásitos se halla casi exenta de modificaciones químicas o físicas es el parásito más común e importante de los perros. Los huevos de las 2 especies son indistinguibles entre sí; miden 60 x 45  $\mu\text{m}$ . Se observan en diferentes fases de blastogénesis, con una cubierta delgada y translúcida; en su interior generalmente se observan de dos a cuatro blastómeros. Cuando es liberado por el gusano en el intestino, el huevo contiene un óvulo segmentado (Wenona, 2013).

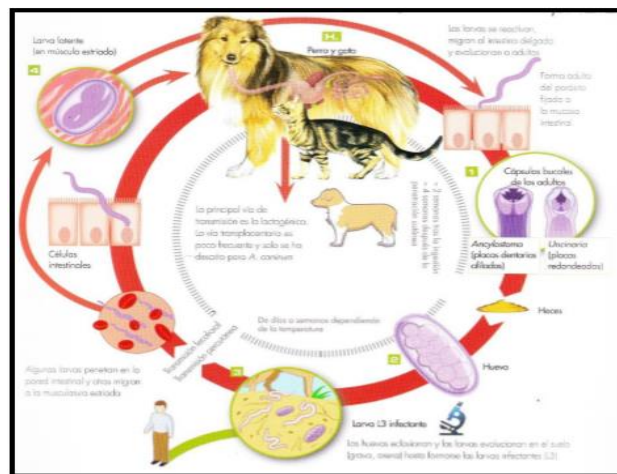
Las larvas filariformes, forma infestante, exhiben una gran movilidad, miden alrededor de 500  $\mu\text{m}$  de longitud, No se aprecia la cápsula bucal. El esófago es recto, presenta una pequeña protuberancia en su unión con el intestino. En ocasiones conservan la cutícula del estadio anterior (Wenona, 2013).



**Figura 9:** Eclosión de las larvas en el ambiente (Quiroz, 2005)

Esquema del ciclo evolutivo de *Ancylostoma caninum* A. Parasito Adulto; B. Huevo; C. Huevo blastomerado; D. Huevo con la primera larva; E. Eclosión de la primera larva; F. Segunda larva; G. Tercera larva; H. Infestación por vía subcutánea; I. Infestación por vía oral; J. Migración linfática; K. Larvas vía conducto torácico llegan al corazón; L. Larva en migración cardiovascular; M. Larva en migración pulmonar; N. Larva en migración traqueal; O. Larva en migración esofágica; P. Larva en corazón izquierdo; Q. Larva en migración trasplacentaria; R. Larva en feto (Quiroz, 2005).

### 2.2.4.3. Ciclo biológico



**Figura 10.** Ciclo biológico del *Ancylostoma C.* (Miró –Carithers (2013)

*Ancylostoma* tiene un ciclo de vida directo, pero bastante complejo. Tras la excreción de los huevos en las heces, las larvas se desarrollan en su interior y eclosionan en 2 a 9 días. Son muy buenas nadadoras y aprovechan la humedad sobre la vegetación para desplazarse. Ahí espera al paso de un hospedador adecuado. Las larvas pueden sobrevivir durante semanas en suelos húmedos y frescos, pero no sobreviven mucho tiempo a temperaturas extremas o en suelos secos (Junquera, 2014).

El suelo que más favorece es ligeramente arenoso, con bastante humedad y oxígeno; la temperatura óptima es entre 23-30 °C. La primera larva L-I se desarrolla en un día, se alimentan de bacterias y muda para llegar al segundo estado larvario L-II ambas con esófago rabdiforme (Junquera, 2014).



Se alimenta y muda para dar lugar al tercer estado larvario L-III, conserva la muda de la segunda larvas, ya no se alimenta y la muda le sirve de protección; esto sucede en 22 días a 15 °C o en dos días a 20 o 30 °C. La larva L-III logra infestar al huésped por vía cutánea o por vía oral, sigue la ruta linfática para llegar al corazón y pulmones, en donde a través de los capilares pasa a los alvéolos, sigue su migración por bronquiolos, bronquios, tráquea y faringe en donde es deglutida para llegar al intestino, esta migración tarda desde dos días hasta una semana. Las larvas que penetran por el intestino generalmente pasan por las glándulas de Lieberkhun del intestino delgado y luego de dos días regresan al lumen del intestino, muda tres días después de la infección y llegan a adultos. El periodo prepatente es de 15 a 18 días en perros jóvenes y de 15 a 26 en perros adultos, el periodo patente es de 6 a 12 meses (Junquera, 2014).

Las larvas pueden penetrar en su hospedador, bien por vía percutánea o por ingestión. Si las larvas se ingieren, la mayoría invaden las glándulas gástricas, permanecen en ellas varios días y posteriormente regresan a la luz intestinal, mudando al cuarto estadio larvario y posteriormente al estado adulto (Padilla *et al.*, 2003).

Tras la ingestión por el perro, la mayoría de las larvas L-III llegan directamente al intestino donde completan el desarrollo a adultos, se instalan fijándose a la pared intestinal y comienzan a producir huevos, Sin embargo, algunas larvas penetran al interior del cuerpo e inician una migración a través de distintos órganos (larva migrans), para finalmente alcanzar la tráquea y, tras llegar a la boca volver a ser tragados. Durante esta migración pueden enquistarse en músculos, grasa u otros tejidos y permanecer en dormancia por tiempo indefinido. Las larvas que penetran a través de la piel alcanzan el sistema circulatorio, llegan a los pulmones y a través de la tráquea, por tos o estornudos llegan a la boca para ser tragados. De allí prosiguen hasta el intestino delgado donde se fijan, completan el desarrollo a adultos y comienzan a poner huevos (Junquera, 2014).

Si penetran por la piel, van avanzando por los tejidos, hasta que alcanzan un vaso sanguíneo o un conducto linfático que los conduzca al corazón y desde allí a los pulmones. En los pulmones pasan a los alveolos, asciende por los bronquios hasta la faringe, pasan al estómago y desde allí al intestino, donde mudan al cuarto estadio larvario, y posteriormente al estado adulto (Padilla *et al.*, 2003).

#### **2.2.4.4. Epidemiología**

La característica del suelo influye grandemente en la transmisión de *Ancylostoma*. Las tierras cubiertas de hojas y restos vegetales, sombreados, humedad y con temperatura entre 15 y 30°C. Las deficiencias en la vivienda, en especialmente, la falta de letrinas y de agua corriente, favorecen la contaminación de las zonas aledañas a las casas, bien sea en el campo o en los barrios pobres de los pueblos. La fuente de infestación de *A. caninum* la son los mismos huéspedes (caninos) pero accidentalmente tiene otro hospedador como el hombre (Botero, 1998).

##### **a. Larva migrans cutánea**

Consiste en una erupción lineal, tortuosa, nematosa y muy prurítica de la piel causada por la migración de la larva de nematodo. La lesión se va desplazando a medida que la larva se va moviendo, avanzando más rápido por la noche. Al menos el 50 % de los casos de “erupción serpinginosa” observadas se cree que tenían su origen en la playa, el origen se remonta a la arena suave y humedad. Las personas con cientos de lesiones atribuyeron el origen de la infección al contacto de arena humedad, la larva migrans cutánea es frecuente en áreas tropicales y subtropicales donde se encuentra ampliamente distribuido *A. brasiliense* (Gutiérrez, 2006).

#### **2.2.4.5. Transmisión**

##### **a. Transmisión por vía cutánea**

La infección percutánea favorece que las larvas lleguen a los pulmones por vía sanguínea. La L3 libre penetra en el cuerpo (a veces vía folículo piloso) y alcanzan el tracto intestinal después de migrar al organismo (Mejía, 2012).

##### **b. Transmisión por vía oral**

Las larvas ingeridas completan su desarrollo realizando dos mudas en la mucosa del intestino delgado, así llegan directamente a adultos; otras alcanzan el sistema circulatorio desde la mucosa de la propia cavidad bucal, pasando por los pulmones y efectuando una migración traqueal para regresar finalmente al intestino. La L3 es ingerida con el alimento y llega al tracto gastrointestinal casi siempre sin migrar por el organismo (Mejía, 2012).

##### **c. Transmisión placentaria**

Cuando la perra gestante se infesta, las larvas pasan por vía trasplacentaria a los fetos. Las larvas no mudan hasta que el cachorro nace y los huevos salen a los 10 o 12 días de nacidos. Tratándose de perras gestantes, las larvas permanecen latentes en el hígado hasta que los cachorros nacen, en cuyo momento tiene lugar la parte pulmonar de la migración, llegando al intestino y alcanzando su madurez mientras los cachorros son aún muy jóvenes (Mejía, 2012).

##### **d. Transmisión a través del calostro**

Las larvas de *Ancylostoma* infestan a los cachorros luego que estos ingieren el calostro. Algunas larvas que llegan a los pulmones no prosiguen su camino hacia el intestino, sino que migran hacia los músculos donde permanecen aletargados durante más de 240 días. En este aspecto cobran interés especial las perras porque durante la gestación las larvas somáticas se reactivan y se eliminan por la leche, infectando a los cachorros durante las primeras 3 semanas de lactancia, aunque la primera semana puerperal es realmente la

más importante. La L3 que está en reposo como larva(somática) tisular en la madre, es activada por las hormonas durante la gestación, migra hacia la glándula mamaria, a través de la leche, a los animales jóvenes (Mejía, 2012).

#### **2.2.4.6. Sintomatología**

Las manifestaciones clínicas características y frecuentemente fatales, de la infección por *A.caninum*. en cachorros jóvenes es una anemia normocrómica y normocítica aguda seguida por otra anemia hipocrómica y macrocítica. Los cachorros que sobreviven desarrollan alguna inmunidad y muestran signos clínicos más leves. Sin embargo, los animales debilitados y desnutridos pueden seguir presentando un bajo rendimiento y sufrir de anemia crónica. Una diarrea de heces oscuras, alquitranada, acompañada a las infestaciones graves, anorexia, emaciación y debilidad (Ajello, 2000).

Esta puede ser aguda y rápida, fatal en animales susceptibles, aunque otros pueden desarrollar un determinado grado de resistencia a los efectos de la infestación. En las últimas fases de la enfermedad, los cambios sanguíneos pueden incluir eosinofilia. El crecimiento se ve educido, y el pelo se hace seco y áspero. Puede observarse picazón de la piel en las áreas de dermatitis causada por marcada debilidad y extrema palidez de las membranas mucosas (Soulsby, 1987).

#### **2.2.4.7. Diagnóstico**

##### **a. Diagnóstico de Laboratorio**

El cuadro clínico hace sospechar de *Ancylostoma* en las zonas donde el problema es enzoótico, por otra parte, la observación de huevos en las heces y la relación con el cuadro anémico permiten establecerlo (Quiroz, 2005).

## **b. Diagnóstico post mortem**

Es muy evidente la anemia y la caquexia, al tiempo que se ve con frecuencia edema y ascitis. El hígado muestra un color pardo brillante y presenta alteraciones grasas. El contenido intestinal es hemorrágico. La mucosa se presenta frecuentemente inflamada, cubierta de moco y muestra pequeñas mordeduras del parásito. Estos se encuentran fijados a la mucosa o, a veces libres-son de color gris o rojizo, dependiendo de la cantidad de sangre que contengan en el intestino (Pérez, 2008).

### **2.2.4.8. Tratamiento**

Los estados preinfestantes no son resistentes a la desecación, de forma que los terrenos y locales que frecuentan los animales susceptibles deben mantenerse lo más secos posible, y las heces deben eliminarse a cortos intervalos. Los suelos de las perreras deben mantenerse a tratamiento con sal común o barato sódico (2 kg/10), ayuda a matar las larvas (Alfaro, 2011).

- a. Pamoato de pirantel:** En los cachorros, la eficacia es inconstante de modo que se recomienda una dosis más elevada (15 mg/kg) después de una comida ligera (Alfaro, 2011).
- b. Levamisol:** El tratamiento por vía oral con 10 mg/kg/día por 2 días elimina el 95 % de *Ancylostoma*, o inyectable con una dosis de 5,5 mg /kg/día repetir a los 15 días (Alfaro, 2011).
- c. Ivermectina:** La administración SC de 0,2 mg /kg solo tiene una eficacia del 69 %, mientras que la administración por vía oral de la misma dosis mejora la eficacia hasta en más del 90 % (Alfaro, 2011).
- d. Los bencimidazoles de amplio espectro **Fenbendazol**, 25 mg /kg cada 12 horas por 10-14 días vía oral, o Mebendazol, 20 mg /kg durante 2 días vía oral (Alfaro, 2011).**

### 2.2.5. *Trichuris vulpis*

La trichuriasis es una de las parasitosis más frecuentes en los perros que se presenta generalmente de manera asintomática y ocasionalmente produce diarrea crónica.

