

2013

Ocurrencia de endoparásitos con potencial zoonótico en caninos de tres subpoblaciones de la ciudad de Bogotá

Andrea Paola Lizarazo Zuluaga
Universidad de La Salle, Bogotá

Follow this and additional works at: https://ciencia.lasalle.edu.co/medicina_veterinaria



Part of the [Small or Companion Animal Medicine Commons](#), and the [Veterinary Infectious Diseases Commons](#)

Citación recomendada

Lizarazo Zuluaga, A. P. (2013). Ocurrencia de endoparásitos con potencial zoonótico en caninos de tres subpoblaciones de la ciudad de Bogotá. Retrieved from https://ciencia.lasalle.edu.co/medicina_veterinaria/453

This Trabajo de grado - Pregrado is brought to you for free and open access by the Facultad de Ciencias Agropecuarias at Ciencia Unisalle. It has been accepted for inclusion in Medicina Veterinaria by an authorized administrator of Ciencia Unisalle. For more information, please contact ciencia@lasalle.edu.co.

UNIVERSIDAD DE LA SALLE

Facultad de Ciencias Agropecuarias

Programa de Medicina Veterinaria



OCURRENCIA DE ENDOPARÁSITOS CON POTENCIAL ZONÓTICO EN CANINOS DE
TRES SUBPOBLACIONES DE LA CIUDAD DE BOGOTÁ

Trabajo de Grado

Andrea Paola Lizarazo Zuluaga

Bogotá, Colombia

2013.

UNIVERSIDAD DE LA SALLE

Facultad de Ciencias Agropecuarias

Programa de Medicina Veterinaria



OCURRENCIA DE ENDOPARÁSITOS CON POTENCIAL ZONÓTICO EN CANINOS DE
TRES SUBPOBLACIONES DE LA CIUDAD DE BOGOTÁ

Trabajo de Grado

Andrea Paola Lizarazo Zuluaga

Código: 14071071

Director

Efraín Benavides Ortiz

Bogotá, Colombia

2013.

APROBACIÓN

DIRECTOR

DR. Efraín Benavides Ortiz

JURADO

DR. Mauricio Ortega Tamayo

JURADO

DR. Carlos Andrés Trujillo Jurado

DIRECTIVOS

RECTOR	Hno. Carlos Gabriel Gómez Restrepo
VICERRECTOR ACADÉMICO	Hno. Fabio Humberto Coronado Padilla
VICERRECTOR DE PROMOCIÓN Y DESARROLLO HUMANO	Hno. Frank Leonardo Ramos
VICERRECTOR ADMINISTRATIVO	Dr. Eduardo Ángel Reyes
VICERRECTOR DE INVESTIGACIÓN Y TRANSFERENCIA	Dr. Luis Fernando Ramírez Hernández
SECRETARIA GENERAL	Patricia Inés Ortiz Valencia
DECANA DE LA FACULTAD DE CIENCIAS AGROPECUARIAS	Dra. Claudia Aixa Mutis Barreto
SECRETARIO ACADÉMICO	Dr. Alejandro Tobón
DIRECTOR PROGRAMA MEDICINA VETERINARIA	Dr. Juan Fernando Vela

COMPROMISO

Los trabajos de grado no deben contener ideas que sean contrarias a la doctrina católica en asuntos de dogma y moral.

La universidad, el director, la codirectora y el jurado calificador no son responsables de las ideas expuestas por el graduando.

AGRADECIMIENTOS

Quiero agradecer a Dios, no solo el permitir la culminación de este trabajo sino dedicárselo con infinito amor por permitirme finalizar con regocijo de salud y vida, esta carrera, que es parte de mis sueños, parte de mí.

A mi padre, porque sin él jamás hubiera podido subir este peldaño de mi vida, por su ejemplo, responsabilidad y educación.

A mi madre y mi hermano Fredy, por su incondicional apoyo, palabras de aliento y constante colaboración.

Al profesor Luis Carvalho, Ana Araujo, Ana Lopes y a todo el equipo del laboratorio de parasitología y enfermedades parasitarias de la Universidad Técnica de Lisboa (Portugal) por todo el apoyo, acompañamiento, motivación y enseñanzas brindadas.

A mi alma máter, la Universidad de La Salle y con ella, incluyo a directivos, docentes, empleados y compañeros, porque todos participaron en mi formación, no solo académica sino también ética, personal y profesional.

A mis amigos, en especial a Jorge Triana por ser mi compañía y apoyo en los peores y mejores momentos de mi vida. A compañeros de camino y conocidos que con gran interés estuvieron atentos en este proceso de culminación.

Y por último, a mi profesor Efraín Benavides por el tiempo dedicado en la dirección de esta investigación y su singular forma de colaboración. Gracias por sus enseñanzas. De él... mucho por aprender.

TABLA DE CONTENIDO

RESUMEN.....	1
ABSTRACT	2
INTRODUCCIÓN.....	3
OBJETIVOS	5
Objetivo General	5
Objetivos Específicos	5
MARCO TEÓRICO	6
Zoonosis parasitarias	6
Nemátodos.....	7
<i>Toxocara canis</i>	7
<i>Baylisascaris procyonis</i>	10
Anquilostomidos	12
<i>Strongyloides</i> spp.	14
Céstodos.....	18
<i>Dipylidium caninum</i>	18
Protozoarios	20
<i>Giardia</i> spp.	20
<i>Cryptosporidium</i> spp.	22
Amebiasis	24
Otros parásitos de importancia en salud pública y veterinaria	26
<i>Sarcocystis</i> spp.....	26
<i>Hammondia</i> spp.....	27
<i>Cystoisospora</i> spp.	28
<i>Toxascaris leonina</i>	29
<i>Equinococcus</i> spp.....	31
MATERIALES Y MÉTODOS.....	33
Población	33
Muestreo	33
Información complementaria	34
Procedimientos parasitológicos	35
Flotación cuantitativa con solución salina saturada.....	35

Centrifugación-flotación en sulfato de zinc.....	35
Técnica de formol-éter.....	35
Mini-Baerman.....	35
Análisis Estadístico.....	35
RESULTADOS.....	37
Frecuencia de excreción de huevos de parásitos.....	37
Barrio El Codito.....	37
Criaderos de caninos.....	40
Tiendas de mascotas.....	42
Aproximación epidemiológica a la prevalencia poblacional de las parasitosis de las subpoblaciones de caninos.....	44
Encuestas y factores de riesgo de ocurrencia de parasitismo intestinal.....	45
Barrio El Codito.....	45
Criaderos de caninos.....	48
Tiendas de mascotas.....	50
Validez y comparación de las técnicas diagnósticas.....	52
DISCUSION.....	59
CONCLUSIONES.....	67
LISTADO DE REFERENCIAS.....	69
ANEXOS.....	81
ANEXO 1. Encuesta dirigida a propietarios y/o responsables de tiendas de mascotas.	81
ANEXO 2. Encuesta dirigida a propietarios y/o responsables de criaderos caninos.....	83
ANEXO 3. Encuesta dirigida a propietarios de mascotas del Barrio el Codito.	85

LISTA DE TABLAS

Tabla 1. Patogénesis y potencial zoonótico de parásitos entéricos de perros.	6
Tabla 2. Porcentajes de excreción de parásitos intestinales en las tres subpoblaciones incluidas en el estudio. Proporciones de animales que presentan más de un parásito en materia fecal.	37
Tabla 3. Raza, sexo y edad de 37 caninos del barrio El Codito de la ciudad de Bogotá.	38
Tabla 4. Cantidad de animales analizados por casa y % de positividad.	38
Tabla 5. Ocurrencia de parasitosis gastrointestinal en relación al sexo, edad, y raza de 37 perros del barrio El Codito de la ciudad de Bogotá.	38
Tabla 6. Ocurrencia parasitaria individual en 37 caninos estudiados.	39
Tabla 7. Relación entre la raza, edad y sexo en la ocurrencia de parásitos intestinales de 37 perros.	40
Tabla 8. Ocurrencia de parasitosis intestinal en 59 muestras de materia fecal pertenecientes a 10 criaderos.	41
Tabla 9. Frecuencia y tipo de huevos y ooquistes de parásitos hallados en muestras recolectadas de caniles de criaderos.	42
Tabla 10. Relación de las muestras recolectadas en las tiendas de mascotas.	43
Tabla 11. Ocurrencia de cada especie parasitaria en las 56 muestras analizadas.	44
Tabla 12. Prevalencia real y límites de confianza de parasitismo gastrointestinal de caninos de tres subpoblaciones de la ciudad de Bogotá.	45
Tabla 13. Entorno de los hogares y percepción de los propietarios de caninos del barrio El Codito con respecto al parasitismo canino y zoonosis parasitaria.	46
Tabla 14. Análisis de riesgos univariable para la presencia de parásitos intestinales zoonóticos (<i>Toxocara canis</i> y <i>Ancylostomidae</i>) en perros del barrio El Codito de la ciudad de Bogotá.	47
Tabla 15. Nivel de conocimiento de los propietarios y/o responsables de criaderos sobre el parasitismo intestinal de caninos y formas de transmisión.	48
Tabla 16. Análisis de riesgos univariable para la presencia de parásitos y protozoarios intestinales en perros de criaderos de caninos de la ciudad de Bogotá.	49
Tabla 17. Nivel de conocimiento de los propietarios y/o responsables de 9 tiendas de mascotas sobre la parasitosis intestinal y zoonosis parasitaria.	50
Tabla 18. Análisis de riesgos univariable para la presencia de parásitos intestinales en perros de tiendas de mascotas de la ciudad de Bogotá.	51
Tabla 19. Comparación cualitativa de pruebas diagnósticas en 152 heces fecales.	52
Tabla 20. Tabla de contingencia para el análisis de clases latentes; Tabulación de los resultados dicotomizados para las tres técnicas usando 152 muestras de materia fecal. La segunda parte de la tabla muestra el porcentaje de sensibilidad y especificidad de cada técnica para los diferentes tipos de parásitos.	54
Tabla 21. Sensibilidad, especificidad y otros parámetros de evaluación de pruebas diagnósticas para detectar huevos y ooquistes en heces de caninos, tomando como estándar de oro la positividad parasitaria de la población.	55

LISTA DE FIGURAS

Figura 1. Ciclo de vida y fuentes de infección de <i>Toxocara canis</i> .	8
Figura 2. Huevo de <i>Toxocara canis</i> .	9
Figura 3. Ciclo de vida de <i>Baylisascaris procyonis</i> .	11
Figura 4. Huevo no embrionado de <i>Baylisascaris procyonis</i> .	12
Figura 5. Ciclo evolutivo de <i>Ancylostoma</i> spp.	13
Figura 6. Huevo de <i>Ancylostoma</i> spp.	14
Figura 7. Ciclo evolutivo de <i>Strongyloides stercoralis</i> .	15
Figura 8. Formas larvarias y adultos de <i>Strongyloides stercoralis</i> . a. hembra parásita adulta, con esófago filariforme y maduración uterina de los huevos. b. hembra y macho de vida libre. c. L1 rhabditiforme y d. L3 filariforme.	17
Figura 9. Ciclo de vida <i>Dipylidium caninum</i> .	19
Figura 10. Huevo de <i>Dipylidium caninum</i> .	19
Figura 11. Ciclo evolutivo <i>Giardia</i> spp.	21
Figura 12. Quistes (1) y Trofozoito (2) de <i>Giardia</i> spp.	21
Figura 13. Ciclo evolutivo y fuentes de infección de <i>Cryptosporidium</i> spp.	23
Figura 14. Ooquistes de <i>Cryptosporidium parvum</i> (Círculos blancos).	24
Figura 15. <i>Entamoeba histolytica</i> (1) y <i>Entamoeba coli</i> (2)	25
Figura 16. Quistes (1) y trofozoito (2) de <i>Acanthamoeba</i> spp.	26
Figura 17. Esporoquiste de <i>Sarcocystis</i> sp. (flecha)	27
Figura 19. Ooquiste no esporulado de <i>Neospora/Hammondia</i> .	28
Figura 18. Ooquistes de <i>Cystoisospora canis</i> (flecha) y <i>Cystoisospora ohioensis</i> (punta de flecha).	29
Figura 20. Ciclo evolutivo de <i>Toxascaris leonina</i>	30
Figura 21. Huevo de <i>Toxascaris leonina</i>	31
Figura 22. Caniles de un criadero. El número de animales varía entre 1 y 5.	34
Figura 23. Huevo de <i>Toxocara canis</i> (A), Ancylostomidae (B), <i>Dipylidium caninum</i> (C) y ooquiste de <i>Cystoisospora canis</i> (D). Parásitos encontrados en los perros del barrio El Codito.	39
Figura 24. Parásitos hallados en criaderos. Huevos de <i>Toxocara canis</i> (A), <i>Toxascaris leonina</i> (B), Ancylostomidae (C), <i>Cystoisospora canis</i> (D), <i>Cystoisospora ohioensis</i> (E) y L1 de <i>Ancylostoma caninum</i> (F).	41
Figura 25. Comparación de huevos de <i>Toxocara canis</i> (A) y <i>Toxascaris leonina</i> (B). El huevo de T. canis posee cutícula gruesa y rugosa y el interior ocupa toda la capsula. El huevo de T. leonina es ovalado, tiene cutícula lisa y el interior ocupa solo una parte de la cápsula.	42
Figura 26. Materia fecal con formas adultas de <i>Toxocara canis</i> tomada de tienda de mascotas.	43
Figura 27. Ooquiste de <i>Cystoisospora</i> spp. Morfología alterada debido a la acción de la sal.	53
Figura 28. Huevo de <i>Toxocara canis</i> de una muestra procesada mediante la técnica de formol-éter.	53
Figura 29. Diagrama de dispersión recta de regresión y ajuste. Cantidad de huevos de <i>Toxocara canis</i> que detecta la solución salina comparada con la de sulfato de zinc.	55