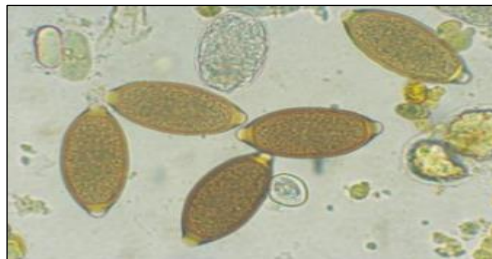
#### 2.2.5.1. Clasificación Taxonómica

**Cuadro 5.** Clasificación taxonómica del género *Trichuris V.*

<b>Reino</b>	Animalia
<b>Phylum</b>	Nemaltelmintos
<b>Clase</b>	Nemátodo
<b>Oreden</b>	Enoplida
<b>Superfamilia</b>	Trichuroidea
<b>Familia</b>	Trichuridae
<b>Género</b>	Trichuris
<b>Especie</b>	Vulpis

**Fuente:** (Padilla, 2003)

#### 2.2.5.2. Morfología



**Figura 11.** Huevo de *trichuris vulpi* (Zajac, et al., 2012)

La infestación por parásitos adultos de *Trichuris vulpis* es importante porque ocasiona retraso en el crecimiento. Existe una especie que es transmisible al hombre la *Trichuris trichiuria*, un gusano con forma de látigo, tiene un ciclo vital sencillo. Las larvas procedentes de los huevos ingeridos nacen en el intestino delgado y emigran hacia el ciego donde penetran en la mucosa y maduran hasta convertirse en gusanos en gusanos adultos tres meses después del contagio las hembras fertilizadas comienzan a poner huevos en cantidades de hasta 3000-20000 al día. La vida de las hembras se puede

prolongar hasta ocho años. Los huevos son eliminados con las heces maduran en el suelo y adquieren capacidad infestante a las tres semanas. Se caracterizan por tinción biliar oscura forma en barril y presencia de tapones en los polos de la cáscara (Carrada, 2004).

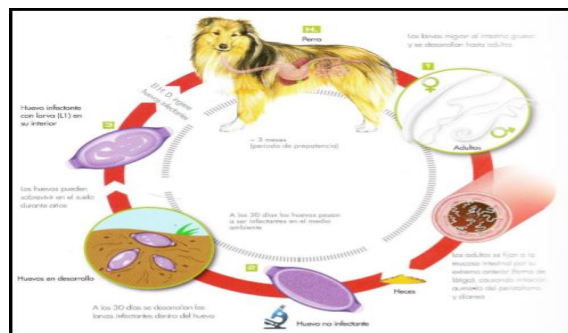
La lombriz adulta mide alrededor de 4 cm y pesa 10 mg, la porción anterior es delgada y en forma de látigo el segmento posterior, más grueso, contiene el aparato reproductor y el intestino; la porción caudal queda libre en la luz del intestino, y le sirve al parásito para defecar, copular, y liberar los huevecillos, mientras el tercio anterior está fijo dentro de la mucosa (Carrada, 2004).

La boca es una abertura simple carente de labios, la cavidad bucal, finísima, lleva el estilete rotatorio que le sirve al parásito para penetrar en la mucosa intestinal y alimentarse, que penetra incluso en los capilares, pero no pasa más allá de la capa muscular. El tiempo medio transcurrido de la infestación a la oviposición es de 60 a 70 días. El hábitat natural del *Trichuris* es en el ciego y colon ascendente, aunque puede extenderse al íleon y recto.

Las hembras adultas del *T. trichuria* habitan en la mucosa del ciego, el extremo posterior redondeado y grueso contiene el útero, que suele llenarse de huevecillos y depositan diariamente entre 3000 a 20000 huevecillos, pero su fecundidad disminuye cuando aumenta la carga parasitaria. Los huevecillos salen en las heces, y al ser depositados en suelo húmedo y sombreado, comienzan a embrionar segmentándose, proceso que dura de 15 a 30 días (Carrada, 2004).

En el tercio posterior de la hembra adulta, se encuentra un ovario y el útero, relleno de huevecillos no-segmentados, en forma de un barrilete y en los extremos polares tienen dos tapones mucilaginosos característicos. Los huevos elípticos y de color pardusco, miden 52 x 22  $\mu\text{m}$ , tienen una envoltura de doble contorno, pero cuando son depositados en la tierra no están embrionados, por esta razón, la trichiuriasis no se transmite de persona a persona.

### 2.2.5.3. Ciclo biológico



**Figura 12.** Ciclo biológico del *Trichuris V.* (Mirò – Carithers 2013)

Los huevos de *Trichuris trichiura*, eliminados con la materia fecal, se desarrollan en suelos sombreados y húmedos de regiones tropicales y subtropicales del planeta y son infectantes 15 - 30 días después. Las larvas emergen en el ciego, penetran las criptas de Lieberkuhn y mucosa; las formas adultas (3 - 5 cm) se alojan en ciego y colon ascendente, donde permanecen con su extremo anterior filamentos (3/5 partes del cuerpo) embebido en un túnel sincitial, manteniendo su posición mediante movimientos de penetración, su estilete bucal, la acción de enzimas proteolíticas, y proteínas de excreción/secreción (Eíras *et al.*, 2009).

### Epidemiología

La trichuriasis humana ocurre sobre todo en regiones tropicales, en niños de 2 a 5 años de edad generalmente desnutridos y muchas veces infectados con otros parásitos y microorganismos intestinales. Las fuentes de infección son el suelo o los cursos de agua contaminada con huevos del parásito. El modo de transmisión es la ingestión de los huevos en los alimentos o el agua, o las manos contaminadas con huevos infectantes (Carrada, 2004).

### 2.2.5.4. Transmisión

Los perros, principalmente los cachorros, pueden adquirir la infección de *T. vulpis* por medio de la tierra, agua y alimentos contaminados con huevos que



contienen las larvas infectantes una vez ingeridos van hacia el estómago y llegan al intestino grueso, donde se convierten en adultos (Quiroz, 2005).

#### **2.2.5.5. Sintomatología**

No se observan signos clínicos en las infecciones ligeras, pero cuando la carga parasitaria aumenta y la reacción inflamatoria en el ciego se hace más pronunciada, ocurre pérdida de peso y diarrea. Las heces pueden estar acompañadas de sangre fresca en los perros muy infectados y a veces produce anemia, infecciones masivas se pueden asociar con inflamación y sangrado de la mucosa, pérdida de la proteína a nivel intestinal lo que deriva en una diarrea mucosa, crónica y sanguinolenta; deshidratación, pérdida de la condición corporal y anemia (Eíras *et al* 2009).

#### **2.2.5.6. Diagnóstico**

##### **a. Diagnóstico de Laboratorio**

El aspecto más importante del diagnóstico es la detección de huevos de *T. vulpis* a través de la examinación microscópica de las heces con soluciones adecuadas de flotación debido a su densidad, pues algunos pueden pasar desapercibidos en un examen de heces (Ramón, 2012).

Al ser la eliminación de los huevos, por parte de las hembras, de forma intermitente se requieren al menos tres exámenes negativos en un período de tres a seis días para que la infección se descarte Necropsia, donde se pueden observar los vermes sobre la mucosa del ciego y colon; examen coproparasitológico, observando huevos característicos en forma de barril (Schaer, 2010).

#### **2.2.5.7. Tratamiento**

El éxito del tratamiento se basa en la terapia antihelmíntica adecuada y repetida usada: Fenbendazol en dosis de 50 mg /kg, vía oral, cada 24 horas por 3 días Mebendazol 20 mg /kg, durante 2 días vía oral (Sumano y Ocampo, 2006).

## **2.2.6. Cestodos en caninos**

### **2.2.6.1. Generalidades**

Los cestodos en su estado adulto tienen un cuerpo aplanado dorso-ventralmente, de color blanco, amarillo o gris claro y para su estudio morfológico puede ser dividido en tres regiones: escólex, la segunda región, denominada cuello y cuerpo es la tercera región formada por los proglótidos, Son gusanos aplanados, presentan segmentos y también son llamados Tenias. No tienen cavidad abdominal, no tienen órganos de respiración ni órganos hemáticos (Fisher & Macgarry, 2007).

El escólex es esférico, está situado en el extremo anterior, y presenta órganos de fijación como ventosas, róstelo que puede tener coronas de ganchos para la fijación del parásito a la zona donde se implante (Fisher & Macgarry, 2007).

El cuello se sitúa inmediatamente después del escólex y varía según el parásito en largo y corto, contiene células germinales, que van a dar origen a los proglótis, proceso que se conoce como estrobilación es decir la formación del estróbilo o cuerpo del cestodo (Fisher & Macgarry, 2007).

Los cuerpo o también llamados proglótis se clasifican según su estado de desarrollo en: inmaduros, maduros y grávidos. Son producidos a partir del cuello por proceso asexual, y se desprenden para salir con las heces (Fisher & Macgarry, 2007).

Los estadios larvarios se localizan en diferentes tejidos u órganos de los hospedadores intermediarios. Durante el desarrollo de los ciclos evolutivos se requieren uno o más hospedadores intermediarios vertebrados o invertebrado. Ciclo de vida indirecto con un huésped intermediario, el metacéstodo adopta una forma similar a un quiste dentro de los tejidos del huésped. Pueden ser controlados al evitar el contacto con los huéspedes

intermediarios. Dentro de este grupo se pueden mencionar: *Diphylidium caninum*, *Echinococcus granulosos*, *Echinococcus multilocularis* (Fisher & Macgarry, 2007).

#### ➤ **Sistema nervioso**

El “cerebro” está situado en el escólex, existen dos grandes troncos nerviosos en el cuerpo que se extienden posteriormente a lo largo de toda la longitud del estróbilo. Dos troncos nerviosos más cortos que se extienden anteriormente e inervan los tejidos anteriores al “cerebro”. Los nervios se extienden desde el “cerebro” hasta los músculos, tegumento y aparato reproductor (Ramón,2012).

#### ➤ **Sistema reproductor**

Todos los céstodos son hermafroditas, el aparato reproductor masculino y femenino están presente en cada proglótido, en los céstodos segmentados, la mayoría de los proglótidos maduros contienen uno o dos pares de órganos genitales (Ramón,2012).

#### ➤ **Características biológicas**

Un céstodo debe ser capaz de establecerse, crecer, madurar y realizar los procesos reproductivos. Los céstodos invaden al hospedador como huevo o como larva, es necesario que se desenquisten o eclosionen y que el embrión hexacanto u oncósfera, llegue a su madurez como adulto y después que pueda fecundarse y poner huevos. Los estadios infectantes de los céstodos incluyen huevos, cisticercoides, cisticercos, hidátides, cenuros, procercoides y tetratiridios. Los huevos de muchos céstodos eclosionan en un medio acuoso, pero los de Cyclophyllidea eclosionan en el intestino de sus hospedadores definitivo (Ramón, 2012).

#### **2.2.7. *Dipylidium Caninum***

Es una enfermedad parasitaria producida por *Dipylidium caninum*, una tenia de unos 10 a 20 cm de longitud que se puede encontrar en el intestino del perro (es el cestodo más común del mismo), el gato, y algunos canidos y félidos silvestres. Los hospedadores intermediarios son las pulgas del perro (*Ctenocephalides canis*), Y las del gato (*C.felix*) (Barros, 2013).

### 2.2.7.1. Clasificación Taxonómica

**Cuadro 6.** Clasificación Taxonómica del género *Dipylidium*

<b>Reino:</b>	Animalia
<b>Filo</b>	Platyhelminthes
<b>Clase</b>	Cestoda
<b>Orden</b>	Cyclophyllidea
<b>Familia</b>	Dipylidiidae
<b>Género</b>	Dipylidium
<b>Especie</b>	<b>D. caninum</b>

Fuente: Fogle B, 2002

### 2.2.7.2. Morfología



**Figura 13.** *Dipylidium caninum* (Coko, 2012)

Los adultos de *Dipylidium* parasitan el intestino delgado del hospedador definitivo (perros, gatos y ser humano), mientras que las pulgas y piojos actúan como hospedadores intermediarios y albergan la fase larvaria (cisticercoide). Los proglotis grávidos son eliminados en el medio ambiente con las heces o migran hasta el ano desde la luz intestinal, y de artrópodos (pulgas y piojos) que actúan como hospedadores intermediarios. Las larvas coprófagas de estos insectos ingieren las formas parasitarias y los adultos

desarrollan posteriormente la fase larvaria denominada cisticercoide, forma infectante para el hospedador definitivo. Tras la ingestión de artrópodo parasitado, se formarán los adultos de *Dipylidium caninum* en el intestino delgado de los carnívoros domésticos. Probablemente, las infestaciones humanas se deben a la infestación accidental de pulgas infestadas cuando los niños juegan con los perros o los gatos (Barros, 2013).

El estróbilo de *D. caninum* consiste en una cadena de proglotis elípticas que miden de 100 a 700 mm de longitud. El escólex es pequeño, romboidal, con un diámetro transversal de 250 a 500 micras, y tiene 4 ventosas ovales, profundas y en forma de copa, y un róstelo mediano, apical, en forma de clava, capaz de invaginarse 185 micras o invaginarse totalmente dentro del escólex (Barros, 2013).

El róstelo está armado con 1 a 7 círculos de espinas, según la edad del gusano y la cantidad de traumas sufridos, cada espina tiene un brazo corto y curvado, y una base grande y redondeada. El cuello del gusano es corto y delgado (Barros, 2013).

Los proglotis inmaduros son más anchos que largos, y posteriormente son más o menos cuadrados. Las maduras y grávidas tienen típicamente la forma de una semilla de calabaza. Cada una está provista de órganos reproductores dobles, con un atrio genital en cada margen lateral; cada proglótido tiene un ancho máximo de 3,2 mm. Carecen de receptáculo seminal. Las grávidas están llenas con bloques uterinos poligonales en su porción media. Cada bloque o bolsa madre (cápsula ovífera) contiene de 8 a 15 huevos, encerrados en una membrana embrionaria (Barros, 2013).

Los huevos son esféricos, con cubierta delgada e hialina, de coloración rojo ladrillo miden de 25 a 40 micras de diámetro y tienen unos ganchos delgados que miden de 12 a 15 micras de largo. (Venard, 1938) estableció que la cubierta de los huevos maduros está constituida por una capa vitelina externa, una membrana embriófora interna y una capa intermedia de albúmina. Los

proglotis grávidos se desprenden del estróbilo de una en una, o en grupos, y a menudo descienden por el intestino y salen por el ano. La desintegración de este proglotis generalmente no tiene lugar dentro del intestino, aunque a veces se evacúan con las heces grupos de huevos contenidos dentro de la membrana embrionaria. Cuando los huevos encerrados en la membrana son liberados del útero, como sucede en la desintegración natural de las proglótides después de ser expulsadas del intestino del huésped, los racimos adquieren forma ovoidal o esférica.

### 2.2.7.3. Ciclo biológico

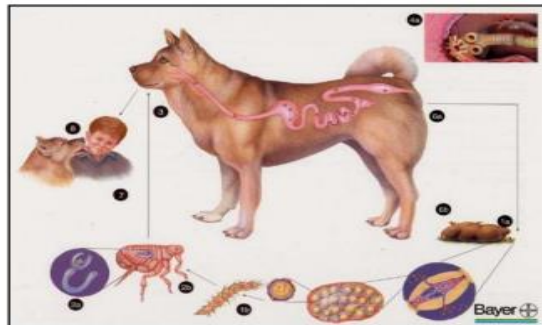


Figura 14. Ciclo biológico de *Dipylidium C.*

Los vermes adultos se localizan en el intestino delgado del perro y sus huevos salen al ambiente junto con las heces. En el ambiente, las larvas de primer estadio (L1) se desarrollan y eclosionan del huevo, pasando a ser nematodos de vida libre. En condiciones favorables de temperatura y humedad, las L1 se desarrollan y mudan su cutícula transformándose en L2. Algunos días más tarde, se convierten en L3 (forma infectante). Las L1 y L2 son como microvíboras y se comportan como vermes de vida libre.

La dipilidiasis afecta sobre todo a niños de poca edad, los que le produce diarrea, cólicos, irritabilidad, la eliminación de anillos móviles de la Tenia es a menudo la única forma en que se manifiesta la enfermedad y el signo que más llama la atención de los padres (Guerrero *et al.*, 2009).

Los huevos del *Dipylidium caninum* se dirigen al intestino delgado de las larvas en donde queda libre el hexacanto, este atraviesa la pared intestinal y se ubica

en la grasa abdominal aquí se desarrolla hasta la fase de cisticercoide luego de 2 a 3 semanas el cisticercoide está viable.

Los cisticercoides resultantes sobreviven a la metamorfosis de su hospedador hasta el estado adulto, cuando el metacéstodo está completamente desarrollado y la pulga debe ser ingerida por el hospedador definitivo, completando así su ciclo biológico. El período de prepatencia es corto, en torno de 2 a 3 semanas mientras que el período de patencia puede alcanzar los 3 años.

#### **2.2.7.4. Epidemiología**

La dipilidiasis afecta sobre todo a niños de poca edad, los que le produce diarrea, cólicos, irritabilidad, la eliminación de anillos móviles de la Tenia es la única forma en que se manifiesta la enfermedad (Labarthe, 2009).

#### **2.2.7.5. Transmisión**

Es transmitido al hombre, principalmente a los niños menores de 5 años, cuando ingieren accidentalmente las pulgas. La infestación humana se conoce como dipilidiosis. Los pacientes suelen estar asintomáticos en infecciones leves, pero, en infecciones masivas, se quejan de dolores fuertes de estómago, prurito anal y diarrea.

#### **2.2.7.6. Sintomatología**

Prurito anal ocasionado por los movimientos de los proglotis, lo que hace que los animales parasitados arrastren el ano para rascarse. En casos en los que exista un elevado número de parásitos se observa signos inespecíficos como retraso en el crecimiento, empobrecimiento del pelo y cuadros digestivos en los que se alternan periodos de diarrea con estreñimiento. Las parasitaciones masivas se han asociado en algunos casos con convulsiones y ataques epileptiformes (Barros, 2013).

### **2.2.7.7. Diagnóstico**

#### **a. Diagnóstico clínico**

A causa de los vagos signos clínicos de la mayoría de las cestodiasis por adultos, las infestaciones se diagnostican por la presencia de proglotides en las heces, en la zona perineal o sobre el mobiliario etc (Miró, 2012).

#### **b. Diagnóstico de laboratorio**

Para descartar esta parasitosis el diagnóstico se realiza mediante un análisis coprológico seriado para la detección de las cápsulas ovigenas (120x200um) también se pueden encontrar los huevos en las heces por técnica de flotación o sedimentación (Barros, 2013).

#### **c. Diagnóstico post mortem**

El diagnóstico post mortem es sencillo al observar las lesiones intestinales y la presencia de numerosos adultos (Cordero, 1999).

### **2.2.7.8. Tratamiento**

El tratamiento de elección para los cestodos del perro y del gato praziquantel 5 mg /kg. Tiene un amplio índice terapéutico y es muy eficaz frente a los estadios maduros y adultos de las Tenias. Epsiprantel 5-5,7mg/kg se recomienda su administración cada 45 días en animales con riesgo de adquirir dicho parásito (colectividades con elevada incidencia de endo y ectoparásitos) (Barros, 2013).

Aerocolina acertazol 5 mg/kg actúa frente a las especies de *taenia* y *Dipylidium* tiene una cierta acción frente a *Echinococcus*, que afectan a perros y gatos. Diclorofeno 0,3 mg/kg para el perro y 0,1-0,2 mg/kg para el gato es eficaz frente a *Taenia sp.* y *D. caninum*. Pero no frente a *E. granulosos*, tiene una toxicidad relativamente baja (Barros, 2013).



## 2.2.8. *Echinococcus granulosus*

### 2.2.8.1. Clasificación Taxonómica

**Cuadro 7.** Clasificación taxonómica del género *Echinococcus*

<b>Reino</b>	Animal
<b>Filo</b>	Platelmintos
<b>Clase</b>	Céstoda
<b>Subclase</b>	Cucestoda
<b>Familia</b>	Taeniidae
<b>Orden</b>	Ciclofilideos
<b>Género</b>	<i>Echinococcus</i>
<b>Especie</b>	<i>E. granulosus</i> <i>E. multilocularis</i>

Fuente:(Ramón, 2012)

### 2.2.8.2. Morfología

La equinocosis es la afección por parte del parásito adulto hacia el huésped definitivo que suele ser un cánido. Por el contrario, la hidatidosis es una parasitosis que consiste en el desarrollo del estadio larvario de la Tenia *Echinococcus*, en el huésped intermediario que es un animal herbívoro como óvidos, bóvidos, ungulados y accidentalmente el ser humano. El quiste hidatídico es la lesión originada por el crecimiento y desarrollo de la larva del *Echinococcus* al invadir los tejidos en el curso de la Hidatidiosis. Existen dos especies que pueden afectar a los perros y son *E. multilocularis* y *E. granulosus* (Acha, 2000).

Es un parásito adulto mide de 4 a 7 mm de longitud y está compuesto de cabeza o escólex, cuello y estróbilo. La cabeza posee una doble corona de ganchos y cuatro ventosas que constituyen el aparato de fijación del parásito a la pared intestinal. El estróbilo está formado por tres anillos o proglótidos en los cuales se aloja el aparato genital que es hermafrodita, en el tercer anillo se acumulan los huevos o embrióforos. Cada huevo mide de 30 a 40 µm de diámetro, alojan en su interior el embrión hexacanto u oncósfera, así denominado porque posee seis ganchos. Los huevos presentes en el medio

ambiente son muy resistentes a los cambios de temperatura ya que poseen una cubierta quitinosa (Acha, 2000).

### 2.2.8.3. Ciclo biológico

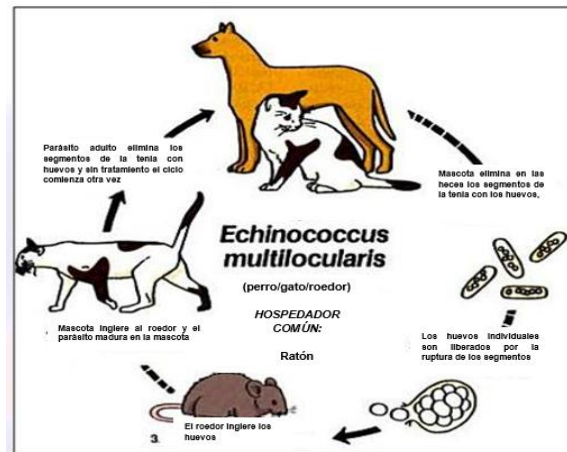


Figura 15. Ciclo biológico de *Echinococcus g.* (Uribarren, 2012)

El cestodo adulto vive prendido a las vellosidades de la mucosa del intestino delgado del huésped definitivo. El proglótido grávido se desprende del estróbilo y se desintegra en el medio ambiente. Cuando el huevo es ingerido por el huésped intermediario, que son los ovinos, bovinos, cerdos, caprinos, equinos y el hombre, las enzimas digestivas destruyen su cutícula quitinosa quedando en libertad el embrión hexacanto que se fija a la pared intestinal con los seis ganchos que poseen; una vez que atraviesa la mucosa del intestino se disemina a distancia por la vía venosa y/o linfática, si invade las vénulas alcanza la circulación portal y al llegar a los capilares venosos del hígado, el embrión desarrolla su fase larvaria e induce la formación de un quiste hidatídico. Existen embriones que logran atravesar este primer filtro hepático y a través de la vena cava inferior llegan al pulmón (Acha, 2000).

De la lámina germinativa brotan cápsulas o vesículas prolíferas, en las que se desarrollan protoescólex que constituyen el elemento infectante, las vesículas pueden estar adheridas a la pared del quiste por un pedúnculo, o libres flotando en el líquido de la hidátide formando en conjunto la llamada "arenilla hidatídica". El ciclo se cierra cuando el perro ingiere vísceras de un huésped

intermediario con quiste hidatídico viable, comenzando nuevamente el desarrollo del parásito adulto en su intestino. El parásito fija el escólex a la pared del intestino delgado del huésped definitivo y se desarrolla en un cestodo adulto que empieza a poner huevos en unos 47 a 61 días después de la ingestión de protoescólex de la hidátide (Acha, 2000).

#### **2.2.8.4. Sintomatología**

El cestodo adulto es inocuo para el perro, aunque a veces aparece enteritis en infecciones masivas. Las manifestaciones clínicas generalmente se dan en los hospedadores intermediarios (Acha, 2000).

En hospedadores intermediarios la forma quística se desarrolla en órganos como hígado y pulmones, con cuadros clínicos graves e incluso mortales. Pueden ocasionar una elevada sensibilidad, provocando prurito, urticaria e incluso edema pulmonar (Sánchez, 2002). Los órganos más afectados son el hígado en un 50-70 %, habitualmente el lóbulo hepático derecho y pulmón 20-40 % (60 % pulmón derecho y el 13 % es bilateral (Portús, 2009).