- Figura 30. Diagrama de dispersión recta de regresión y ajuste. Cantidad de huevos de *Ancylostomidae* que detecta la solución salina comparada con la de sulfato de zinc.....56
- Figura 31. Diagrama de dispersión recta de regresión y ajuste. Cantidad de ooquistes de *Cystoisospora ohioensis* que detecta la solución salina comparada con la de sulfato de zinc.57
- Figura 32. Diagrama de dispersión recta de regresión y ajuste. Cantidad de ooquistes de *Cystoisospora canis* que detecta la solución salina comparada con la de sulfato de zinc.58

Ocurrencia de endoparásitos con potencial zoonótico en caninos de tres subpoblaciones de la ciudad de Bogotá.

RESUMEN

Los caninos pueden albergar una o varias especies de parásitos intestinales y algunas de estas son responsables de importantes enfermedades zoonóticas. En Colombia, los estudios reportados en caninos donde informen el estatus parasitario de la población canina y los factores de riesgo son limitados. Se analizaron 152 muestras de materia fecal de perros mediante un estudio observacional de corte transversal y utilizando un modelo de detección de enfermedad con una prevalencia mínima del 10% en tres subpoblaciones de Bogotá: tiendas de mascotas, criaderos y hogares del barrio El Codito. Se emplearon técnicas de flotación-centrifugación en solución salina saturada y en sulfato de zinc, técnica de formol-éter y técnica de mini-baerman y se aplicó una serie de encuestas con el fin de conocer las percepciones de los propietarios y/o responsables de los caninos sobre las parasitosis, transmisión y control. La ocurrencia parasitaria fue del 38,2% y los parásitos encontrados fueron: *Toxocara canis* (10%-41,3%), *Cystoisospora ohioensis* (2,5-27,9%), Ancylostomidae (0%-16,9%), *Cystoisospora canis* (0%-13,2%), *Toxascaris leonina* (0%-8%) y *Dipylidium caninum* (0%-7,9%). No se encontraron diferencias significativas en la ocurrencia entre género, raza y edad. Los factores de riesgo encontrados no mostraron ser significativos en la presentación de parasitismo en caninos sin embargo, los factores más marcados fueron para el barrio El Codito la cantidad de mascotas y la presencia de otra especie animal en las casas y el control de pulgas; para criaderos el uso de métodos diagnósticos, edad de administración de la primera dosis de antihelmíntico, y esquema de desparasitación en hembras reproductoras y para las tiendas de mascotas no se encontró ningún factor influyente. Cuando se evaluaron las técnicas diagnósticas, la centrifugación-flotación en solución salina comparada con la centrifugación-flotación en sulfato de zinc y la técnica de formol éter, se posiciona como la técnica de elección para el diagnóstico de todos los parásitos hallados. Los resultados de la presente investigación aportan información a profesionales veterinarios sobre los adecuados métodos de diagnóstico, demuestra las principales implicaciones zoonóticas de los parásitos hallados y construye una visión para el control parasitario en los caninos y la importancia de la educación de la sociedad.

Palabras clave: Parásitos, caninos, técnicas diagnósticas, factores de riesgo.

Occurrence of endoparasites with zoonotic potential in dogs of three subpopulations of Bogotá.

ABSTRACT

Canines can host one or more species of intestinal parasites and some of these are responsible for important zoonotic diseases. In Colombia, the studies that have reported where they inform the parasitic status of dog populations and the risk factors are limited. 152 fecal samples were analyzed from dogs by a cross-sectional observational study and using a disease screening method with a minimum prevalence of 10% in three subpopulations of Bogotá: pet stores, breeding kennels and homes from El Codito's neighborhood. Techniques of flotation-centrifugation in saturated saline solution and zinc sulfate solution, formalin-ether technique and mini-Baerman technique were employed and a series of surveys were applied in order to understand the perceptions of owners and / or those responsible for canines on parasites, transmission and control. The overall occurrence was 38.2% and the parasites that were found were: *Toxocara canis* (10% -41.3%), *Cystoisospora ohioensis* (2.5 to 27.9%), Ancylostomidae (0% -16.9%), *Cystoisospora canis* (0% -13.2%), *Toxascaris leonina* (0% -8%) and *Dipylidium caninum* (0% -7.9%). No significant differences in the occurrence of gender, race and age were found. The risk factors found did not show to be significant in the presentation of parasitism in dogs however, the most marked factors were in El Codito's neighborhood the number of pets and the presence of other animal species in the houses and flea control, for breeding kennels using diagnostic methods, age of administration of the first dose of anthelmintic, and deworming scheme for breeding females and in pet stores no significant factors were found. When evaluating the diagnostic techniques, centrifugation-flotation in saline saturated solution compared with centrifugation-flotation in zinc sulfate solution and formalin-ether technique, is the technique of choice for the diagnosis of all parasites found. The results of this research provide information to veterinarians about appropriate diagnostic methods, it shows the main implications of zoonotic parasites found and build a vision for parasite control in dogs and the importance of education of the society.

.Keywords: parasites, canines, diagnostic techniques, risk factors.

INTRODUCCIÓN

Los caninos pueden albergar una o varias especies de parásitos, con cientos o miles de especímenes. Las especies de endoparásitos que se pueden encontrar en un huésped son protozoarios y helmintos (Quiroz, 2005). Los parásitos más comunes encontrados en los perros son *Toxocara canis*, *Ancylostoma* spp., céstodos y protozoarios como *Giardia* spp., *Cystoisospora* spp., *Cryptosporidium* spp. y *Entamoeba histolytica*. (Lappin, 2005; Little, 2009).

Algunos de estos parásitos son responsables de importantes enfermedades zoonóticas; incluyendo enfermedades bien documentadas como el fenómeno de *larva migrans* (toxocariasis y anquilostomiasis) así como infecciones emergentes y remergentes como criptosporidiosis y giardiasis (Martínez, *et al.*, 2007).

Casi todos los episodios de enfermedades infecciosas durante los últimos años han incluido con agentes zoonóticos. Por esta razón, se ha declarado la importancia de las zoonosis en la aparición de las infecciones humanas, lo cual no puede subestimarse. Dentro de una amplia gama de enfermedades zoonóticas, las parasitarias, tienen poca importancia dentro del contexto de la Salud Pública (Polo, 2006).

Estas zoonosis están desatendidas y generalmente afectan a la población más vulnerable: los pobres. Es por esto que las zoonosis parasitarias persisten y suponen una amenaza en estas condiciones de pobreza que fortalecida por la migración humana, favorecen la transmisión y el arraigo de focos endémicos (Polo, 2006). La transmisión de agentes zoonóticos puede ocurrir a través del contacto indirecto con secreciones animales, agua y comida contaminada, y a través del contacto directo con el animal (Bahrami, Doosti, Nahravanian, Noorian & Ahmadi, 2011).

En Bogotá, según el último censo canino realizado en el 2005, existen 775.000 perros entre callejeros y mascotas. Sin embargo, la población canina de la ciudad está creciendo a un ritmo de un 10% anual, pero este crecimiento es mayor en las localidades donde predominan los estratos bajos. En el Distrito Capital el 25 % de las viviendas tienen un canino, y un 7 % tiene más de un perro. Se estima que existen unos 90.000 mil perros deambulando por las calles (Alcaldía Mayor de Bogotá, 2005). Estos animales no reciben atención médica o preventiva por lo tanto es posible que la mayoría estén infestados con parásitos. La mascota infectada constituye un factor de riesgo para la población en contacto especialmente los niños, adultos mayores y personas inmunocomprometidas (Polo, 2006).

Todo tipo de perros (perros con propietario y callejeros) desempeñan un papel en la transmisión, aunque la implicación particular de cada población no está claramente establecida (Martínez-Moreno, Hernández, Lopez, Becerra, Acosta & Martínez, 2007). El crecimiento de la población canina al igual que los hábitos inadecuados en la disposición de las heces en los sitios públicos y la resistencia de la mayoría de los parásitos a los factores climáticos favorece la infección en humanos (Vásquez, Campo, Vergara, Rivera, Cordero y Dueñas, 2004).

Uno de los factores de riesgo es, justamente, la poca información que se tiene sobre las parasitosis canina, el ciclo de vida de los parásitos y su relación con los huéspedes con

respecto a la dinámica de la población, concretamente la cantidad de caninos, niños y adultos que circulan, la carga parasitaria, y la cantidad de agentes etiológicos (heces contaminadas con huevos o larvas de helmintos) (Vásquez *et al.*, 2004).

A nivel mundial, se ha realizado gran cantidad de estudios que determinan el estatus parasitario de los caninos y sus implicaciones en salud pública. Las investigaciones desarrolladas involucran animales con propietario como las reportadas en Australia por Palmer *et al.* (2008), en Estados Unidos por Little *et al.*, 2009 y en Brasil en el 2008 (Katagiri & Oliveira-Sequeira). También, se ha reportado este tipo de estudios en perros callejeros en México (Cantó, García, Guerrero y Mosqueda, 2010) y Etiopía (Abere, Bogale & Melaku, 2013). Incluso, han estudiado el parasitismo intestinal en criaderos en Países Bajos (Overgaauw *et al.* 1998), Brasil (Gonçalves *et al.*, 2007) y México (Jiménez *et al.*, 2010) y en tiendas de mascotas en Japón (Itoh *et al.* 2011) y Canadá (Uehlinger *et al.* 2013).

En nuestro país, se han desarrollado muy pocos estudios sobre parásitos intestinales en caninos (Giraldo, García y Castaño, 2005) y mucha de la información que existe corresponde a literatura gris no indexada en revista científica en donde es imposible enterarse sobre el modelo epidemiológico empleado. De las pocas investigaciones reportadas, ninguna se ha realizado en Bogotá ni tampoco han utilizado caninos de tiendas de mascotas o criaderos como población de estudio,

Un estudio similar al presentado fue realizado en 1990 por Agudelo, Villareal, Cáceres, López, Eljach y Ramírez en un barrio de bajos recursos de la ciudad de Bogotá donde reporta un 43.6% de materia fecal de cachorros contaminada con huevos de *Toxocara canis*. Por otro lado, Caraballo, Jaramillo y Loaiza (2007) estudiaron la prevalencia de parásitos intestinales atendidos en el centro de veterinaria y zootecnia de la Universidad CES en Antioquia y encontraron que 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), *Cystoisospora spp* 6.41% (12/187), *Dipylidium spp* 1.6% (3/187), y *Toxascaris spp* 0.53% (1/187). Un resultado similar fue reflejado en un estudio de suelo en parques públicos de la localidad de Suba en Bogotá; Se identificaron parásitos en 376 muestras que fueron descritos como huevos de *Ancylostoma spp* 10,7 %, larvas de *Ancylostoma spp* 0,6 %, huevos de *Toxocara spp* 5,4 %, huevos de *Strongyloides spp* 3,3 %, huevos de *Dipylidium spp* 0,1 % y ooquistes de *Sarcocystis spp* 0,1 % (Polo, Cortes, Villamil y Prieto, 2007).