#### **2.2.8.5. Diagnóstico**

El diagnóstico de esta helmintiasis puede resultar complicado cuando no existen manifestaciones clínicas o son de índole inespecíficas (Berrueta, 2015). Se basa en el análisis coprológico mediante el método de flotación para la identificación de huevos en las heces. Para confirmar el diagnóstico la administración vía oral de bromhidrato de arecolina favorece la expulsión de los vermes adultos para ser observados en las heces (Ahumana A, 2010).

#### **2.2.8.6. Tratamiento**

El antihelmíntico de preferencia para tratar esta parasitosis es Praziquantel en dosis de 25 a 50 mg/kg, vía oral o subcutánea en una sola dosis. Además, se puede utilizar Mebendazol en dosis de 22 mg/kg vía oral cada 24 horas por 3 a 5 días (Foreyt wj, 2001).

### 2.2.9. TRABAJOS DE INVESTIGACIÓN CON TEMAS RELEVANTES

Francisca Chávez Ruvalcaba Genaro Codin (2007). Manifiesta que se recolectaron 163 muestras fecales de caninos de distintas razas, sexo, edad y condición corporal los resultados fueron: 97 (59.6%) a huevecillos de *Toxocara canis*, 50 (30.7%) a *Dipylidium caninum*, 8 (4.9%) a *T. cati*, 6 (3.6%) a *Ancylostoma caninum* y 2 (1.2%) a *Neospora caninum*.

Texia gorman\*, Alfonsina soto\* y Hector alcaino (2006) Manifiestan que, de los 582 caninos estudiados, un tercio (30,24%) fue positivo a algún tipo de parasitismo, observándose mayor frecuencia de parasitado en los perros entre 3 y 6 meses de edad. En cuanto al sexo, no hubo diferencias significativas. De 118 muestras fueron positivas a helmintos (67%) y 41 a protozoos (23,3%). Los helmintos encontrados fueron: *T. canis* (9,1%), *T. vulpis* (8,6%), ancvlostomídeos (5,3%), *T. leonina* (2,4%) y *D. caninum* (2,1%).

Según María Isabel Giraldo, Nora Lizeth García, Jhon Carlos Castaño (2005) Manifiestan que se analizaron 324 muestras de heces caninas; el 67,6% de los perros eran de razas puras y el 32,4% razas mestizas. Se encontró una prevalencia del 22,2%; *Ancylostoma caninum* fue el parásito más frecuente, 13,9%. También se observó *Trichuris vulpis*, 4,3%; *Toxocara canis*, 2,5%, y *Strongyloides stercoralis*, 4,0%.

Luz Dary Solarte-Paredes, Rubiela Castañeda-Salazar & Adriana del Pilar Pulido-Villamarín (2013). Manifiestan que se obtuvieron un total de 70 muestras de materia fecal, colectadas del suelo de cada encierro donde se encontraban los caninos capturados en 11 localidades, para determinar la presencia de huevos de helmintos u ooquistes. Se encontró una positividad del 88,6% (n= 62) en el total las muestras, donde el 52,9% correspondió a *A. caninum*, el 7,1% a *T. canis*, el 24,3% a infecciones mixtas por *A. caninum* y *T. canis*, el 1,4% a *A. caninum*, *T. canis* e *I. canis* y el 2,9% a infecciones por *A. caninum* e *I. canis*.

Mónica Alexandra Barros Núñez (2003). Manifiesta que De los 1200 casos muestreados 566 son positivos, lo que representó el 41,17 % de incidencia. Los parásitos diagnosticados en la presente investigación mediante el método de flotación y el método directo son: ***Coccidio sp, Toxocara sp, Dipylidium sp, Ancylostoma sp***; Respecto al sexo, por el método de flotación resultaron positivos 337 hembras (28,08%) y 229 machos (19,08%).

Gina Fernanda Ramón Lema (2012). Manifiesta que de acuerdo a la edad y el sexo de los caninos; mediante las técnicas de sedimentación espontánea en tubo y flotación, se examinaron 382 muestras fecales. De los resultados obtenidos el 15.45% de las muestras fueron positivas, de éstas el 13.61% corresponden a Nemátodos y el 1.83% a Céstodos. Con respecto a la edad la prevalencia del 8.64% corresponde a caninos mayores a 12 meses, el 4.19% para los de 0 a 6 meses y el 2.62% a los de 6 a 12 meses. Referente al sexo la prevalencia en machos fue de 7.33% y en hembras 8,12%.

Revista CES / Medicina Veterinaria y Zootecnia / Volumen 2 / Número 2 / Julio – diciembre de 2007 / ISSN 1900-9607. Fueron examinadas 187 muestras de materia fecal, de caninos con edades comprendidas entre 1 mes y 14 años, las cuales fueron analizadas inmediatamente en el laboratorio mediante examen directo y métodos de concentración. Resultados: La prevalencia total de parasitosis intestinal encontrada fue 67.9% (127/187). El parásito hallado con mayor frecuencia fue *Ancylostoma spp* 30.48% (57/187), seguido de *Giardia spp* 13.9% (26/187), *Trichomona spp* 7.48% (14/187), *Toxocara spp* 7.48% (14/187), *Isospora spp* 6.41% (12/187), *Dipylidium spp* 1.6% (3/187), y *Toxascaris spp* 0.53% (1/187).

### **3. MATERIALES Y MÉTODOS**

#### **3.1. MATERIALES**

##### **3.1.1. De Laboratorio**

Los materiales de laboratorio que se utilizaron en la presente investigación fueron:

- ✓ Microscopio
- ✓ Portaobjetos
- ✓ Cubreobjetos
- ✓ Varilla de agitación
- ✓ Tubos de centrifugación
- ✓ Vasos plásticos
- ✓ Gasa
- ✓ Palillos
- ✓ Mandil
- ✓ Guantes
- ✓ Franela
- ✓ Mortero
- ✓ Cernidor

##### **3.1.2. De Campo**

Los materiales de campo utilizado para el presente trabajo investigativo fueron:

- ✓ 200 Caninos
- ✓ Mapa de la ciudad de Loja
- ✓ Cámara fotográfica
- ✓ Guantes

- ✓ Recipientes plásticos
- ✓ Muestras (heces)

### **3.1.3. De Oficina**

- ✓ Computadora
- ✓ Impresora
- ✓ Libreta de apuntes
- ✓ Esferográficos
- ✓ Carpetas
- ✓ Calculadora
- ✓ Internet

## **3.2. MÉTODOS**

### **3.2.1. Delimitación del Área de Estudio**

El Hospital Docente Veterinario “César Augusto Guerrero” se encuentra ubicado en la ciudad de Loja, en la Universidad Nacional de Loja, cuyas coordenadas son:

**Provincia:** Loja

**Latitud en grados:** 04° 00' 00" S

**Longitud en grados:** 079° 13' 00"

**Altitud:** 1.232 m.s.n.m

**Latitud:** 16 °C a 24 °C

### **3.2.2. Tamaño y Selección de la Muestra**

La presente investigación se realizó en el Hospital Docente Veterinario “César Augusto Guerrero” de la Universidad Nacional de Loja. Se consideró todos los perros que llegaron a consulta, clasificándolos por procedencia, sexo, raza

y edad; se trabajó con cuatro técnicas diferentes de diagnóstico parasitológico realizando 80 exámenes de laboratorio por semana, y en las 10 semanas un total de 800 exámenes.

### **3.2.3. Toma de Muestras**

Se muestrearon a todos los perros atendidos en el Hospital Docente Veterinario entre enero y marzo del 2016. La muestra se tomó directamente del recto del animal para la técnica directa y una cantidad de 60 g /animal, para las otras técnicas de laboratorio.

Las muestras recolectadas fueron depositadas en frascos de plástico con tapa rosca, las cuales previamente fueron identificadas y colocadas en un termo para luego ser llevadas al Laboratorio de Diagnóstico Veterinario de la Universidad Nacional de Loja.

En el momento de la obtención de las muestras se llenaron los registros previamente diseñados en donde constaba número de muestra, raza, edad, procedencia, y sexo de cada uno de los caninos muestreados.

### **3.2.4. Procesamiento de la Muestra**

Las muestras se analizaron mediante cuatro técnicas de examen directo, concentración por flotación, concentración por centrifugación y sulfato de zinc.

### **3.2.5. Técnicas de Laboratorio**

#### **a. Técnica de examen directo**

La pequeña cantidad de materia fecal se colocó en una lámina porta-objeto, se agregó una gota de agua. Se cubrió con una lámina cubre -objeto y se observó al microscopio con lente de 40 x, para evaluar la presencia de huevos de helmintos y ooquistes.

#### **b. Técnica de sedimentación por centrifugación**



La muestra de heces se puso en un mortero en una cantidad de 10 g, se agregó 15 ml de agua destilada, se homogenizó, posteriormente se tamizó con ayuda de un cernidor sobre una gasa y vaso plástico; el contenido se colocó en un tubo de ensayo y se procedió a centrifugar a 1200 rpm durante 15 minutos, una vez centrifugado se eliminó el sobrenadante, con ayuda de una pipeta se tomó el sedimento, se colocó una lámina porta-objeto y se cubrió con una lámina cubre-objeto, se observó al microscopio con el lente 40x. Esta técnica facilita la observación de huevos de parásitos gastrointestinales, que por su peso específico y su densidad no llegan a la superficie, sino que se sedimentan.

#### **c. Técnica de flotación por azúcar (Técnica de flotación)**

En un mortero se depositó una cantidad de 10 g de heces, se agregó 15 ml de solución azucarada, se homogenizó y posteriormente se tamizó con ayuda de un cernidor sobre una gasa y vaso plástico, luego se colocó el contenido en un tubo de ensayo se procedió a centrifugar a 1200 rpm durante 15 minutos, con ayuda de una pipeta se recogió una gota de la solución centrifugada de los bordes del tubo y se colocó en una lámina porta-objeto, se cubrió con una lámina cubre-objeto y se observó al microscopio con el lente de 40x. Este método se basa en la propiedad que tienen los quistes y huevos de flotar en la superficie de una solución saturada de azúcar, debido a su menor densidad. El método es útil para la detección de quistes de protozoarios y huevos de parásitos.

#### **d. Técnica sulfato de zinc**

Se agregó 10 g de muestra en un mortero, se añadió 15 ml de agua, se homogenizó la muestra, luego se tamizó con ayuda de un cernidor sobre una gasa y vaso plástico, posteriormente el contenido se colocó en un tubo de ensayo se centrifugó a 1200 rpm durante 15 minutos, se eliminó el sobrenadante y se añadió 5 ml de sulfato de zinc, una vez más se centrifugó por 1 minuto, se eliminó el sobrenadante y con ayuda de una pipeta, se recogió

el sedimento, se colocó en una lámina porta-objeto, se cubrió con una lámina cubre-objeto y se observó al microscopio con el lente de 40x.

### **3.2.6. Procesamiento de la Información**

#### **a. Variables**

- ✓ Prevalencia parasitaria total
- ✓ Prevalencia parasitaria por género, procedencia, sexo, edad y raza
- ✓ Eficacia de los métodos de diagnóstico de laboratorio
- ✓ Identificación de Parásitos zoonóticos

#### **b. Prevalencia parasitaria total**

Para el análisis de esta variable se tomó la siguiente información

- ✓ Número total de muestras
- ✓ Número de muestras positivas
- ✓ Número de muestras negativas

#### **c. Prevalencia parasitaria por género, procedencia, sexo, edad y raza**

Para el análisis de esta variable se tomó la siguiente información:

- ✓ Género del parásito encontrado
- ✓ Procedencia de la muestra
- ✓ Sexo del animal en estudio del cual se tomó la muestra
- ✓ Edad del animal en estudio
- ✓ Raza del animal en estudio

#### **d. Evaluar la eficacia de los métodos de diagnóstico de laboratorio**

Para el análisis de esta variable se tomó la siguiente información:

Se evaluó la cantidad de parásitos observados por campo en cada técnica propuesta.

- ✓ Directo
- ✓ Flotación

- ✓ Centrifugación
- ✓ Sulfato de zinc

#### **e. Parásitos zoonóticos**

Para el análisis de esta variable se tomó la siguiente información:

Del número total de muestras positivas observadas se identificó los parásitos zoonóticos.

#### **3.2.7. Análisis Estadístico**

El análisis estadístico incluyó una valoración descriptiva de las variables en estudio, cuadro de frecuencias y porcentajes que se representan en gráficos de barras; y para estimar diferencias, se realizó la prueba estadística de  $X^2$  (chi cuadrado).

## 4. RESULTADOS

### 4.1. PREVALENCIA TOTAL DE PARÁSITOS GASTROINTESTINALES EN CANINOS

#### 4.1.1. Prevalencia Total de Parasitosis Gastrointestinal en Caninos

De los casos reportados al Hospital Docente Veterinario, durante el tiempo que duró la investigación, se tomó muestras de heces que fueron analizadas mediante las técnicas anteriormente descritas, cuyos resultados se anotan en el siguiente cuadro.

**Cuadro 8.** Prevalencia parasitaria en perros atendidos en el Hospital Docente Veterinario de la UNL (%)

Resultado	Frecuencia	Porcentaje (%)
Positivo	170	85,0
Negativo	30	15,0
Total	200	100,0

En el cuadro ocho y figura 16 podemos apreciar que, de las 200 muestras analizadas, 170 (85 %) son positivas, mientras que las 30 restantes son negativas, obteniendo un porcentaje de 15 %.



**Figura 16.** Prevalencia parasitaria total en caninos en el Hospital docente Veterinario de la Universidad Nacional de Loja (%).

## 4.1.2. Prevalencia Parasitaria Gastrointestinal por Procedencia, Sexo, Edad y Raza de los Caninos

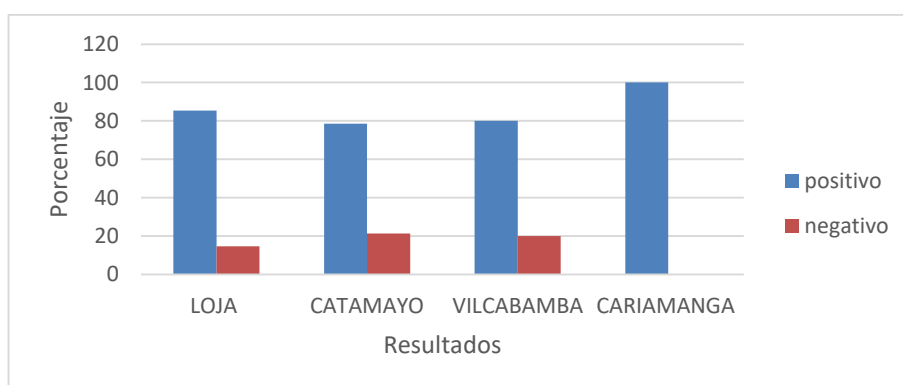
### 4.1.2.1. Prevalencia parasitaria por procedencia

De las muestras de heces obtenidas de los caninos en estudio que llegaron al hospital docente veterinario, se llevó un registro para poder establecer la procedencia y determinar su prevalencia, cuyo resultado se puede apreciar en el siguiente cuadro.

**Cuadro 9.** Prevalencia parasitaria por procedencia, en perros atendidos en el Hospital Docente Veterinario de la UNL (%).

Resultado	LOJA		CATAMAYO		VILCABAMBA		CALVAS	
	frecuencia	%	frecuencia	%	frecuencia	%	frecuencia	%
<b>Positivo</b>	146	85,4	11	78,6	8	80	5	100
<b>Negativo</b>	25	14,6	3	21,4	2	20	0	0
<b>Total</b>	171	100	14	100	10	100	5	100

En el cuadro nueve y figura 17, se observa que de cinco casos procedentes de Calvas el 100 % resultaron positivos, seguido de los casos procedentes de la ciudad de Loja con un 85,4 % de positividad, luego se ubican los casos procedentes de Vilcabamba con un 80 % y finalmente los procedentes de Catamayo con el 78,6 % de casos positivos.



**Figura 17.** Prevalencia parasitaria en caninos de acuerdo a su procedencia atendidos en el Hospital Docente Veterinario (%).

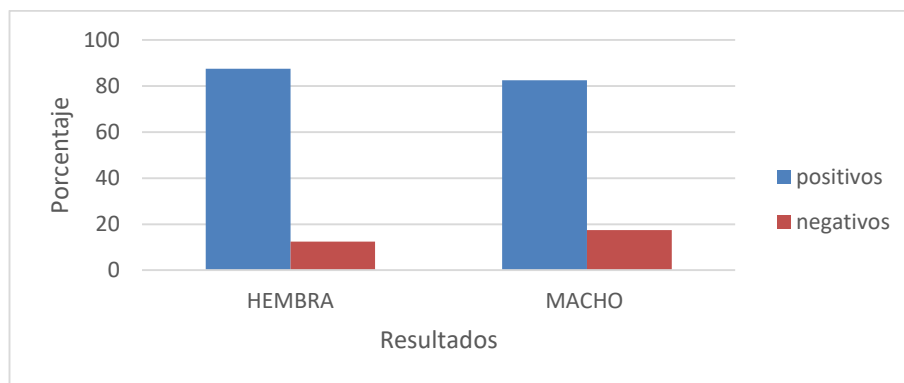
#### 4.1. 2.3. Prevalencia parasitaria por sexo

Cada canino muestreado en el hospital docente veterinario, fue registrado según su sexo con la finalidad de calcular posteriormente la prevalencia parasitaria en esta variable, cuyo resultado se puede apreciar en el siguiente cuadro.

**Cuadro 10.** Prevalencia parasitaria por sexo, en perros atendidos en el Hospital Docente Veterinario de la UNL (%).

Resultado	HEMBRA		MACHO	
	Frecuencia	%	Frecuencia	%
Positivo	85	87,6	85	82,5
Negativo	12	12,4	18	17,5
total	97	100	103	100

Según el cuadro 10 y figura 18 se determina que el mayor porcentaje de animales parasitados recae en el sexo hembra (87,6 %), siendo inferior el de los machos con un 82,5 %.



**Figura 18.** Prevalencia de parásitos gastrointestinales en caninos de acuerdo a su sexo (%)

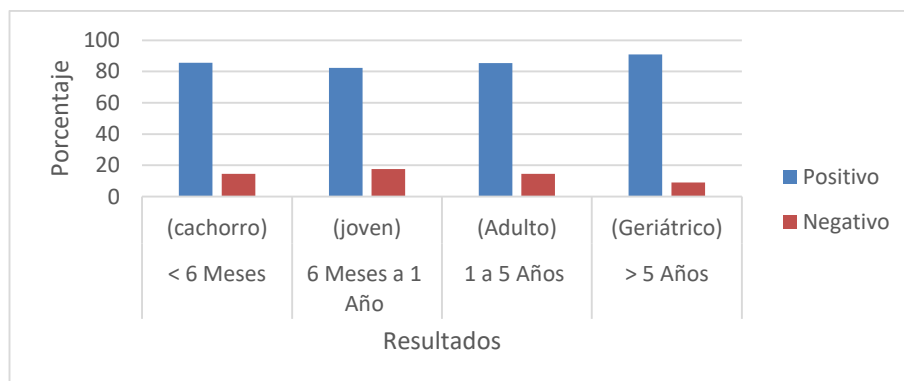
#### 4.1.2.4. Prevalencia parasitaria por edad

Se organizaron cuatro categorías: de 0 a 6 meses (cachorro), de 6 meses a 1 año (joven), de 1 a 5 años (adulto); y, mayor a 5 años (geriátrico); los resultados se muestran en el siguiente cuadro.

**Cuadro 11.** Prevalencia parasitaria por edad, en perros atendidos en el Hospital Docente Veterinario de la UNL (%).

Resultado	< 6 Meses (Cachorro)		6 Meses a 1 Año (Joven)		1 a 5 Años (Adulto)		> 5 Años (Geriátrico)	
	frecuencia	%	frecuencia	%	frecuencia	%	frecuencia	%
<b>Positivo</b>	53	85,5	56	82,4	41	85,4	20	90,9
<b>Negativo</b>	9	14,5	12	17,6	7	14,6	2	9,1
<b>total</b>	62	100	68	100	48	100	22	100

Según el cuadro 11 y figura 19 la prevalencia de parasitosis intestinal fue mayor en animales geriátricos con un 90,9 %, seguido del grupo de cachorros con 85,5 %; luego se ubicó el grupo de adultos con 85,4 %; y finalmente, el grupo de animales jóvenes con un 82,4 %.



**Figura 19.** Prevalencia de parásitos gastrointestinales en caninos atendidos en el Hospital Docente Veterinario de acuerdo a su edad (%).

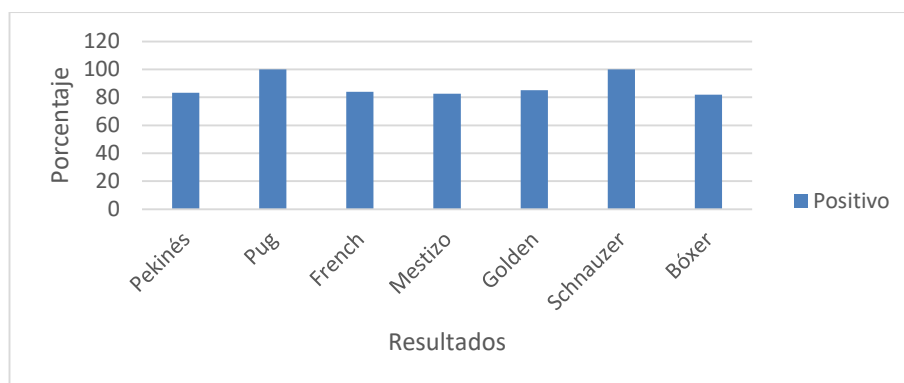
#### 4.1.2.5. Prevalencia Parasitaria por Raza

Se determinó la raza mediante un patrón que se llevó durante el tiempo que duró la investigación, ésta se anotó en un registro para su respectiva clasificación, cuyo resultado se aprecia en el siguiente cuadro.

**Cuadro 12.** Prevalencia parasitaria por raza, en perros atendidos en el Hospital Docente Veterinario de la UNL (%).

Resultado	Muestras	Positivo	Prevalencia %
<b>Pekinés</b>	18	15	83,3
<b>Pug</b>	8	8	100
<b>French</b>	62	52	83,9
<b>Mestizo</b>	69	57	82,6
<b>Golden</b>	20	17	85
<b>Schnauzer</b>	12	12	100
<b>Bóxer</b>	11	9	81,8
<b>Total</b>	200	170	85

Según el cuadro 12 y figura 20, la raza de mayor prevalencia parasitaria es la raza Pug y Schnauzer con un 100 %, seguida de la raza Golden con un 85%, luego la raza French Poodle con un 83,9 %, la raza Pekinés con un 83,3 %, la Mestiza con un 82,6 %, y la Bóxer con 81,8 % para la raza.



**Figura 20.** Prevalencia de parásitos gastrointestinales en caninos atendidos en el Hospital Docente Veterinario de acuerdo a su raza (%).



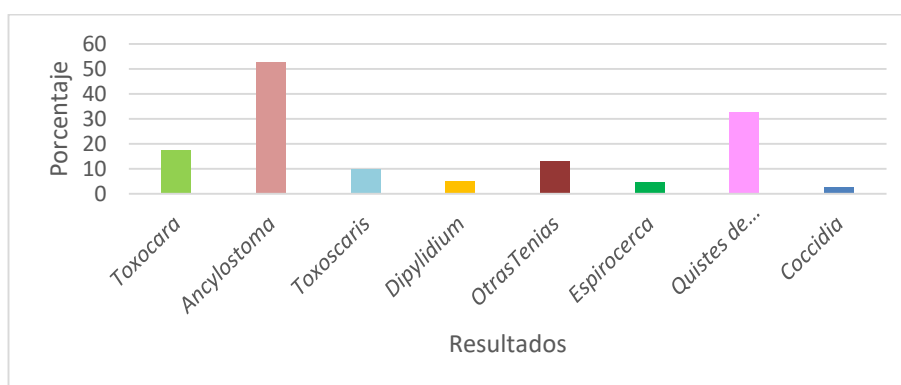
### 4.1.3. Prevalencia por Género Parasitario

Las muestras de heces de los caninos en estudio fueron analizadas por los diferentes métodos de diagnóstico y se organizó un registro para determinar la prevalencia de los parásitos por su género; cuyos resultados se anotan en el siguiente cuadro.

**Cuadro 13.** Prevalencia parasitaria por género parasitario, en perros atendidos en el Hospital Docente Veterinario de la UNL (%).

Género	Muestras	Positivas	Prevalencia (%)
<i>Toxocara</i>	200	35	17,5
<i>Ancylostoma</i>	200	105	52,5
<i>Toxoscaris</i>	200	20	10
<i>Dipylidium</i>	200	10	5
Otras Tenias	200	26	13
<i>Espirocerca</i>	200	9	4,5
Quistes de <i>Giardia</i>	200	65	32,5
<i>Coccidia</i>	200	5	2,5

Según el cuadro 13 y figura 21 la prevalencia parasitaria más alta correspondió al género *Ancylostoma caninum* con un 52,5 %, Quiste de *Giardia* 32,5 %, *Toxocara* 17,5 %, Otras tenias 13 %, *Toxoscaris* un 10 %, *Dipylidium* 5 %, *Espirocerca* un 4,5 % y finalmente *Coccidia* con un 2,5%.