Se propuso analizar muestras fecales de tres subpoblaciones de caninos de la ciudad de Bogotá, animales que hacían e iban a hacer parte de una familia. Se incluyeron criaderos y tiendas de mascotas y caninos de hogares del barrio El Codito. Esto con el fin de reportar la ocurrencia parasitaria en la población canina, analizar factores de riesgo que contribuyan a la presentación de zoonosis, y establecer la técnicas más apropiada para el diagnóstico parasitario.

OBJETIVOS

Objetivo General

Reportar con fundamento científico la presencia, frecuencia e importancia de parásitos gastrointestinales con potencial zoonótico en tres grupos diferentes de caninos de la ciudad de Bogotá.

Objetivos Específicos

- ✓ Desarrollar y validar en el laboratorio de Parasitología de la Universidad de La Salle técnicas apropiadas para el diagnóstico de protozoos y helmintos de caninos.
- ✓ Realizar un muestreo basado en cooperadores en los grupos poblacionales a evaluar en esta investigación.
- ✓ Conocer las percepciones de propietarios y tenedores de mascotas con relación a parásitos internos de caninos, potencial zoonótico y estrategias de control.
- ✓ Comparar la fiabilidad diagnóstica de las pruebas utilizadas en el presente estudio.

MARCO TEÓRICO

Los perros y gatos juegan un importante papel en la sociedad aumentando el bienestar físico y psicológico de muchas personas. Los propietarios de mascotas comparados con personas que no las poseen visitan su doctor con menor frecuencia, usan menos medicamentos y tienen la presión sanguínea y los niveles de colesterol más bajos. (Robertson & Thompson, 2002).

Aunque las mascotas ofrecen significantes beneficios a nuestra sociedad, existen riesgos para la salud asociados a su tenencia. Mordiscos, arañazos y alergias son los peligros más comunes; sin embargo, un diverso rango de infecciones como enfermedades parasitarias, bacteriales, fúngicas y virales pueden ser transmitidas a los humanos (Robertson & Thompson, 2002).

La tabla 1 resume los principales parásitos entéricos de caninos llámense nemátodos, céstodos y protozoarios con potencial de transmisión a humanos que ponen en riesgo la salud y el bienestar de las personas.

Zoonosis parasitarias

Un parásito, del Griego *parasito*= el que vive o come a expensas de otro, se define como un organismo que habita y se alimenta de su huésped durante toda o parte de su vida (Cruz y Camargo, 2001).

Tabla 1. Patogénesis y potencial zoonótico de parásitos entéricos de perros.

Parásito	Patogénesis ^a	Potencial zoonótico
Nemátodos		
<i>Toxocara</i>	***+++	Larva migrans ocular y visceral
<i>Ancylostoma</i> sp.	***+/+++	Larva migran cutánea y enteritis eosinofílica
<i>Uncinaria</i>	*+	Larva migrans cutánea
<i>Strongyloides</i>	*++	Estrongiloidiasis
Céstodos		
<i>Echinococcus</i> spp.	*+++	Hidatidosis, equinococosis quística, equinococosis alveolar
<i>Taenia</i> spp	*+++	Coenurosis (raro)
<i>Dipylidium</i>	*+	Dipilidiasis
<i>Spirometra</i>	*++	Esparganosis (indirecta)
Protozoarios		
<i>Giardia</i>	*++	Giardiasis
<i>Cryptosporidium</i> spp.	**++	Criptosporidiosis
<i>Entamoeba</i>	*++	Entamoebosis

^aPotencial patogénico de parásitos en perros (*) o humanos (+) clasificado como bajo, medio o alto.

Tomado de: Robertson & Thompson (2002)

A la asociación entre dos organismos de distinta especie, en donde la dependencia del parásito respecto al huésped es metabólica y supone un mutuo intercambio de sustancias se le denomina parasitismo (Quiroz, 2005).

Los endoparásitos son un amplio grupo de parásitos que se localizan en el interior del huésped y se desarrollan en los diversos tejidos y territorios orgánicos de sus hospedadores, incluyendo entre ellos el tejido conjuntivo-vascular subcutáneo (Gállego, 2006).

La mayoría de los animales alberga una o varias especies de parásitos, con cientos o miles de especímenes. Las especies de endoparásitos que se pueden encontrar en un huésped son protozoarios y helmintos (Quiroz, 2005). Los parásitos intestinales, helmintos y protozoarios, son unos de los principales enteropatógenos de los perros, especialmente en neonatos. Algunos de estos parásitos son responsables de importantes enfermedades zoonóticas; incluyendo enfermedades bien documentadas como el fenómeno de larva migrante (toxocariasis y anquilostomiasis) así como infecciones emergentes y reemergentes como criptosporidiosis y giardiasis (Martínez, *et al.*, 2007).

La prevalencia de muchos parásitos intestinales se ha mantenido constante en caninos callejeros, así, como la liberación de un gran número de estados larvarios parasitarios transmisibles en ambientes propicios, representando un factor de riesgo para la transmisión a los humanos. El agua, el suelo y los alimentos llegan a tener una significancia particular en esta ruta de transmisión medio ambiental (Terán, Cortés, Villamil y Prieto, 2007).

Nemátodos

Toxocara canis

Toxocara canis es un gusano redondo común que habita el intestino de la mayoría de cachorros recién nacidos y algunos perros adultos. También se encuentra la forma larval en los tejidos de estos animales y muchas aves y mamíferos, incluyendo el humano. Los perros y gatos que portan el parásito adulto pasan los huevos en sus heces hacia el ambiente (Dubná, Langrová, Jankovská, Vadlejch, Pekár & Nápravnik, 2007).

El ciclo de vida de *T. canis* es más complejo que el de otros nemátodos. Los cachorros pueden infectarse de varias formas, las cuales pueden observarse en la Figura 1: debido a la migración transplacentaria de las larvas que han permanecido enquistadas en los tejidos de la madre, por ingestión de larvas viables en la leche materna y de huevos embrionados o por el consumo de tejidos de animales que sirven como hospedadores paraténicos de las larvas infectivas. Las larvas infectivas luego de ingeridas comienzan una migración somática: atraviesan la pared duodenal, alcanzan el hígado, a través del sistema porta llegan al corazón, de ahí a los pulmones, luego ascienden por el tracto respiratorio y son deglutidas para llegar nuevamente al intestino donde sufren la última muda y pasan a adultos. Luego de la cópula comienza la puesta de huevos, estos son eliminados al medio ambiente junto con las heces.

Los huevos son dispersados por las lluvias, vientos y otros factores ambientales y permanecen infectivos durante meses y en casos excepcionales, durante años. En los perros

mayores de 1 año las larvas infectivas quedan en el tejido somático y se encapsulan, siendo estas las que pueden pasar por vía trasplacentaria al feto y de allí al intestino del cachorro luego del nacimiento, cerrando el ciclo (Rodríguez, Duménigo, Brito y Aguiar, 2006).

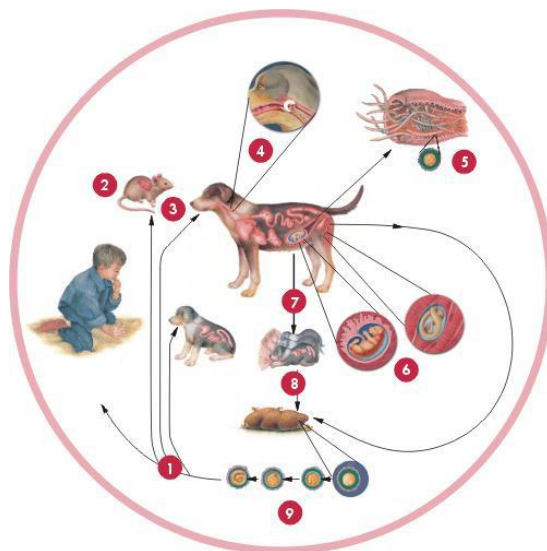


Figura 1. Ciclo de vida y fuentes de infección de *Toxocara canis*.

Tomado de: Cuamba (2008).

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 mucoide 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 (Rodríguez *et al.*, 2006).

Un perro infectado con parásitos adultos de *T. canis* elimina miles de huevos cada día en sus heces. Como este áscaris es un parásito intestinal muy común en los perros, en una típica situación urbana donde gran número de perros tienen acceso a pequeños espacios verdes por sus necesidades fisiológicas, la contaminación con huevos en el suelo de áreas públicas de muchas ciudades es alta (Habluetzel, Traldi, Ruggieri, Atilli, Scuppa & Marcheti, 2003).

Además del suelo contaminado, existen otras fuentes de infección humana como la ingestión parcial o total de huéspedes paraténicos como hígados crudos de animales domésticos (gallinas, patos, vacas y cerdos) así como lombrices de tierra. Las verduras crudas también han sido reportadas como probable fuente de infección, en particular las de granjas que utilizan excrementos de animales o de humanos como fertilizante (Lee, Schantz, Kazacos, Montgomery & Bowman, 2010). Existe una cuarta fuente de infección que implica la presencia de huevos embrionados en el pelo de perros sugiriendo que el contacto directo con el pelo de perros contaminados podría ser una ruta adicional de transmisión (Roddie, Stafford, Holland & Wolfe, 2008).

La infección humana con *T. canis* la mayoría de veces es asintomática. Sin embargo en algunos individuos el sistema inmune es incapaz de controlar la migración larvaria hacia el hígado. En estos casos, se desarrolla una enfermedad severa que involucra el sistema nervioso central y/o el ojo. Los signos clínicos son observados con mayor frecuencia en niños que en adultos. Dentro de los niños, los bebés (1 a 3 años) son el grupo mayor afectado por severos síntomas clínicos del síndrome de larva migrante. Esto es explicado por la presentación relativamente alta de infección en esta edad en combinación con un sistema inmune inmaduro y resultando de la tendencia de muchos niños a comer tierra y por lo tanto ingieren huevos del suelo contaminado (Dubná *et al.*, 2007).

Se han descrito diferentes síndromes causados por *T. canis*: *larva migrans visceralis* (LMV) causada por la respuesta inflamatoria a la migración larvaria a través de órganos vitales y tejidos del cuerpo incluyendo el SNC (Capuano & Rocha, 2005) *larva migrans ocular* (LMO) y toxocariosis encubierta (TE) (Deplazes, Knapen, Schweiger & Overgaauw, 2011).

Los niños son comúnmente infectados cuando ellos comen suelo contaminado con huevos o ponen objetos contaminados con huevos en sus bocas. La toxocariasis humana ocurre después de la ingestión de huevos infectivos y la subsecuente migración de larvas particularmente hacia el hígado, pulmones, músculos y cerebro (Dubná *et al.*, 2007).

El género *Toxocara* incluye nematodos de cuerpo grueso y estriado recubierto con una cutícula que presenta estriaciones transversales; estos nematodos son de color blanco o blanco pardo. Los adultos miden hasta 10 cm de largo; en el extremo anterior presentan alas cervicales mucho más largas que anchas (2,4 mm x 0,2 mm) que se van estrechando hacia atrás, lo que les da un aspecto de lanza. En el extremo cefálico se hallan los labios, que algunas veces tienen protuberancias dentiformes. Los machos suelen medir de 4 a 6 cm de largo por 2 a 2,5 mm de ancho. El extremo posterior tiene una forma característica de enrollado en espiral. Las hembras miden de 6,5 a 10 cm de largo por 2,5 a 3 mm de ancho (Lopez, 2009).