**Figura 21.** Prevalencia de parásitos gastrointestinales en caninos de acuerdo al tipo de parásito (%).

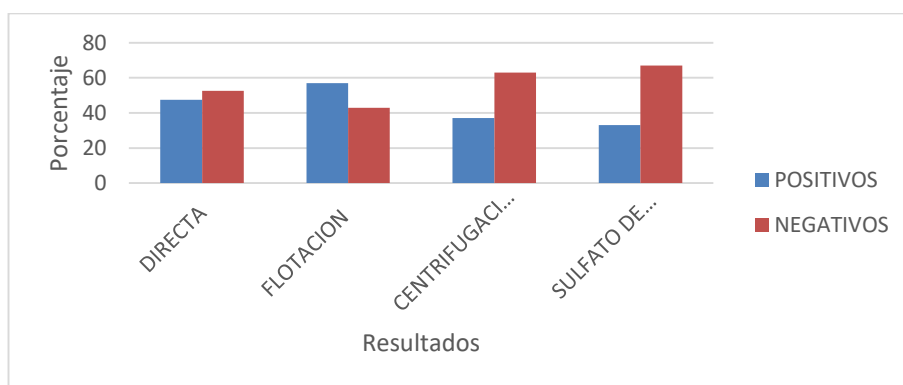
## 4.2. EVALUACIÓN DE LOS MÉTODOS DE DIAGNÓSTICO DE LABORATORIO

Se realizó un registro de las muestras de heces de los caninos en estudio, analizadas por los diferentes métodos de diagnóstico anteriormente descritos, el mismo que permitió clasificar los casos positivos y negativos, y la eficacia de cada método, cuyos resultados se muestra en el siguiente cuadro.

**Cuadro 14.** Eficacia de los métodos de laboratorio en el diagnóstico de parasitosis, en perros atendidos en el Hospital Docente Veterinario de la UNL (%).

Resultado	DIRECTA		FLOTACION		CENTRIFUGACION		SULFATO DE ZINC	
	Frecuencia	%	Frecuencia	%	Frecuencia	%	Frecuencia	%
<b>POSITIVO</b>	95	47,5	114	57,0	74	37,0	66	33,0
<b>NEGATIVO</b>	105	52,5	86	43,0	126	63,0	134	67,0
<b>TOTAL</b>	200	100	200	100	200	100	200	100

Según el cuadro 14 y figura 22 podemos observar que de los 200 casos muestreados el porcentaje de incidencia de parásitos gastrointestinales en caninos fue de 170 casos positivos lo que representó el 85,0 % de parasitismo; para el método de Flotación 114 positivos con el 57,0 %; método Directo 95 positivas con el 47,5 %, método de Centrifugación 74 positivas con el 37,0% y finalmente el método de Sulfato de Zinc 66 positivas con un 33 %.



**Figura 22.** Prevalencia de parásitos gastrointestinales en caninos según los métodos de laboratorio (%).

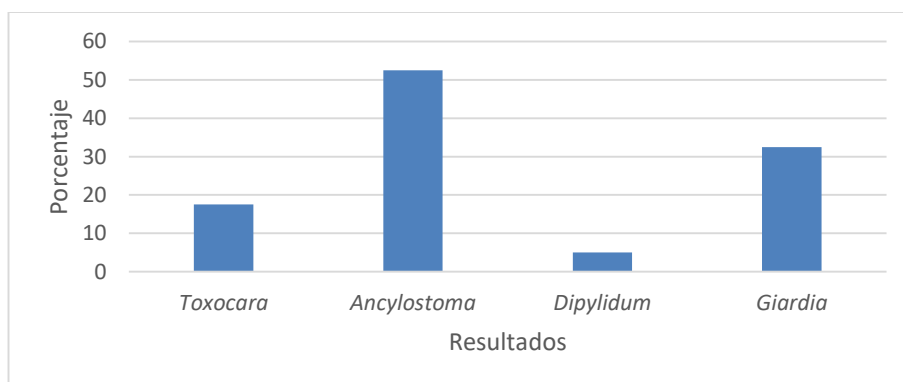
### 4.3. IDENTIFICACIÓN DE PARÁSITOS ZONÓTICOS

Para la clasificación, se llevó un registro de los distintos géneros de parásitos observados en las muestras de heces de los caninos en estudio, se revisó literaturas descritos por diferentes autores, en las cuales mencionan algunos parásitos de transmisión en el humano que puede actuar como un hospedador errático, cuyos resultados se anotan en el siguiente cuadro.

**Cuadro 15.** Parásitos zoonóticos presentes en perros atendidos en el Hospital Veterinario de la Universidad Nacional de Loja (%)

Parasitos zoonóticos	FRECUENCIA	%
<i>Ancylostoma</i>	105	52,5
<i>Giardia</i>	65	32,5
<i>Toxocara</i>	35	17,5
<i>Dipylidium</i>	10	5

Según el cuadro 15 y figura 23 el parásito zoonótico de mayor prevalencia en los caninos es *Ancylostoma Caninum* con un 52,5 %, seguido de *Quiste de Giardia* con un 32,5 %, *Toxocara* con un 17,5 %, y finalmente *Dipylidium* con un 5 %.



**Figura 23.** Prevalencia de parásitos zoonóticos (%)

## **5. DISCUSIÓN**

### **5.1. PREVALENCIA TOTAL DE PARASITOSIS GASTROINTESTINAL EN CANINOS**

El número total de muestras analizadas fue 200 (100 %) de las cuales resultaron positivas a parásitos gastrointestinales 170, dando como resultado una prevalencia total de 85 %. Este dato, es superior al reportado por Alzate (2013), El estudio se llevó a cabo en los meses de enero 1 a diciembre 31 del 2012, en la comuna 2 del municipio de Bello del departamento de Antioquia, donde señala que la prevalencia de parásitos gastrointestinales fue del 58,61 %. El alto porcentaje de parasitosis gastrointestinal en los caninos puede deberse a las fuentes de contagio especialmente por las densidades poblacionales de caninos en este lugar.

#### **5.1.1. Prevalencia Parasitaria por Procedencia**

La mayor prevalencia de parásitos gastrointestinales en caninos atendidos en el Hospital Docente Veterinario, de acuerdo a la procedencia corresponde a cantón Calvas con un 100 %, seguido de la ciudad de Loja un 85,4 %. Estos son diferentes a los citados por Márquez (2014), en donde establece que en todas las zonas de muestreo realizado hay 50 % de infestación. Se puede apreciar que en todos los sectores evaluados existen un elevado parasitismo gastrointestinal; esto puede deberse a que, en todos los sectores estudiados, los caninos no son desparasitados debido a que no muestran ningún síntoma de enfermedad o en ocasiones lo realizan muy esporádicamente y son poblaciones contiguas.

#### **5.1.2. Prevalencia Parasitaria por Sexo**

Los resultados obtenidos de acuerdo al sexo en caninos, muestran que en hembras existe una mayor prevalencia parasitaria que en machos, con un 87,6% y un 82,5 % respectivamente; esta diferencia no fue estadísticamente

significativa a la prueba de  $X^2$  ( $P > 0,05$ ), por lo cual, tanto hembras como machos tienen prevalencias similares, estos resultados se encuentran totalmente acordes a los obtenidos en el estudio realizado por Zarate (2005), quien reporta que no se halló relación entre el sexo y la presencia del parásito. Se podría tener en cuenta que las hembras pueden llegar a tener un mayor número de situaciones de estrés, como el celo, la preñez, la lactancia que podría llegar a favorecer la infección por parásitos (Fisher, et al., 2007).

### **5.1.3. Prevalencia Parasitaria por Edad en Caninos**

Resultando con mayor grado de infestación los mayores a 5 años (geriátrico) con un 90,9 %; no existió diferencia estadística significativa a la prueba de  $X^2$ ; estos resultados no concuerdan con los obtenidos por Posada (2013), donde se reporta en los animales de 6 meses a 1 año (joven), hay una mayor prevalencia parasitaria con un 51 %. La prevalencia parasitaria no está relacionada con la edad a que no es un factor predisponente para la ocurrencia de las parasitosis, esto se puede deber a que el manejo zosanitario a esta edad es deficiente, por lo que los propietarios no mantienen el mismo cuidado con sus mascotas, pero también puede deberse al tratamiento antihelmíntico que se les da a los animales, estos parásitos pueden volverse resistentes al mismo antiparasitario que se les administra reiteradamente.

### **5.1.4. Prevalencia Parasitaria por Raza en Caninos**

De acuerdo a los resultados del cuadro 12 y figura 20 la raza de mayor prevalencia parasitaria es la Pug y Schnauzer con un 100 %, seguida de un 85% de la raza Golden, no existió diferencia significativa a la prueba de  $X^2$ ; estos resultados no concuerdan con los obtenidos por Ortiz (2013), donde dicho trabajo muestra que los caninos mestizos reportaron el mayor número de parasitosis con un 28 %, seguidos de los caninos de raza french poodle con un 16 %. Por lo cual puede aseverarse que la raza no es un factor predisponente para la parasitosis canina, lo que nos indica que todas las razas

tienen la misma probabilidad de ser huéspedes de parásitos, ya que la enfermedad puede presentarse tanto en perros de raza como en mestizos.

#### **5.1.5. Prevalencia por Género Parasitario**

De acuerdo al cuadro 13 y figura 21 el género de mayor prevalencia parasitaria fue *Ancylostoma caninum* con un 52,5 % seguido de *Quiste de Giardia* con un 32,5 %; estos datos concuerdan con el estudio realizado por Caraballo et al (2007), donde dicho trabajo de estudio muestra que los géneros que más predominaron fue *Ancylostoma* con un 30,48 %, seguido de *Giardia* con un 13,9 %. Estos resultados son importantes al considerar que todos los parásitos reportados son potencialmente zoonóticos, convirtiéndose en un problema de salud pública. La infestación con *Ancylostoma* es atribuida a la ruta de transmisión percutánea, ya que los animales al salir a las calles donde eliminan sus heces, entran en contacto directo con ellas; en cuanto a las *Giardias*, se debe a una mala higiene de utensilios y de los caninos por parte de sus propietarios junto a una inadecuada alimentación.

#### **5.2. EFICACIA DE LOS MÉTODOS DE DIAGNÓSTICO**

De acuerdo al cuadro 14 y figura 22, se evidencia la realización de 4 técnicas de laboratorio, arrojando como resultado que el método de Flotación tuvo una eficacia de 57,0 %, seguido del método directo con el 47,5 %; datos que concuerdan con el trabajo realizado por Caraballo et al (2007), donde menciona que una de las desventajas del frotis directo es que la pequeña cantidad de heces necesaria no constituye una muestra de tamaño representativo; por lo tanto puede ser impreciso; por esta razón, es necesario examinar la mayor cantidad de muestras por métodos de flotación, en la cual se obtuvo una buena recuperación de parásitos que no eran observados mediante el examen directo.

### 5.3. PARÁSITOS ZONÓTICOS

Como se muestra en el cuadro 15 y figura 23 la mayor prevalencia de parásitos zoonóticos es para *Ancylostoma caninum* con un 52,5 % seguido de Quiste de *Giardia* con un 32,5 %; estos datos concuerdan con el estudio realizado por Caraballo et al (2007), donde dicho trabajo de estudio muestra que los géneros que más predominaron fue *Ancylostoma* con un 30,48 %, seguido de *Giardia* con un 13,9 %. Esta prevalencia encontrada demuestra un potencial riesgo para la salud de otros caninos y la salud humana, ya que en su gran mayoría los propietarios de caninos no desparasitan, y si lo hacen, realizan una desparasitación cada 6 meses.

## 6. CONCLUSIONES

Existe una elevada prevalencia de parasitosis gastrointestinal (85 %) en caninos atendidos en el Hospital Docente Veterinaria “César Augusto Guerrero” de la Universidad Nacional de Loja en el periodo entre enero y marzo del 2016.

En los caninos estudiados el género de mayor prevalencia parasitaria fue *Ancylostoma* con un 52,5 %.

Al análisis estadístico ( $X^2$ ) no se evidencia diferencia ( $p>0,05$ ) en cuanto a la edad, sexo, raza y procedencia; lo que da a entender que ninguno de estos factores es predisponente para la presencia de parasitosis gastrointestinal canina.

El método de flotación resultó ser más efectivo en el diagnóstico al detectar huevos de parásitos gastrointestinales más pesados que no flotan en ninguno de los otros métodos de laboratorio utilizados en la investigación.

Existe elevada prevalencia de parásitos zoonóticos que afecta a más del 50% de las muestras de perros constituyendo un potencial riesgo para la salud pública en general.



## **7. RECOMENDACIONES**

A los propietarios de perros, realizar controles periódicos considerando el diagnóstico, la prevención y el control terapéutico de las parasitosis.

Observar las normas de salud pública que orienten a prevenir enfermedades parasitarias, especialmente las de tipo zoonótica.

Manejo adecuado de excretas a fin de evitar la propagación y el contagio de las parasitosis caninas.

## 8. BIBLIOGRAFÍA

ACHA, P. SZYFRES, B. *Zoonosis y Enfermedades Transmisibles Comunes al Hombre y a los Animales*, 2 Edición, Washington, DC, 2007.

Aiello, Se. b. 2000. *El manual Merck de veterinaria*. 5 ed. Barcelona, E. Océano grupo editorial, S. A. 355 – 357. p.

*Ancylostoma braziliense*, *Ancylostoma tubaeforme*. Consultado el 25 de noviembre de 2014. Disponible en [http://parasitipedia.net/index.php?option=com\\_content&view=article&id=146&Itemid=1594](http://parasitipedia.net/index.php?option=com_content&view=article&id=146&Itemid=1594).

Ahumana A. Principales parásitos internos en el perro y gato. *Mundo Ganadero* 1999; 117:4452. [Revista virtual]. [Consultado el 20 de diciembre de 2010]. Disponible en: [http://www.magrama.es/ministerio/pags/biblioteca/revistas/pdf\\_MG/MG\\_1999\\_117\\_44\\_52](http://www.magrama.es/ministerio/pags/biblioteca/revistas/pdf_MG/MG_1999_117_44_52). p df.

Ajilar, 2012. Estudio de Prevalencia de Parásitos Intestinales en caninos de la Ciudad de Machala.

Alfaro, 2011. Prevalencia de *Ancylostoma Caninum* en canis lupus familiaris en el Área Urbana y Periurbana de la Colonia Zacamil, del Municipio de Mejicanos, San Salvador.

Arley, et al, 2007. Prevalencia de Parásitos Intestinales en Caninos atendidos en el Centro de Veterinaria y Zootecnia de la Universidad Ces.

Botero Marcos, D. 1998. *Parasitosis Humanas*. Medellín. Colombia. 3a ed. Ediciones Rojo. 105 – 115 p.

Barr, Stephen c. 1994 - 2007 *Enfermedades Infecciosas y Parasitología en Caninos y Felinos*, Editorial Intermédica, 530 p.

Bowman, D. (2011). *Parasitología para Veterinarios*. Editorial ELSEVIER. España. Pág. 84 -93: 98 -149 – 151 – 179: 184.

Barros 2013. Incidencia de Parásitos Gastrointestinales en Gatos en la Ciudad de Guayaquil.

Carrada 2004 Rev Mex Pediatr; 71(6); 299-305 Trichuriasis: Epidemiología, diagnóstico y tratamiento.

Cordero del Campillo, M. 1999. Parasitología Veterinaria. 1 ed. Madrid, E. Editorial Mcgraw-hill-interamericana de España, S. A. U. 642 – 646. P.

Craig E. Greene, dvm, ms, dacvim. 2008. Enfermedades infecciosas del perro y el gato. 3a ed. Inter-Médica S.A.I.C.I. Buenos Aires. Vol. 2: 808-816, 851-854 p.

Dwight DB. 2004. Parasitología para veterinarios. El sevier Madrid- España. Octava edición; 87(121): 301-303.

Dvorak G, rovid-spickler a, A. Roth j, Editores. Handbook for zoonotic diseases of companion animals. 1ed. Ames: The Center Food Security and Public Health; 2008.p.13841

Esccap. (Consejo Europeo para el Control de las Parasitosis de los Animales de Compañía), 2013. Control de Protozoos intestinales en perros y gatos. Guía N° 6. Pág., 11 – 12.

Eíras, et al 2009. Cátedra de Parasitología y Enfermedades Parasitarias

**Eduardo, A, Bembrook, Margaret, W, Sloss;** (1965) **Parasitología Clínica Veterinaria** Primera Edición Editorial Continental, S.A. Calzada de Tlalpan Num. 4620 – México 22 D. F. – Primera p.p. \_ 256.

Fisher, M., & Macgarry, J. (2007). Libro en fundamentos de parasitología en animales de compañía. Buenos Aires: Intermedica.

Foreyt Wj. Parasites of Dogs. En: Blackwell Publishing Professional, editor. Veterinary Parasitology. 5 ed. Ames: Blackwell Publishing Professional;2001p.32

Gutierrez,J, y otros, Parasitología Clínica Editorial Multimedica, Primera Edición, España 2006.

Guerrero et al, 2009 Enfermedades causados por Helminthos en perros y gatos.

Giraldo Mi, García NL, Castaño JC. 2005. Prevalencia de helmintos intestinales en caninos del departamento del Quindío. Rev. Biomédica; 25: 346-52

Junquera, P. 2014. *Ancylostoma spp*, gusanos nematodos intestinales de perros y gatos: biología, prevención y control. *Ancylostoma caninum*.

Lane Dr, Cooper B, editores. Veterinary Nursing. 3 ed. Aime: Elsevier Limited; 2003.p.391, 396.

Norma Vollmer Labarthe; (2009) Enfermedades causadas por helmintos en perros y gatos Edición ISBN: 978-950-555-367-9 P.P. 325.

Manual Merck de Veterinaria. 2000 Quinta edición. Editorial Oceano. Barcelona España p. 1360.

Martínez, 2011. Prevalencia de Helmintos Gastrointestinales en Perros Domésticos (*canis familiaris*) en la Aldea paso Caballos, San Andrés Petén, Guatemala.

Miró y Carithers doug, 2013. Alas de Información al Propietario. Parásitos. Pág. 10 – 59.

Mehlhorn, H. 1994 Manual de Parasitología Veterinaria. Editorial Presencia Ltda. Bogotá, Colombia. p. 38 – 47.

MEJÍA, E. 2012. Determinación del *Dipylidium caninum* y *Ancylosma c.* a través del método de sedimentación en caninos de 1 mes a un año de edad, en la parroquia la Magdalena del Distrito Metropolitano de Quito, tesis de grado.

Méndez et al., 2011. “Prevalencia e identificación de protozoos (*Giardia canis*, *Ameba spp.* y *Coccidia spp.*) en Caninos de la ciudad de Cuenca”

Ochoa, 2014. Estudio Epidemiológico de *Giardias* en Perros de los sectores rurales de la parroquia de San Pedro de Vilcabamba, Cantón Loja.

Ochoa, 2009. Estudio de la Prevalencia de *Giardia* en caninos atendidos en las clínicas veterinarias de la Ciudad de Loja.

Padilla, F. Cuesta A. 2003. Zoología Aplicada. España, Madrid. Ediciones Díaz de Santos, S. A. 468 p.

Padilla Álvarez F, Cuesta López AE. Nematodos. En: Zoología aplicada. Madrid: Díaz de Santos S.A.; 2003.p.34-44.

PÉREZ, G, y otros, *Atlas de Parasitología en Pequeños Animales*, Editorial Intermédica, Buenos Aires 2008.

Quiroz, H. (2006). Parasitología y enfermedades parasitarias en animales domésticos. México Df: Limusa s.a.

Quiroz Romero H. Céstodos de perros y gatos. En: Noriega, editor. Parasitología y Enfermedades Parasitarias de Animales Domésticos. México: Limusa; 2005.p.316-17, 404-07.

Ramón, 2012. "Prevalencia de Helmintos Gastrointestinales (Céstodos y Nematodos) en caninos de la ciudad de Cuenca"

Sumano, H., Ocampo, L; (2.006). Farmacología Veterinaria. Tercera Edición. Editorial Mc Graw – Hill. Interamericana Editores, S.A. de C.V. México, D.F. p.p.451 -483.

SUARES M.; SANCHEZ T.; 2000-2004. Evaluación de coccidiosis en caninos registrados en el laboratorio clínico del Hospital Universitario de Veterinaria en el quinquenio.

S.J. Brands (Compiler) (2000). «The Taxonomicon & Systema Naturae» (Website database). *Taxon: Genus Cryptosporidium*. Universal Taxonomic Services, Amsterdam, The Netherlands.

Schaer M. Clinical Medicine of the Dog and Cat. 2 ed. Londres: Manson Publishing Ltd; 2010, p.384.

SOULSBY, E. (1987). Parasitología y Enfermedades Parasitarias en animales domésticos, Séptima Edición. Interamericana. P.p. 123-124.

Tananta et al, 2011 Parasitosis zoonóticas transmitidas por perros en el Chaco Salteño, Buenos Aires-Argentina, Vol. 60, No. 2, pp., 217-220.

Uribarren T. Hidatidosis o Quiste Hidatídico. [Internet]. Universidad Nacional Autónoma de México. Departamento de Microbiología y Parasitología. [Consultado el 20 de abril de 2012].

Wenona. 2013. *Ancylostoma caninum*, Morfología, Distribución, Ciclo de Vida, Patogenesia, Diagnóstico, Prevención y Control, Vacunación, Medicación, En los seres humanos, Carga económica. Consultado el 25 de noviembre de 2014. Disponible en [http://centrodeartigo.com/articulos-de-todos-los-temas/article\\_35829.html](http://centrodeartigo.com/articulos-de-todos-los-temas/article_35829.html).

ZURITA MORALES D., 2012, determinación de parásitos gastrointestinales a través de análisis coproparasitario en perros del albergue canino 2 "o" del recinto joyocoto, parroquia Veintimilla, cantón Guaranda, provincia de Bolívar/ Universidad Estatal de Bolívar/Facultad de Ciencias Agropecuarias Recursos Naturales y del Ambiente/Guaranda-Ecuador.