En la figura 2, un huevo *T. canis* de tamaño mediano (75 a 90 μm) casi esférico. Estos huevos se caracterizan por poseer cápsula o cutícula gruesa, rugosa y alveolada. El interior es de color marrón oscuro a negro, no segmentado y generalmente ocupa toda la cápsula (Thienpont, Ronchette y Vanparijs, 1986).

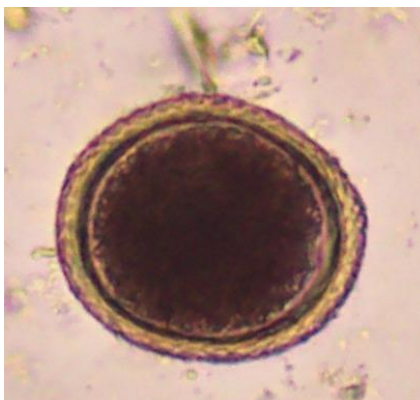


Figura 2. Huevo de *Toxocara canis*

En el continente Europeo, los porcentajes de infección varían de 3.5% a 34% en perros de diferentes ambientes epidemiológicos (mascotas, callejeros, de refugios y de áreas rurales) (Overgaauw & Knapen, 2013). En América la prevalencia de *T. canis* oscila entre 3,1% y 17.9% (Duménigo & Lao, 1994; Castillo *et al.*, 2000; Taranto *et al.*, 2000; Canto, 2002; Fernandez & Oliveira-Sequeira *et al.*, 2002; Hackett & Lappin, 2003). Para Colombia, se han reportado proporciones que van desde 2,5% hasta 43,6% (Agudelo *et al.*, 1990; Vásquez *et al.*, 2004; Giraldo *et al.*, 2005; Caraballo *et al.*, 2007).

Baylisascaris procyonis

Baylisascaris procyonis es un áscaris del mapache que está relacionado con *T. canis*. Debido a la naturaleza del mapache y el daño que la larva de *B. procyonis* induce en otros huésped, ésta especie es la más importante del género en relación a su potencial para causar una enfermedad zoonótica (Bowman, 2000).

Los mapaches adultos infectados con *B. procyonis* puede arrojar millones de huevos no embrionados en las heces cada día. Durante tan solo dos semanas, pueden madurar a larvas infectantes. Una vez están infectivos, los huevos pueden permanecer viables en el medio ambiente durante años (Wise, Sorvillo, Shafir, Ash & Berlin, 2005).

El ciclo evolutivo de *B. procyonis* es resumido en la Figura 3. Los mapaches pueden adquirir el parásito a través de dos rutas distintas. En un modo de transmisión, los mapaches jóvenes ingieren los huevos directamente a través del contacto con la piel de la madre o por medio de madrigueras o letrinas (sitios preferenciales de defecación comunal) contaminadas. Las larvas de éstos huevos se liberan e invaden la pared del intestino donde se desarrollan durante varias semanas. Entran al intestino delgado y maduran a gusanos machos y hembras. Las hembras grávidas comienzan a liberar los huevos de 50 a 76 días postinfección. Estos huevos salen al medio ambiente, se someten a embrionación y se hacen infecciosos (Wise *et al.*, 2005).

En el segundo modo de transmisión, los huéspedes paraténicos, que son más de 100 especies de mamíferos y aves (Chavez, Levan, Miller, & Ballweber, 2012) ingieren huevos infecciosos de *B. procyonis* desde el medio ambiente, a menudo durante la recolección de alimento. En estos huéspedes no ideales, los huevos eclosionan en el intestino, las larvas penetran en la pared intestinal y entran al torrente sanguíneo para distribuirse en los diferentes órganos y tejidos. Mientras que los sitios de migración de las larvas varían según la especie del huésped, las larvas suelen migrar al sistema nervioso central (SNC), causando cambios de comportamiento, convirtiéndolos en presa fácil para el mapache. Cuando los mapaches adultos consumen estos huéspedes paraténicos, ingieren las larvas de tercer estadio que están en los tejidos del roedor. Estas larvas maduran en el intestino del mapache y arrojan huevos de 32 a 38 días los cuales son expulsados en las heces y embrionados en el medio ambiente (Wise *et al.*, 2005).

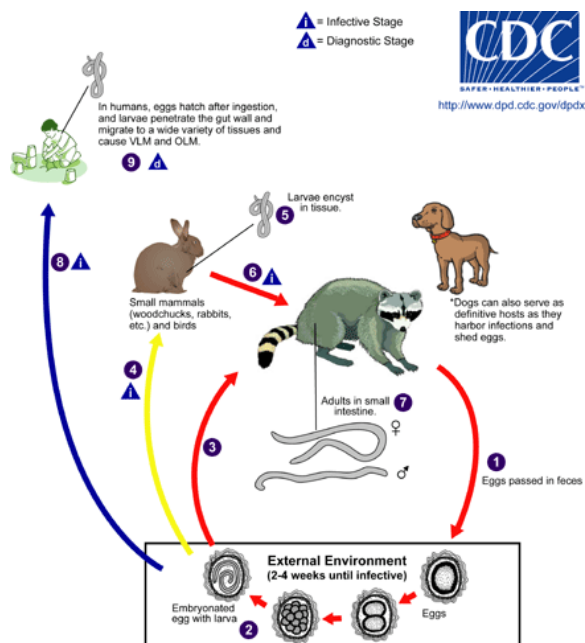


Figura 3. Ciclo de vida de *Baylisascaris procyonis*

Tomado de: CDC, 2013.

Los perros pueden actuar como huéspedes paraténicos; se ha descrito infección en cachorros, donde se ha manifestado con signos como andar en círculos hacia la izquierda, parálisis de las extremidades posteriores, letargia, ceguera y ataxia. También han sido infectados perros adultos que han tenido contacto con mapaches enjaulados o han ingerido materia fecal fresca de mapache (Bowman, 2000).

La infección en humanos puede ocurrir, especialmente en niños jóvenes debido a que tienen pobre higiene y propensión a la pica y la geofagia. Aunque los casos de *larva migrans neural* causados por *B. procyonis* en humanos es poco común, las infecciones pueden ser fatales o resultar en déficit neurológico severo. Este parásito también es la causa primaria de neuroretinitis unilateral subaguda, un tipo de larva migrante ocular (Chavez, *et al.*, 2012).

La principal preocupación con este parásito es que se está moviendo en la población canina. Los perros, a diferencia del mapache, son excretores indiscriminados de materia fecal. Los mapaches son peligrosos porque tienden a usar "letrinas" donde usualmente defecan. Así, se acumula un gran número de huevos en un espacio pequeño. Los perros, por otra parte, tienden a defecar con frecuencia en cualquier lugar, y como se comprueba por el porcentaje de personas que desarrollan anticuerpos contra *T. canis*, los huevos hacen vía hacia el interior de las personas debido a su estrecha relación con los humanos. Las larvas de *Baylisascaris* crecen después de ser ingeridas y son muy capaces de causar enfermedad. Por lo tanto, hay muchas razones de preocupación en relación a la amenaza planteada por los perros tal vez por la presentación de infecciones patentes en ellos (Bowman, 2000).

En la figura 4 se puede observar un huevo característico de *B. procyonis*. Tienen 80-85µm de diámetro, poseen cutícula gruesa y por lo general, son ligeramente ovalados (CDC, 2013). Su morfología es similar a la de los huevos de *T. canis* y la diferenciación puede ser

basada en el color el tamaño; el huevo de *B. procyonis* es aproximadamente tres cuartas partes del tamaño de *T. canis* y por lo general, es más oscuro (Novartis, 2010).

B. procyonis ha sido reportado en un gran número de regiones geográficas dentro de los Estados Unidos pero parece ser más frecuente en los mapaches del medio oeste, el noreste y la costa oeste donde las prevalencias alcanzan el 100%. (Chavez, *et al.*, 2012). No obstante, es posible que el parásito esté en nuevas áreas geográficas debido al transporte ilegal del mapache y al transporte por medio de huéspedes paraténicos (Blizzard, Davis, Henke, Long, Hall & Yabsley, 2010).

Antes de la introducción del mapache a Europa, esta especie estaba limitada a América del norte. Sin embargo, se ha descrito *B. procyonis* en un Kinkajú o perro de monte en Colombia (Bowman, 2000).



Figura 4. Huevo no embrionado de *Baylisascaris procyonis*

Tomado de: Novartis, 2010.

Anquilostomidos

Los anquilostomas son nematodos parasíticos que viven en el intestino delgado del huésped y afecta mamíferos incluyendo humanos, perros y gatos (Abubucker, Martin, Yin, Fulton, Yang & Hallsworth-Pepin, 2008). Los anquilostomidos más comunes en los perros son *Ancylostoma caninum*, *Ancylostoma braziliense*, *Ancylostoma ceylanicum* y *Uncinaria stenocephala* (Bowman, Montgomery, Zajac, Eberhard y Kazacos, 2010). Los animales que se infectan con estos parásitos desarrollan una enfermedad grave que incluso puede conducirlos a la muerte. Además, la mayoría de las especies de anquilostomas que infectan los perros son zoonóticos (Palmer, Traub, Robertson, Hobbs, Elliot & While, 2007).

El ciclo de vida de estos nemátodos en las mascotas, resumido en la figura 5, comienza con la eclosión larvaria de los huevos presentes en las heces del huésped (1 y 2), desarrollo de la etapa infecciosa (larvas filariformes) en el suelo (3) (Bowman *et al.*, 2010); cuando las larvas están protegidas de las luz directa del sol y la desecación en un ambiente cálido y

húmedo, pueden sobrevivir y permanecer infectivas durante varios meses (Heukelbach & Feldmeier, 2008). El ciclo continúa con el acceso al huésped comúnmente a través de penetración cutánea (6). La larva infectiva también puede establecer una infección si es ingerida. En perros adultos, una gran proporción de larvas de *A. caninum* infectan bajo migración somática y los cachorros con frecuencia, adquieren la infección vía transmamaria (Bowman *et al.*, 2010).

Las infecciones ocurren prevalentemente en animales jóvenes probablemente porque poseen un sistema inmune inmaduro (Palmer *et al.*, 2007).

Las especies de *Ancylostoma* spp tienen la capacidad de permanecer retenidas en los tejidos del huésped paraténico sin desarrollarse lo que sugiere que la infección a través de la caza es una posibilidad debido a que el ciclo continúa en los tejidos del predador. Las formas adultas de varias especies (*A. caninum*, *A. tubaeforme*, *A. ceylanicum*) causan pérdida de sangre y anemia. La enfermedad hiperaguda y aguda por pérdida de sangre es particularmente importante y a veces fatal en los cachorros. Otros parásitos como *U. stenocephala* y *A. braziliense* aunque ocasionan la enfermedad, causan insignificante pérdida de sangre (Bowman *et al.*, 2010).

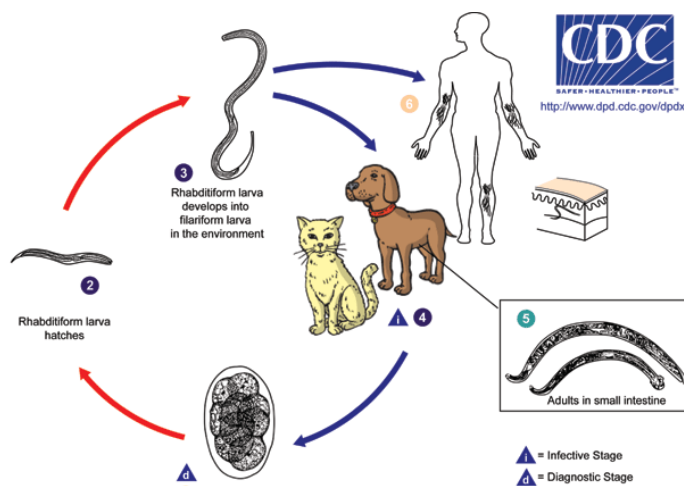


Figura 5. Ciclo evolutivo de *Ancylostoma* spp.

Tomado de: CDC (2013).

El contacto cutáneo con estadios infectivos de anquilostomas puede llevar al desarrollo de *larva migrans cutánea* (LMC) en humanos (Traub, Robertson, Irwin, Mencke & Thompson, 2005). *A. braziliense* es implicada con mayor frecuencia en lesiones dermatológicas y *A. caninum* aunque ocasiona manifestaciones cutáneas, ha sido asociada con enteritis eosinofílica (Bowman *et al.*, 2010).