## 9. ANEXOS

### ANEXO 1. TRABAJO DE CAMPO



Foto 1. Azúcar



Foto 2. Solución azucarada



Foto 3. Recolección de la muestra



Foto 4. Preparación de las muestras



Foto 5. Colocación de la solución en las placas



Foto 6. Colocación de cubre objeto



Foto 7. Placas en el microscopio



Foto 8. Identificación de formas parasitarias



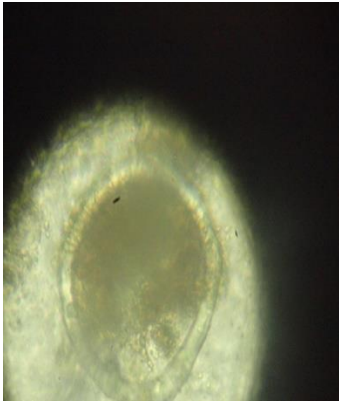


Foto 9. Huevo de Toxocara

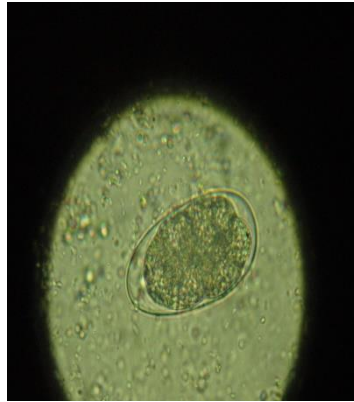


Foto 10. Huevo de Ancylostoma



Foto 11. Huevo de Tenia

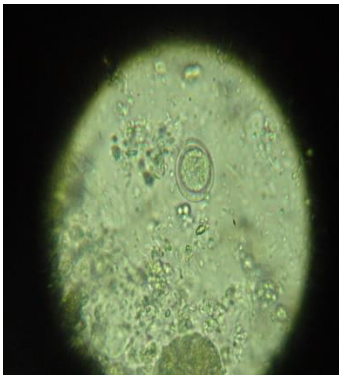


Foto 12. Huevo de Tenia

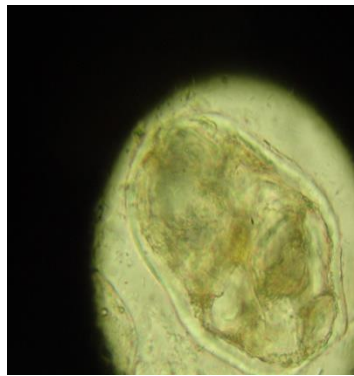


Foto 13. Huevo de Dipylidium

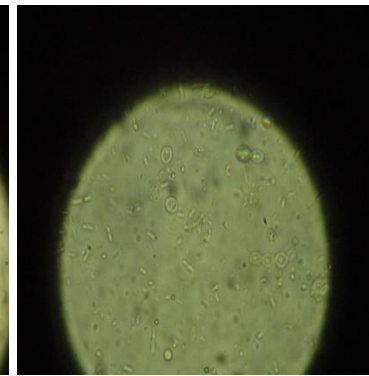


Foto 14. Quiste de Giardia

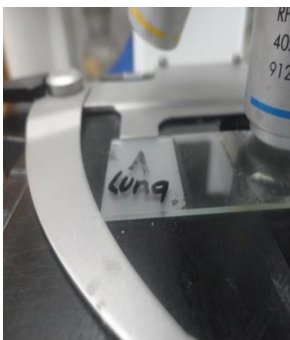


Foto 14. Placa

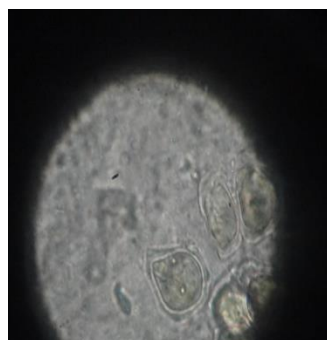


Foto 14. Quiste de Giardia

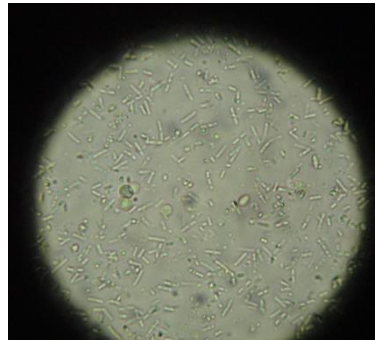


Foto 14. Quiste de Giardia



## Anexo 2. Registro de las muestras para las distintas técnicas

REGISTRO DE MUESTRAS				
Técnicas para identificación de parásitos gastrointestinales				
N.MUESTRAS	T. DIRECTA	T. FLOTACIÓN	T. CENTRIFUGACIÓN	T. SULFATO DE Zinc
Muestra 1	-	-	-	+
Muestra 2	+	+	+	-
Muestra 3	+	+	+	+
Muestra 4	+	+	+	-
Muestra 5	+	-	+	+
Muestra 6	-	-	+	-
Muestra 7	-	-	-	-
Muestra 8	+	-	+	-
Muestra 9	-	-	-	-
Muestra 10	+	-	-	-
Muestra 11	+	+	+	+
Muestra 12	+	+	+	-
Muestra 13	-	+	+	-
Muestra 14	+	-	-	-
Muestra 15	+	-	-	-
Muestra 16	+	+	+	-
Muestra 17	+	-	+	-
Muestra 18	+	+	-	+
Muestra 19	+	+	+	-
Muestra 20	+	+	+	+
Muestra 21	+	-	+	-
Muestra 22	+	+	+	-
Muestra 23	+	-	+	-
Muestra 24	-	-	+	-
Muestra 25	-	-	+	-
Muestra 26	-	+	-	-
Muestra 27	-	+	-	-
Muestra 28	-	-	-	-

Muestra 29	+	-	-	-
Muestra 30	-	-	-	-
Muestra 31	+	+	+	+
Muestra 32	+	+	+	+
Muestra 33	+	+	+	-
Muestra 34	-	+	+	+
Muestra 35	+	+	+	-
Muestra 36	-	-	+	+
Muestra 37	+	+	-	-
Muestra 38	+	+	+	-
Muestra 39	-	-	+	-
Muestra 40	-	+	-	-
Muestra 41	-	+	+	-
Muestra 42	-	-	-	-
Muestra 43	-	-	-	-
Muestra 44	-	+	+	-
Muestra 45	+	+	-	-
Muestra 46	-	-	-	+
Muestra 47	-	-	-	-
Muestra 48	-	-	-	-
Muestra 49	+	+	+	-
Muestra 50	-	+	+	-
Muestra 51	-	-	+	-
Muestra 52	-	-	-	-
Muestra 53	+	+	-	-
Muestra 54	-	-	-	-
Muestra 55	+	-	-	+
Muestra 56	+	+	-	-
Muestra 57	+	-	-	+
Muestra 58	+	-	-	-
Muestra 59	+	-	-	-
Muestra 60	-	-	-	-
Muestra 61	+	+	-	-
Muestra 62	+	+	-	-
Muestra 63	-	+	-	-

Muestra 64	-	+	+	-
Muestra 65	+	+	+	-
Muestra 66	+	+	+	-
Muestra 67	-	-	+	+
Muestra 68	-	-	-	-
Muestra 69	+	+	-	-
Muestra 70	+	+	-	+
Muestra 71	+	+	+	-
Muestra 72	-	-	-	-
Muestra 73	-	-	+	+
Muestra 74	-	-	+	-
Muestra 75	+	+	+	+
Muestra 76	-	-	-	-
Muestra 77	-	-	-	+
Muestra 78	+	-	-	-
Muestra 79	-	+	-	-
Muestra 80	-	-	-	-
Muestra 81	+	+	+	-
Muestra 82	-	-	-	-
Muestra 83	-	-	-	-
Muestra 84	+	-	-	+
Muestra 85	-	+	-	-
Muestra 86	-	-	-	-
Muestra 87	+	-	+	-
Muestra 88	-	+	-	-
Muestra 89	+	-	-	+
Muestra 90	-	+	-	-
Muestra 91	-	-	-	-
Muestra 92	-	+	-	+
Muestra 93	-	+	-	+
Muestra 94	-	+	-	+
Muestra 95	-	-	+	-
Muestra 96	-	+	+	-
Muestra 97	-	+	-	-
Muestra 98	-	+	-	-

Muestra 99	-	+	+	+
Muestra 100	+	+	+	-
Muestra 101	-	-	-	+
Muestra 102	-	-	-	+
Muestra 103	+	+	+	-
Muestra 104	-	-	-	-
Muestra 105	-	-	-	-
Muestra 106	+	+	-	-
Muestra 107	-	+	-	-
Muestra 108	+	+	+	-
Muestra 109	-	-	-	-
Muestra 110	+	-	-	-
Muestra 111	-	+	-	-
Muestra 112	-	-	+	-
Muestra 113	+	-	-	-
Muestra 114	+	-	-	-
Muestra 115	-	+	-	-
Muestra 116	+	-	-	-
Muestra 117	-	-	-	-
Muestra 118	-	+	-	-
Muestra 119	-	-	-	+
Muestra 120	+	+	-	-
Muestra 121	+	+	-	+
Muestra 122	-	+	-	+
Muestra 123	-	-	-	-
Muestra 124	-	-	-	+
Muestra 125	+	+	-	+
Muestra 126	-	-	-	+
Muestra 127	-	-	-	-
Muestra 128	-		-	+
Muestra 129	+	+	+	-
Muestra 130	-	-	-	+
Muestra 131	+	+	+	-
Muestra 132	+	+	+	+
Muestra 133	-	-	-	+

Muestra 134	+	+	+	+
Muestra 135	-	-	-	-
Muestra 136	-	+	-	+
Muestra 137	-	+	-	-
Muestra 138	+	+	-	+
Muestra 139	+	+	-	+
Muestra 140	+	+	-	+
Muestra 141	-	+	+	-
Muestra 142	-	+	-	-
Muestra 143	-	+	-	+
Muestra 144	+	+	-	-
Muestra 145	+	+	-	+
Muestra 146	-	-	-	+
Muestra 147	+	-	-	-
Muestra 148	+	+	+	-
Muestra 149	-	+	-	+
Muestra 150	+	-	-	+
Muestra 151	-	+	-	+
Muestra 152	+	-	-	+
Muestra 153	+	-	-	+
Muestra 154	+	+	-	+
Muestra 155	+	+	-	-
Muestra 156	-	-	-	-
Muestra 157	-	+	-	-
Muestra 158	-	-	-	+
Muestra 159	-	+	-	-
Muestra 160	+	+	+	+
Muestra 161	+	+	-	-
Muestra 162	+	+	-	-
Muestra 163	-	+	-	+
Muestra 164	+	+	+	-
Muestra 165	-	-	-	-
Muestra 166	-	+	-	+
Muestra 167	+	-	+	-
Muestra 168	-	+	+	+

Muestra 169	+	-	+	+
Muestra 170	-	-	-	-
Muestra 171	+	+	+	+
Muestra 172	+	+	+	+
Muestra 173	+	+	-	-
Muestra 174	-	+	-	-
Muestra 175	-	-	-	-
Muestra 176	+	+	+	-
Muestra 177	+	-	-	-
Muestra 178	+	-	-	-
Muestra 179	-	-	+	-
Muestra 180	-	+	-	-
Muestra 181	-	+	+	-
Muestra 182	-	+	-	-
Muestra 183	+	+	-	-
Muestra 184	-	-	-	-
Muestra 185	-	+	-	-
Muestra 186	-	-	-	+
Muestra 187	-	-	-	-
Muestra 188	-	+	-	+
Muestra 189	-	+	+	+
Muestra 190	+	-	+	+
Muestra 191	+	+	-	+
Muestra 192	+	-	+	-
Muestra 193	-	+	-	-
Muestra 194	+	-	+	+
Muestra 195	+	-	-	-
Muestra 196	-	+	+	+
Muestra 197	+	+	-	+
Muestra 198	-	-	+	-
Muestra 199	+	-	-	+
Muestra 200	-	+	-	+

## ANEXO 3. ANÁLISIS DE RESULTADO

### Análisis estadístico

#### Pruebas de chi cuadrado

SEXO						$\Sigma = \left[ \frac{(fo - fe)^2}{fe} \right]$
Sexo	Positivas	Negativas	Total	frecuencias Observadas		
Hembras	85	12	97	85	12	
Machos	85	18	103	85	18	
Total	170	30	200			
				Frecuencias esperadas		
GL	Probabilidad			82	15	
1	0,05			88	15	
		Valor X2	Valor crítico	0,07887	0,44690722	
		1,02092	3,84	0,07427	0,42087379	
		X calculado		0,15314	0,86778	
		1,02092	0,3123			

GRUPO ETARIO								
Edad	Positivas	Negativas	Total	frecuencias observadas		Factores	χ <sup>2</sup>	P≤0,05
< 6 Meses	53	9	62	53	9			
de 6 meses a 1 año	56	12	68	56	12	Sexo	1,021	0,3123
de 1 a 5 años	41	7	48	41	7	Edad	0,994	0,8027
> 5 años	20	2	22	20	2	Raza	3,940	0,5581
Total	170	30	200					
				Frecuencias esperadas				
GL	Probabilidad			53	9			
3	0,05			58	10			
		Valor X2	Valor crítico	41	7			
		0,99412	7,81	19	3			
		X calculado		CHI CUADRADO				
		0,99412	0,8027	0,002	0,010			
				0,056	0,318			
				0,001	0,006			
				0,090	0,512			

SECTORES					
Procedencia	Positivas	Negativas	Total	frecuencias observadas	
Loja	146	25	171	146	25
Catamayo	11	3	14	11	3
Vilcabamba	8	2	10	8	2
Cariamanga	5	0	5	5	0
Total	170	30	200	Frecuencias esperadas	
				145	26
GL	Probabilidad			12	2
3	0,05			9	2
	Valor X2	Valor crítico		4	1
	1,55159	7,81		CHI CUADRADO	
				0,003	0,016
	<b>X calculado</b>			0,068	0,386
	1,55159	0,6704		0,029	0,167
				0,132	0,750

RAZAS					
Raza	Positivas	Negativas	Total	frecuencias observadas	
Pequinés	15	3	18	15	3
Pug	8	0	8	8	0
French	52	10	62	52	10
Mestiza	57	12	69	57	12
Golden	17	3	20	17	3
Schnauzer	12	0	12	12	0
Bóxer	9	2	11	9	2
Total	170	30	200	Frecuencias esperadas	
				15	3
GL	Probabilidad			7	1
5	0,05			53	9
	Valor X2	Valor crítico		59	10
	3,94008	11,07		17	3
				10	2
	<b>X calculado</b>			CHI CUADRADO	
	3,94008	0,5581		0,006	0,033
				0,212	1,200
				0,009	0,053
				0,046	0,263
				0,000	0,000
				0,3176	1,8000

PARA 3 X 2					
GRUPO ETARIO					
Edad	Positivas	Negativas	Total	frecuencias observadas	
< 1 año	0	57	57	0	57
1 a 7 años	11	52	63	11	52
> a 7 años	1	5	6	1	5
Total	12	114	126	Frecuencias esperadas	
				5	52
GL	Probabilidad			6	57
3	0,05			1	5
	Valor X2	Valor crítico		CHI CUADRADO	
	10,96053	7,81		5,429	0,571
	<b>X calculado</b>			4,167	0,439
	10,96053	0,0119		0,321	0,034