En los seres humanos, las larvas no pueden penetrar más allá de la piel y son limitadas a la misma, donde son incapaces de desarrollarse y completar su ciclo de vida, como lo hacen en perros y gatos. Por lo tanto, los seres humanos son huéspedes accidentales y un callejón sin salida para el parásito. Dependiendo de la especie de anquilostoma, las larvas migran

algunos milímetros hasta unos pocos centímetros por día. En consecuencia, la que puede persistir durante meses y rara vez durante años (Heukelbach & Feldmeier, 2008).

Los huevos de *Ancylostoma* spp. son de tamaño mediano y tienen un diámetro entre 56-65 μm de largo y 37-43 μm de ancho. En la figura 6 puede observarse un huevo ovoide con polos redondeados y paredes laterales de forma de barril, cápsula delgada y lisa y en su interior posee de 2 a 8 blastómeros grandes. Son difíciles de distinguir de los huevos de *Uncinaria stenocephala* aunque este es ligeramente más grande (Thienpont, Ronchette y Vanparijs, 1986).

En 2006, Little *et al.*, (2009) realizaron un estudio nacional sobre la prevalencia de parásitos intestinales de perros en Estados Unidos; en lo que respecta a los anquilostomidos, reportaron 2.5% de prevalencia. En Sao Paulo, Brasil, se encontraron 87.8% de muestras de materia fecal canina positivas a *Ancylostoma* spp. (Coelho, Amarante, Apolinario, Coelho & Bresciani, 2011). Por otra parte, en Colombia, en la ciudad de Popayán, Vásquez *et al.* (2004) hallaron un 12.6 % de muestras positivas a *Ancylostoma caninum*. En el Departamento del Quindío, fue el parásito más frecuente, 13.9% (Giraldo, García y Castaño, 2005). Finalmente, en Antioquia, para el 2007, Caraballo, Jaramillo y Loaiza, reportaron un 30.48% de prevalencia.



Figura 6. Huevo de *Ancylostoma* spp.

***Strongyloides* spp.**

La estrogiloidiasis, causada por el helminto *Strongyloides stercoralis*, es una infección transmitida por el suelo donde los humanos, primates y perros son los huéspedes definitivos (Torgerson & Macpherson, 2011) y puede transmitirse del hombre al perro / gato, o viceversa (Iriemenam, Sanyaolu, Oyibo & Fagbenro-Beyioku, 2010).

A diferencia de otros parásitos, los huevos de *Strongyloides* pueden eclosionar en el intestino después de ser puestos por parásitos hembra adultas. Las larvas son expulsadas en las heces y son directamente infectivas para perros, gatos y seres humanos. Estas larvas

pueden iniciar generaciones de vida libre que pueden sobrevivir en el ambiente por periodos prolongados (Robertson & Thompson, 2002).

El ciclo de vida de *Strongyloides* es complicado comparado con otros nemátodos alternando entre ciclo de vida libre y ciclo parasitario. *Strongyloides* es el único helminto que secreta las larvas (no huevos) en las heces aproximadamente un mes después de la penetración cutánea. (Iriemenam *et al.*, 2010).

La hembra adulta de *S. stercoralis* es filariforme, mide alrededor de 2.2 de largo por 50 μm de diámetro y vive en la mucosa del duodeno y yeyuno del huésped. Los machos no se observan durante la fase parasítica del ciclo de vida. El ciclo biológico, plasmado en la figura 7, comienza con la ovoposición en el epitelio o en la submucosa (9). Los huevos son transformados al primer estadio larvario las cuales poseen un esófago rhabditiforme y migran hacia el lumen intestinal. Estas larvas son expulsadas con las heces (1) y continúan con dos tipos de desarrollo: ciclo directo (homogónico) o ciclo indirecto (heterogónico). En el ciclo directo la larva pasa por dos mudas y es transformada a tercer estadio donde posee un esófago filariforme el cual es el elemento infectivo para el huésped. En el ciclo indirecto las larvas rhabditiformes sufren cuatro mudas sucesivas y se transforman en machos y hembras adultos de vida libre con esófago rhabditiforme (2). Estas formas adultas se aparean y las hembras fertilizadas ponen huevos (3) en el suelo, los cuales en pocas horas se desarrollan se convierten primero en larvas rhabditiformes de vida libre de primer estadio (4); después, en larvas de segundo estadio (5), y finalmente en larvas filariformes de tercer estadio (6), infectantes para el huésped. (Pan American Health Organization, 2003).

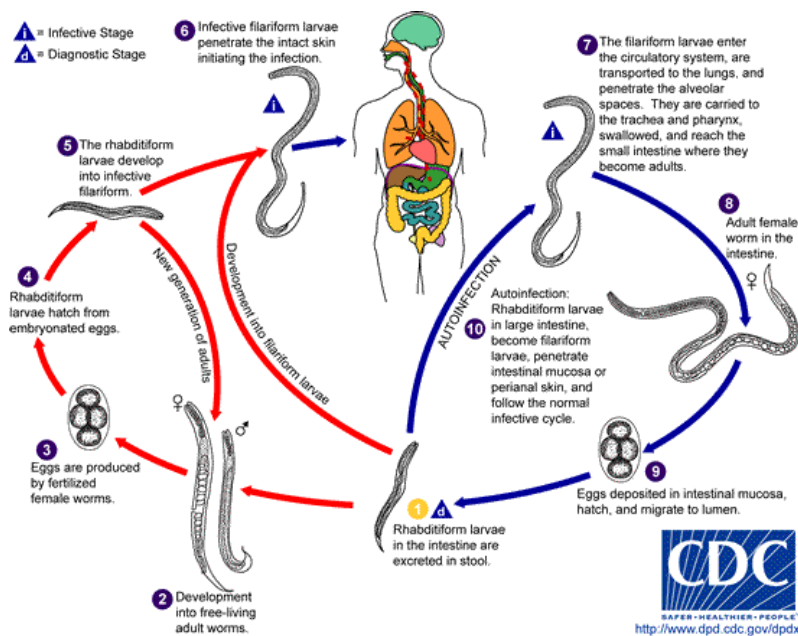


Figura 7. Ciclo evolutivo de *Strongyloides stercoralis*

Tomado de: CDC (2013).

Las rutas de infección en perros son percutánea y vía penetración de tejido mucoso. Aunque no existen reportes de transmisión transplacentaria, la transmisión transmamaria puede ocurrir si la perra se infecta entre el primer y el tercer día posparto (Ferreira *et al.*, 2006).

Los animales infectados pueden ser asintomáticos, aunque la infección también puede causar una enfermedad clínica severa. Los animales pueden presentar diarrea y bronconeumonía lo que lleva a que la enfermedad sea confundida con patologías virales generalizadas comunes en cachorros (Robertson & Thompson, 2002).

Aunque los huevos y las larvas filariformes se presentan raramente en las heces frescas de perros, la estrogiloidiasis canina podría tener potencial zoonótico ya que puede ser transmitida a través de las larvas filariformes que se han desarrollado en el suelo contaminado con larvas rhabditiformes observadas normalmente en las heces del perro. (Ferreira, Gonçalves-Pires, Silva, Gonçalves & Costa-Cruz, 2006).

El periodo prepatente es de 13 a 19 días y la expulsión de larvas en las heces es interrumpida entre 52 y 68 días después de la infección. Puede ocurrir autoinfección desarrollándose a partir de un síndrome de hiperinfección ocasionando y difundiendo la estrogiloidiasis dependiendo del estado inmunológico del huésped. La infección puede ser clínicamente inaparente o manifestar síntomas dermatológicos, gastrointestinales o respiratorios. (Ferreira *et al.*, 2006).

Al igual que los perros, en los humanos también puede ocurrir autoinfección cuando las larvas eclosionan en el intestino y penetran la mucosa intestinal llevando a que el huésped se infecte de nuevo. Si las personas están infectadas con unas cuantas lombrices, pueden haber signos intestinales leves como dolor abdominal y diarrea alternada con estreñimiento. Sin embargo, cuando hay un gran número presentes, la migración del parásito a través del cuerpo puede resultar en fiebre, náuseas, vómito, pérdida de peso y diarrea severa. En personas inmuno-comprometidas, el parásito puede conducir a una infección diseminada potencialmente mortal (Robertson & Thompson, 2002).

Hasegawa *et al.* (2010) cuestionan la infectividad de *S. stercoralis* porque para que la infección se mantenga por tiempo prolongado en los perros a menudo se requiere de inmunosupresión, lo que sugiere que la transmisión entre diferentes huéspedes puede ocurrir con poca frecuencia sobre todo porque los reportes de casos reales de estrogiloidiasis humana de origen canino han sido muy raros.

La figura 8 muestra las características morfológicas de los diferentes estadios de *S. stercoralis*. La hembra parasitaria adulta (a) es filariforme, transparente y mide 2 mm de largo por 40-50 μm de diámetro. Presenta un esófago cilíndrico, muscular, que ocupa su tercio anterior, que se continúa en un intestino y termina en un orificio anal. Posee dos úteros que contienen pocos huevos de 50-55 μm por 35 μm . La hembra de vida libre (b) es de menor tamaño que la anterior, pues mide 1 mm de longitud por 50-75 μm de diámetro. El macho de vida libre (b) mide 700 μm de largo por 40-50 μm de diámetro; su extremidad caudal está curvada ventralmente y posee dos espículas cortas que facilitan la cópula (Kozubsky & Archelli, 2004).

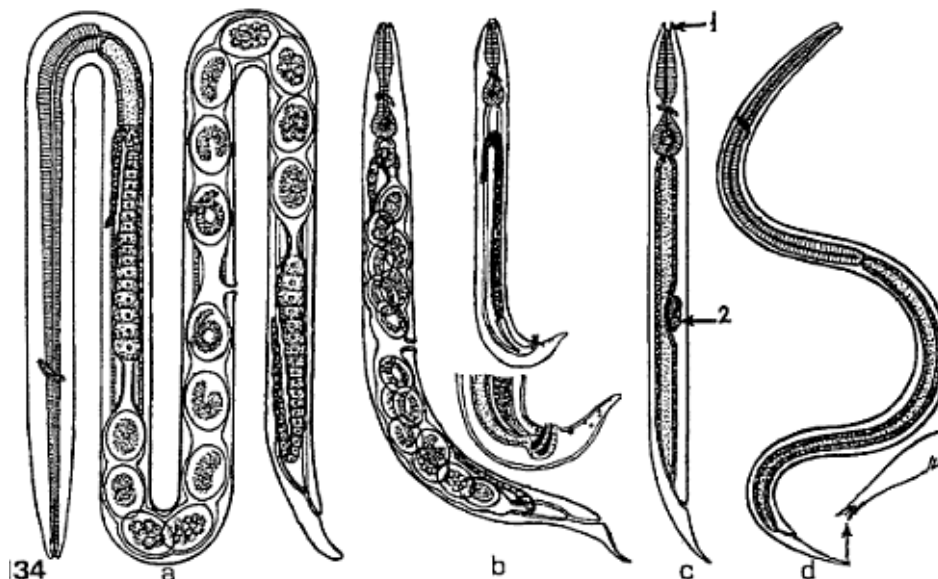


Figura 8. Formas larvianas y adultos de *Strongyloides stercoralis*. a. hembra parásita adulta, con esófago filariforme y maduración uterina de los huevos. b. hembra y macho de vida libre. c. L1 rhabditiforme y d. L3 filariforme.

Tomado de: Gallego (2006).

Las larvas rhabditiformes o L1 (c) que emergen del huevo son muy móviles, miden aproximadamente 250-300 μm de largo por 15 μ de diámetro. El extremo cefálico es romo y el caudal, agudo. La cavidad bucal es corta y estrecha. Presentan un esófago muscular con bulbo posterior y un istmo bien marcado en la parte media. El primordio genital es muy evidente en el tercio posterior de la cara dorsal. Las larvas filariformes o L3, infectantes (d), son más finas y alargadas que las L1. Miden 500-700 μ por 20 μm ; presentan un esófago cilíndrico, sin bulbo muscular, que ocupa la mitad del cuerpo y su extremo posterior tiene una terminación bífida característica (Kozubsky & Archelli, 2004).

La estrogiloidiasis ocurre en países subtropicales y tropicales y prevalece con mayor frecuencia en áreas de bajas condiciones socioeconómicas y con pobre estado sanitario (Torgerson & Macpherson, 2011).

Sin embargo, Olsen, Lieshout, Marti, Polderman, Polman & Steinmann (2009) concuerdan que la prevalencia de éste parásito está gravemente subestimada debido a la baja sensibilidad de las herramientas de diagnóstico disponibles en la actualidad y a la escasez de estudios especializados. Por lo tanto la infección a menudo permanece sin ser diagnosticada.

En Brasil, la prevalencia de *S. stercoralis* en materia fecal es de 0,9% (Júnior, Gonçalves-Pires, Silva, Gonçalves & Costa-Cruz, 2006). En Colombia, los porcentajes de prevalencia varían entre 2% y 4% (Vásquez *et al.*, 2004; Giraldo *et al.*, 2005).

Céstodos

Los céstodos son platelmintos hermafroditas que consisten en un escólex, región del cuello, y segmentos repetidos. Los cestodos carecen de boca, intestino y cavidad. Los ciclos de vida son indirectos, el huésped definitivo adquiere la forma adulta del parásito por ingestión de la etapa larval (metacéstodo) contenida en un huésped intermediario. Este proceso ocurre generalmente en forma de una relación depredador-presa. La infección por céstodos en perros es común e implica diversas especies, incluyendo cyclophyllideos (*Taenia* spp, *Dipylidium caninum*, *Mesocestoides* spp, *Echinococcus* spp) y pseudophyllideos (*Diphyllobothrium* spp, *Spirometra* spp) (Conboy, 2009).

Dipylidium caninum

Dipylidium caninum es un céstodo canino que tiene como huésped definitivo perros, gatos y caninos salvajes y el humano puede infectarse accidentalmente (Mani & Maguire, 2009). Las pulgas y los piojos son los huéspedes intermediarios (Shin & Liao, 2002). Las pulgas involucradas son *Ctenocephalides felis*, *Ctenocephalides canis* y *Pulex irritans* y el piojo que actúa como huésped intermediario es el *Trichodectes canis* (Conboy, 2009).

La figura 9 muestra el ciclo de vida de *D. caninum*: comienza cuando los proglótidos grávidos salen intactos en las heces o por la región perianal del huésped (1). Posteriormente se liberan los paquetes típicos de huevos. Después de la ingestión de un huevo (2) por el huésped intermediario (estadios larvares de la pulga del perro o del gato *Ctenocephalides* spp.), Un oncosfera se libera en el intestino de la pulga. El oncosfera penetra la pared intestinal, invade la cavidad corporal del insecto y se desarrolla en una larva cisticercoide (3). La larva se convierte en un adulto, y la pulga adulta alberga el cisticercoide infeccioso (4). El huésped vertebrado se infecta al ingerir la pulga adulta que contiene el cisticercoide (5). El perro es el principal huésped definitivo para *D. caninum*. Los seres humanos adquieren la infección al ingerir la pulga cisticercoide contaminada. Esto puede ser promulgado por el contacto cercano entre los niños y sus mascotas infectadas. En el intestino delgado del huésped vertebrado la cisticercoide se desarrolla en una tenia adulta que alcanza la madurez alrededor de 1 mes después de la infección. Las tenias adultas (que miden hasta 60 cm de largo y 3 mm de ancho) residen en el intestino delgado del huésped y producen proglótidos (o segmentos) que tienen dos poros genitales (de ahí el nombre de "la tenia de doble poro"). Los proglótidos maduran, se vuelven grávidos, se desprenden de la tenia y migran al ano o se pasan en las heces (CDC, 2012).

La sintomatología clínica en mascotas es leve e incluye mínimos signos gastrointestinales y arañazos, presumiblemente a causa de prurito anal (Mani & Maguire, 2009).

Los niños son particularmente susceptibles a la infección debido a su propensión a la pica y una característica clínica llamativa de la dipilidiasis en niños es el paso o expulsión de proglótidos en las heces (Mani & Maguire, 2009). Los síntomas generalmente están ausentes aunque puede ocurrir dolor abdominal, diarrea y prurito (Robertson & Thompson, 2002).

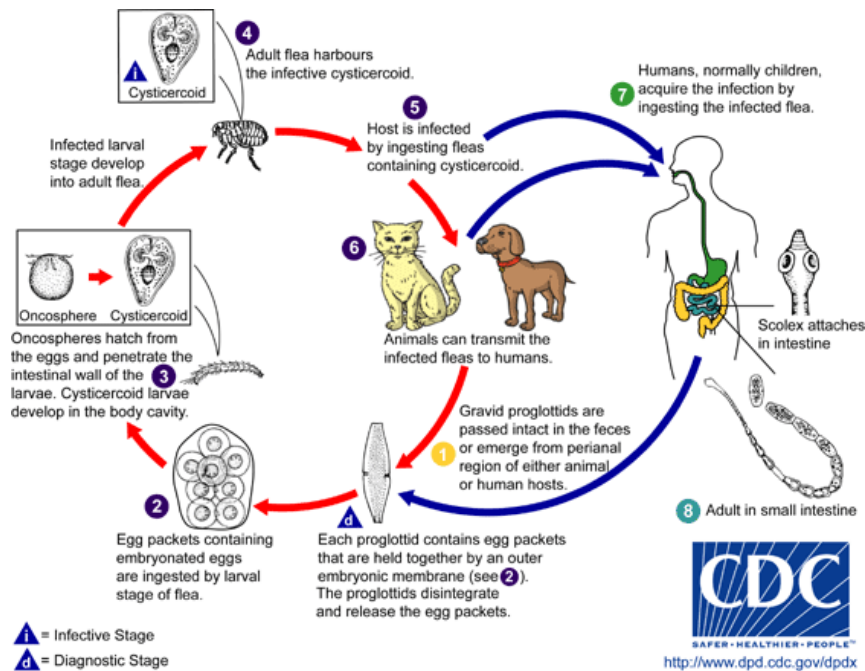


Figura 9. Ciclo de vida *Dipylidium caninum*

Tomado de: CDC (2013).

Los huevos de *D. caninum*, como el que muestra la figura 10, son redondos u ovalados (tamaño promedio de 35 a 40µm por 27 a 48µm) contiene un embrión hexacanto. Los proglótidos contienen paquetes de huevos que poseen de 5 a 15 o más huevos cada uno (CDC, 2013).



Figura 10. Huevo de *Dipylidium caninum*

Tomado de: CMPT (2013).

En los Estados Unidos, se identificó 2% de prevalencia en un refugio de caninos en La Florida (Tupler, Lew, Sabshin, Tucker, Greiner & Leutenegger, 2012). Los porcentajes de prevalencia, a nivel latinoamericano son altos. En el sudeste de Brasil, Heukelbach *et al.* (2012) reportaron un nivel de infección del 36.8%. En Colombia se reporta un 1,6% de infección (Caraballo *et al.*, 2007).

Protozoarios

***Giardia* spp.**

La giardiasis es una enfermedad parasitaria prevalente en todo el mundo que afecta a los seres humanos, animales domésticos y salvajes. El agente etiológico es *Giardia intestinalis* (Sinónimos: *G. duodenalis*, *G. lamblia*) (Ponce, Peralta & Martínez, 2005).

G. intestinalis muestra diferentes genotipos de los cuales los A y B han sido encontrados en humanos, perros y muchos otros animales convirtiéndose en agentes importantes en salud pública (Itoh, Itagaki, Kawabata, Konaka, Muraoka & Saeki, 2011).

El ciclo de vida de *Giardia* spp. (figura 10) comienza cuando los trofozoitos colonizan el intestino delgado del huésped susceptible, donde se replica por fisión binaria. Estos permanecen en el lumen intestinal libres o unidos a la mucosa por un disco de succión ventral. La formación de quistes se produce con el tránsito del parásito hacia el colon (3 a 6), aunque ambos, trofozoitos y quistes resistentes al medio ambiente, se pueden encontrar en las heces de 5 a 7 días postinfección. Pocos quistes (10-100) pueden iniciar una infección (Ballweber, Xiao, Bowman, Kahn & Cama, 2010).

La giardiasis es transmitida vía fecal-oral produciéndose resistencia de los quistes que son evacuados en las heces y pueden ser directamente transmitidos vía persona-persona o animal-persona o indirectamente por agua o comida contaminada (Ipankaew, Traub, Thompson & Sukthana, 2007).

Después de la ingestión de quistes, los cuales se encuentran en un estadio infectivo, los trofozoitos emergen de los huevos en el duodeno y atacan la mucosa del intestino delgado del huésped lo que genera la signología clínica (Morgan, 2000).

Aunque la *Giardia* es común en perros y gatos, rara vez se asocia con enfermedad clínica en estos animales. Sin embargo, si la giardiasis clínica se reporta, por lo general es asociada con perreras o criaderos, donde los efectos del hacinamiento pueden causar estrés y exacerbar los efectos de la infección (Thompson, 2004).

La infección en el perro puede ser sintomática o asintomática; sin embargo, independientemente del curso clínico, los trofozoitos de *G. intestinalis* obstaculizan la absorción de nutrientes y producen diferentes grados de malabsorción (Ponce, Peralta & Martínez, 2005).

Los síntomas son altamente variables e incluyen diarrea aguda o crónica, deshidratación, dolor abdominal y pérdida de peso y pueden no ser evidentes en una gran proporción de individuos infectados (Thompson, 2004).

La figura 12 muestra los dos estadios que pueden ser encontrados en materia fecal. El trofozoito (2) tiene forma de lágrima, mide aproximadamente 15µm de largo por 8µm de ancho y es la forma activa y móvil encontrada en el tracto intestinal. El quiste (1) es de forma elipsoidal y tiene aproximadamente 12µm de largo por 7µm de ancho (Tangtrongsup & Scorza, 2010).

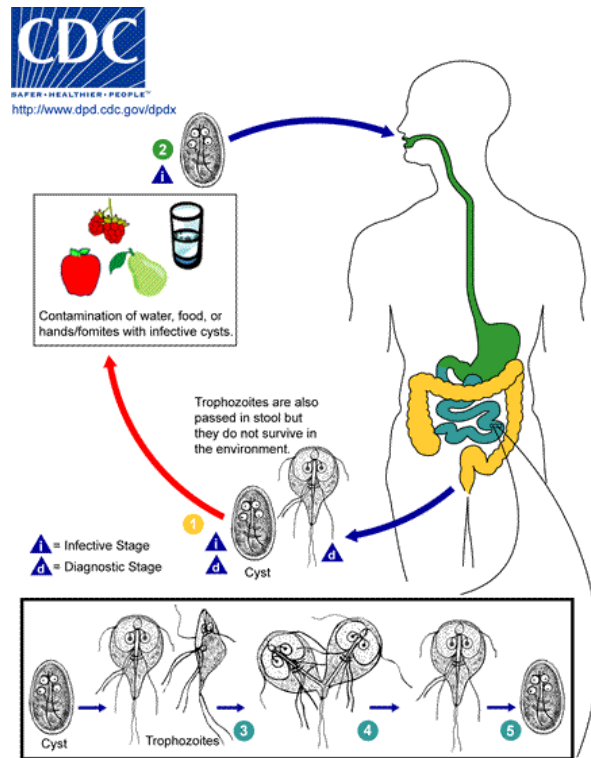


Figura 11. Ciclo evolutivo *Giardia* spp.

Tomado de: CDC (2013).

Giardia spp es un parásito de distribución mundial con prevalencias que varían del 1% al 100% en animales de perrera. Existen varios factores que afectan la prevalencia de este parásito entre los cuales se incluyen la edad del perro, las condiciones de vida, la densidad animal, estado inmune y nutricional y los métodos de diagnóstico utilizados (Mircean, Györke & Cozma, 2012).

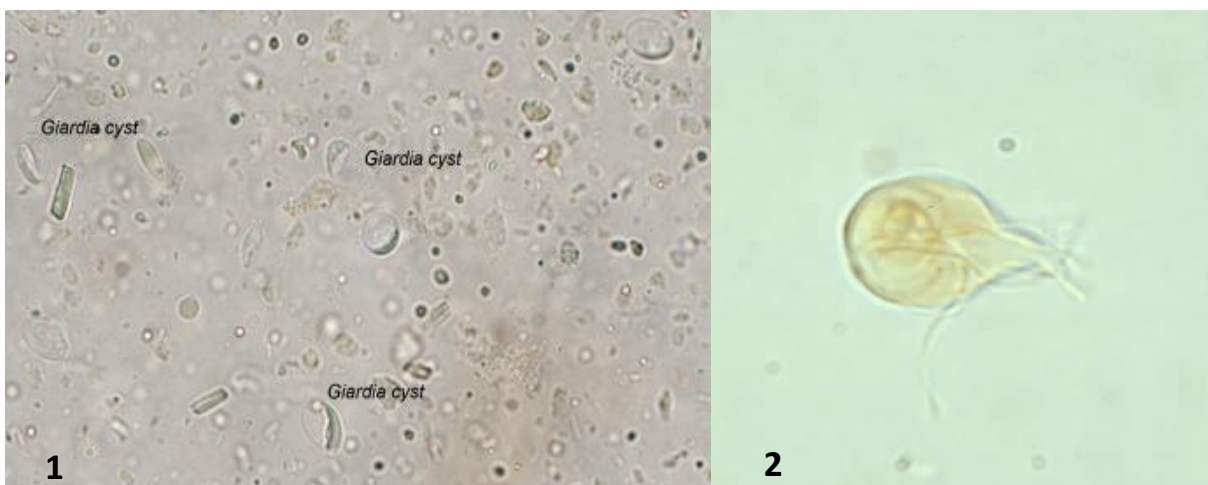


Figura 12. Quistes (1) y Trofozoito (2) de *Giardia* spp.

Tomado de: Scorza (2013) y Epidemiologia Escobar (2010).

Sin embargo, la prevalencia en España es de 16,4% (Dado *et al.*, 2012). En Estados Unidos, la presencia nacional del protozoario es del 4% (Little *et al.*, 2009). En Colombia, la ocurrencia en caninos es del 13,9% (Caraballo *et al.*, 2007).

En la transmisión de la infección humana, en los países en desarrollo, las heces humanas juegan un papel fundamental en la contaminación de agua y alimentos. Sin embargo, este hecho no explica la alta prevalencia de infección por *Giardia* en países desarrollados (Ponce, Peralta & Martinez, 2005).

Al considerar el potencial zoonótico, la constatación de que los genotipos similares ocurren en las diferentes especies de huéspedes no es en sí una evidencia concluyente de que la transmisión zoonótica se lleva a cabo. Idealmente, se requiere de estudios que examinan la dinámica de transmisión de *Giardia* entre huéspedes que vivan en la misma área geográfica (Thompson, 2000).

***Cryptosporidium* spp.**

Cryptosporidium spp. es un protozoo que afecta a un gran número de especies de vertebrados, incluyendo seres humanos, gatos (*Felis catus*) y perros (*Canis familiaris*). Estos parásitos tienen una distribución mundial y son patógenos importantes de preocupación para la salud pública veterinaria debido a su capacidad de causar enfermedad gastrointestinal, su presencia ubicua en el medio ambiente y la propensión a brotes transmitidos por el agua y los alimentos (Lucio-Forster, Griffiths, Cama, Xiao & Bowman, 2010).

Existen 17 especies válidas de *Cryptosporidium* (Coco, Cordoba y Basualdo, 2009) entre las cuales *C. parvum* es muy importante debido a que afecta al menos 152 especies de mamíferos. Aunque *C. parvum* ha sido involucrado como el causal de la mayoría de casos zoonóticos, *C. felis* y *C. canis* están involucrados en infección en humanos (Fayer, Morgan & Upton, 2000).

La figura 13 indica las fuentes de infección humana y el ciclo de vida de *Cryptosporidium* spp. En cuanto a las rutas de transmisión, pueden ser persona-persona a través de contacto directo o indirecto (antroponosis), animal-animal, animal-humano (zoonosis), por agua contaminada, alimentos contaminados y, posiblemente transmisión aérea (Fayer *et al.*, 2000).

Cuando el huésped ingiere el ooquiste, éste se desenquista en el tracto gastrointestinal liberando esporozoitos infectivos, los cuales invaden el epitelio intestinal. En las células gastrointestinales, el protozoario se replica asexualmente (esquizogonia y merogonia) y luego se multiplica sexualmente (gametogonia). Los cigotos formados en la reproducción sexual (gametogonia entre microgamontes machos y macrogamontes hembras) forman ooquistes de pared gruesa o fina, cada uno con 4 esporozoitos. Aproximadamente el 20% de los ooquistes son de pared delgada y tienen una serie de membranas que rodean los esporozoitos en desarrollo. Estos ooquistes se rompen en el intestino liberando los esporozoitos causando así una autoinfección. Los ooquistes de pared gruesa se eliminan en las heces hacia el medio ambiente. Los ooquistes que salen al ambiente son esporulados e infecciosos (Scorza & Tangtrongsup, 2010).

En gatos y perros, los signos clínicos de criptosporidiosis en general están ausentes. La mayoría de los casos clínicos se asocian con diarrea como resultado del desarrollo del parásito en el epitelio intestinal, lo que lleva a un aplanamiento de las vellosidades intestinales e hiperplasia de las criptas. Estos casos son generalmente en animales de menos de 6 meses de edad o en aquellos que están inmunocomprometidos (Lucio-Forster *et*

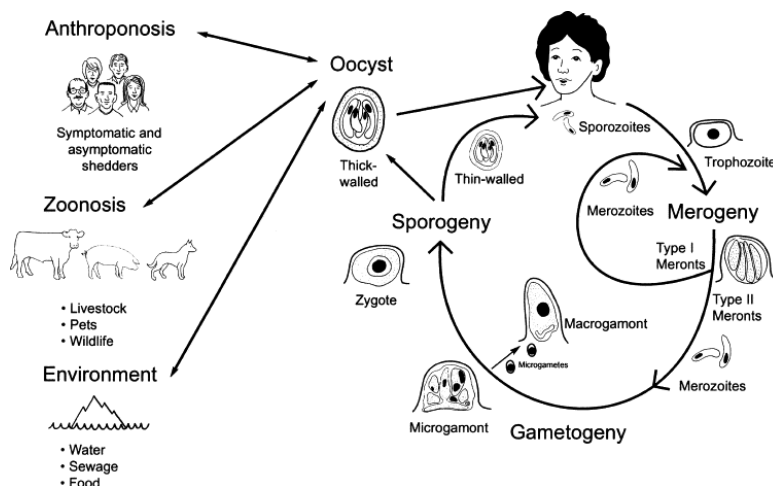


Figura 13. Ciclo evolutivo y fuentes de infección de *Cryptosporidium* spp.

Tomado de: Mosier (2004).

al., 2010). La implicación clínica parece ser más grave en animales muy jóvenes, donde los efectos se ven agravados por el estrés, el hacinamiento y la supresión inmunológica. Aunque la mayoría de las infecciones en perros son asintomáticas, la infección concurrente con el virus del moquillo puede conducir a la enfermedad clínica (Robertson & Thompson, 2002).

Aunque se ha afirmado que pocos perros expulsan oocistos, se ha documentado alta seropositividad sugiriendo una historia de exposición previa. Los oocistos infectivos pueden ser transmitidos directamente por la vía fecal-oral, así como por la contaminación de suministros de agua (Robertson & Thompson, 2002).

Los seres humanos o animales que están infectados con *Cryptosporidium* arrojan en las heces oocistos resistentes en el medio ambiente. La ingestión de esta etapa del parásito, a través de la contaminación de las manos, alimentos o agua, puede conducir a la enfermedad gastrointestinal conocida como criptosporidiosis (Lucio-Forster *et al.*, 2010).

La dosis infecciosa en las personas es muy baja, va desde 1 hasta 1000 oocistos (Scorza & Tangtrongsup, 2010). Los síntomas más comunes de la criptosporidiosis en humanos incluyen diarrea, náuseas, vómitos, dolor abdominal y malestar general. Sin embargo, puede ocurrir la infección de otros órganos, como el páncreas, el hígado, los conductos biliares y el tracto respiratorio en personas con inmunodeficiencias, particularmente aquellas con el síndrome de inmunodeficiencia adquirida (Lucio-Forster *et al.*, 2010).

La figura 14, muestra 2 oocistos de *Cryptosporidium parvum*, son redondos a ovalados y tienen aproximadamente 5µm de diámetro (Scorza & Tangtrongsup, 2010).



Figura 14. Ooquistes de *Cryptosporidium parvum* (Círculos blancos)

Tomado de: Scorza & Tangtrongsup (2010).

La prevalencia a nivel mundial de criptosporidiosis en caninos ha sido reportada de la siguiente manera: Australia 0,5% (Palmer, Thompson, Traub, Rees & Robertson, 2008); España 6,3% (Gracenea, Gómez & Torres, 2009); Brazil 3,1% (Katagiri & Oliveira-Sequeira, 2008) y en Colombia, el porcentaje es de 16,38% (Rodríguez, Manrique, Pulido & Ospina, 2009).

Amebiasis

De las amebas zoonóticas, *Entamoeba histolytica* es la que posee mayor significancia clínica y es considerada como la única ameba parasítica en el intestino humano. Sin embargo, el riesgo en salud pública de transmisión de *E. histolytica* parece ser mínimo. Los perros pueden ser una fuente de infección humana debido a coprofagia de excremento de personas, a pesar de la transmisión de perros a humanos, es poco probable que se presente una contaminación ambiental significativa ya que *E. histolytica* rara vez se enquista en los perros (Thompson & Smith, 2011).

Otra especie de *Entamoeba* potencialmente zoonótica que ha sido reportada en humanos es la *Entamoeba coli*. Aunque ha sido considerada como no patogénica y comensal, existen evidencias de su ocurrencia, particularmente como co-infecciones con otros protozoarios y helmintos entéricos. Aparte de ser comúnmente reportada en humanos, *E. coli* se ha recuperado también en perros (Thompson & Smith, 2011).

Morológicamente, *E. histolytica* mide de 10 a 60 μm . El rango varía de 15 a 20 μm en la forma comensal y 20 μm en la forma invasiva su citoplasma se caracteriza por ser finamente granular. Para *E. coli* el rango es de 20 a 25 μm y posee un citoplasma grueso, a menudo vacuolado (CDC, 2013). La figura 14, muestra en el cuadro 1, un quiste de *Entamoeba histolytica* y en el cuadro 2 la forma quística de *Entamoeba coli*.

Otra ameba de importancia en salud pública, es el *Acanthamoeba* spp. Este protista es un protozoario oportunista distribuido de manera ubicua en el medio ambiente (Trabelsi, Dendana, Sellami, Sellami, Cheikhrouhou & Neji, 2012).



Figura 15. *Entamoeba histolytica* (1) y *Entamoeba coli* (2)

Tomado de: Borgitsh, Carter & Oeltmann, 2013.

El ciclo de vida del *Acanthamoeba* consta de dos etapas: una fase vegetativa o trofozoito (8-40 μ m) y una etapa en la que el quiste está latente (8-29 μ m) (Trabelsi *et al.*, 2012). Durante la fase de trofozoito (en griego “tropho” significa “alimentar”), el protozoo se alimenta de partículas orgánicas y de otros microbios y se divide mitóticamente en condiciones óptimas. La exposición a condiciones adversas da como resultado la diferenciación celular en forma de quiste de doble pared (Siddiqui & Khan, 2012).

En humanos, causa lesiones a nivel cutáneo y de senos paranasales, queratitis y, raramente, encefalitis amebiana granulomatosa. Este organismo es de gran interés debido a (i) produce infecciones graves en humanos asociadas a un aumento en el número de personas inmunocomprometidas y con lentes de contacto (ii) su papel potencial en los ecosistemas (iii) la capacidad para actuar como un huésped/reservorio para los patógenos microbianos, y (iv) ser un organismo modelo para estudios de motilidad. Por otra parte, tiene importancia veterinaria debido a que se ha demostrado la presencia en vacas enfermas o muertas, perros, cerdos, conejos, palomas, ovejas, reptiles, peces, pavos, tucanes y caballos (Siddiqui & Khan, 2012).

En caninos, se han reportado infecciones agudas a crónicas en sistema nervioso central en cuatro perros en 1972, 1985, 1993 y 2003 donde aislaron el parásito del cerebro de un perro Labrador de un año de edad (Dubey, Benson, Blakeley, Booton & Visvesvara, 2005).

El trofozoito presentado en la Figura 14 (2) es ameboideo, poco móvil y de unos 25 a 40 μ m. poseen un citoplasma granuloso limitado por una estrecha zona ecto-citoplasmática hialina. En su citoplasma se distingue un núcleo voluminoso de 5 a 6 μ m y además de la presencia de numerosas vacuolas digestivas, se destaca la presencia de una vacuola contráctil muy activa (Jercic, 2007).

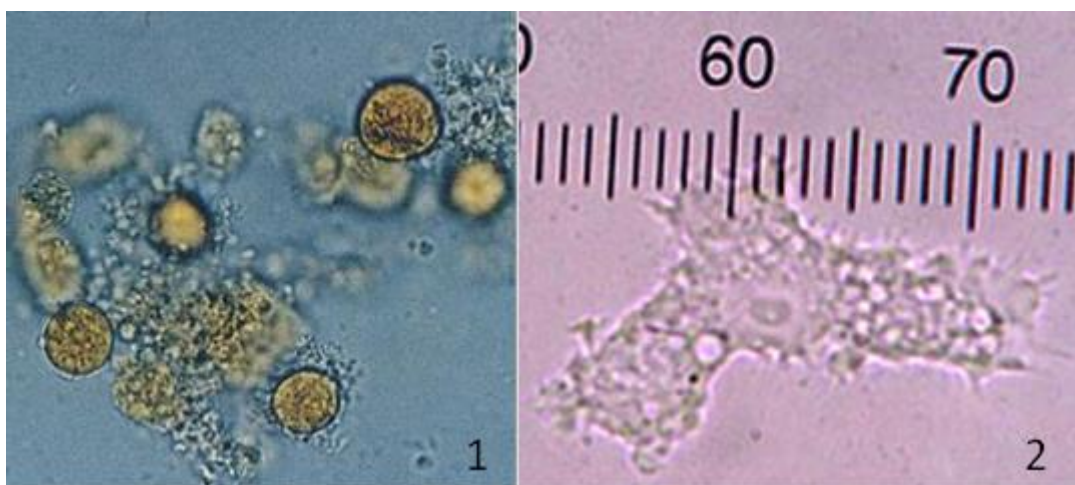


Figura 16. Quistes (1) y trofozoito (2) de *Acanthamoeba* spp.

Tomado de: Ramirez *et al.* (2005) y Uribarren (2013).

Otros parásitos de importancia en salud pública y veterinaria

A continuación, se presenta información acerca de tres coccidias que ocurren en el perro y que tienen semejanza morfológica, para lo cual se aclara las características microscópicas de cada una, pues se tienen presente en esta investigación. Al finalizar el capítulo, se presenta información acerca de *Toxascaris leonina* y *Equinococcus* spp. *T. leonina*, aunque no es zoonótica, presenta características similares a *Toxocara canis* y también puede encontrarse en materia fecal de caninos. La equinocosis quística y alveolar, no han sido representativas en el contexto colombiano, sin embargo, se tienen en cuenta en el presente estudio.

***Sarcocystis* spp.**

La sarcocistosis canina ha sido atribuida a *Sarcocystis canis*, un taxón definido por criterios morfológicos. Sin embargo datos clínicos, inmunohistoquímicos, ultraestructurales y genéticos han demostrado infección por *Sarcocystis neurona* causal de miositis en caninos (Dubey, Chapman, Rosenthal, Mense & Schueler, 2006).

El ciclo de vida comprende la ingestión por parte del huésped definitivo del músculo infectado con sarcocistos, el cual es una etapa asexual del parásito que se desarrolla en los huéspedes intermediarios. El sarcocisto se somete a digestión proteolítica de la pared del quiste en el tracto gastrointestinal y libera bradizoitos. Luego hay formación de gametocitos en las células epiteliales intestinales, reproducción sexual y liberación de esporocistos en las heces. El ciclo continúa con la ingestión de esporocistos por huéspedes intermediarios y la reproducción asexual dando lugar a fases de tejidos (sarcocistos en las miofibrillas y esporozoitos, merozoitos o esquizontes en otras células o tejidos). Los sarcocistos pueden

ser clasificados como macroquistes (totalmente visible) o microquistes (visibles microscópicamente) (Vashisht, Lichtensteiger, Miller, Gondim & McAllister, 2005).

Los perros son los huéspedes definitivos de varias especies de *Sarcocystis* (Vashisht, *et al.*, 2005).

Morfológicamente, el *Sarcocystis*, como el de la figura 15, se puede diferenciar de las demás coccidias encontradas en la materia fecal de caninos, porque se excretan enquistados, es decir, se observan esporoquistes (Dubey, Lindsay & Lappin, 2009).

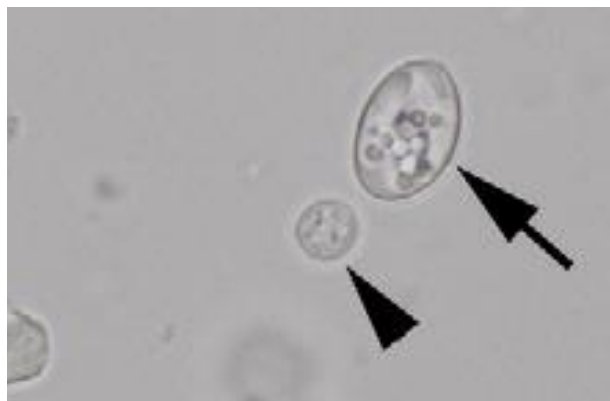


Figura 17. Esporoquiste de *Sarcocystis* sp. (flecha)

Tomado de: Dubey, Lindsay & Lappin (2009).

***Hammondia* spp.**

Hammondia heydorni es un parásito coccidio formador de quistes que presenta ciclo de vida de dos huéspedes. El perro, el zorro y el coyote son los huéspedes definitivos, mientras que distintos herbívoros son identificados como huéspedes intermediarios (Abel, Schares, Orzesko, Gasser & Ellis, 2006).

H. heydorni está estrechamente relacionado con otros parásitos coccidios, tales como *Toxoplasma gondii*, *Neospora caninum* y *Hammondia hammondi* (Abel, *et.al*, 2006). Sus ooquistes son similares en tamaño (9-14µm) y los resultados informados por varios grupos sugieren que la morfología de los ooquistes no es un carácter fenotípico significativo para diferenciar estas especies (Scharés, Pantchev, Barutzki, Heydorn, Bauer & Conraths, 2005).

La infección en el huésped definitivo ocurre por ingestión del quiste tisular en tejidos de carne cruda, por ejemplo. La esporulación de ooquistes se lleva a cabo dentro de 3 días después de su excreción en las heces, y los huéspedes intermediarios se infectan por ingestión de ooquistes esporulados infecciosos (Abel *et a.*, 2006).

Todas las coccidias tienen un ciclo asexual y un ciclo sexual, resultando en la producción de una etapa resistente al medio ambiente, el ooquiste (Dubey, Linday & Lappin, 2009).

El ooquiste sale en las heces sin esporular, como el de la figura 17, y las dimensiones son de 12x11µm (Dubey, Linday & Lappin, 2009).



Figura 18. Ooquiste no esporulado de *Neospora/Hammondia*

Tomado de: Dubey, Linday & Lappin (2009).

***Cystoisospora* spp.**

Cystoisospora spp. son los agentes causales de la Cystoisosporosis canina. La Cystoisosporosis es una infección ubicua de los perros en todo el mundo. Se han descrito tres especies de *Cystoisospora* canino (sin. *Isospora*): *Cystoisospora canis*, *Cystoisospora ohioensis* y *Cystoisospora burrowsi* y los tres pueden causar diarrea en cachorros (Buehl, Prosl, Mundt, Tichy & Joachim, 2006). Dubey, Lindsay & Lappin (2009) describen una cuarta *Cystoisospora*: *C. neorivolta* como coccidia del canino.

La infección por *Cystoisospora* spp. en perros es iniciada por la ingestión de ooquistes esporulados en el medio ambiente o por ingestión de tejidos de huéspedes intermediarios vertebrados infectados. También, al ingerir ooquistes infectados contenidos en huéspedes paraténicos como moscas, cucarachas o escarabajos coprófagos (Lappin, 2010).

El ciclo de vida de la *Cystoisospora* que infecta a los perros es similar a cualquier ciclo intestinal de una coccidia. Después de ser ingeridos por el huésped definitivo los ooquistes se desenquistan en presencia de la bilis y liberan esporozoitos que invaden el intestino. Algunos esporozoitos penetran en la pared intestinal y entran a los ganglios linfáticos mesentéricos u otros tejidos extraintestinales, donde se forman quistes monozoicos. Los quistes monozoicos pueden permanecer en los tejidos extraintestinales del huésped paraténico de por vida. La ingestión de quistes monozoicos en huéspedes paraténicos conduce a la infección intestinal en el perro, que es el huésped definitivo. El ciclo de vida después de la ingestión del huésped paraténico es igual al que ocurre después de la ingestión de ooquistes esporulados de las heces (Dubey, Lindsay & Lappin, 2009).

Los cachorros clínicamente enfermos pueden presentar vómito, malestar abdominal, inapetencia y diarrea acuosa que a veces contiene sangre. Dependiendo de la edad del animal y la carga parasitaria, puede ocurrir deshidratación grave e incluso la muerte (Lappin, 2010).

Cystoisospora spp. es huésped específico, tiene distribución mundial y las infecciones son muy comunes, especialmente en animales jóvenes. En los Estados Unidos, el Companion Animal Parasite Council reporta que la prevalencia de *Cystoisospora* spp. en perros y gatos puede variar entre 3% y 30% (Lappin, 2010).

En cuanto a consideraciones zoonóticas, este parásito no infecta a las personas. Sin embargo, algunos animales enfermos están coinfectados con otros parásitos, con potencial zoonótico como *Cryptosporidium* spp. y *Giardia* spp (Lappin, 2010).



Figura 19. Ooquistes de *Cystoisospora canis* (flecha) y *Cystoisospora ohioensis* (punta de flecha)

Tomado de: Dubey, Lindsay & Lappin (2009).

Los ooquistes de *Cystoisospora* spp. que infectan al canino, puede ser diferenciado de acuerdo a sus medidas de diámetro. *C. burrowsi* tiene 17x20 μm , *C. canis* 30x38 μm , *C. neorivolta* 11x13 μm y finalmente *C. ohioensis* 19x23 μm (Lappin, 2010). En la figura 16 puede observar dos ooquistes característicos y comunes del perro: *C. canis* y *C. ohioensis*.

Lo ocurrencia de *Cystoisospora* spp. en caninos en Portugal es del 4% (Cardoso, Costa, Figueiredo, Castro & Conceição, 2013). En Brasil se da un 3.5% (Katagiri & Oliveira-Sequeira, 2008) y en Colombia la prevalencia es de 6,41% (Caraballo *et al.*, 2007).

Toxascaris leonina

Toxascaris leonina es un nemátodo que se encuentra en el intestino delgado de perros y gatos (Quiroz, 2005). La infección es relativamente poco frecuente dentro de la población de perros y donde se produce, se asocia generalmente con perros adolescentes o adultos (Fisher, Murphy & Siedek, 2002).

El ciclo evolutivo, en ejemplo puede verse la figura 18, comprende la incubación exógena y desarrollo de la segunda larva dentro del huevo que fue expulsado en las heces (1). La infección con *Toxascaris leonina* se deriva de la ingestión de larvas infectivas que están en el interior de los huevos o dentro del huésped paraténico (2). Una vez ingerido por el

huésped final (3), los gusanos se desarrollan dentro del intestino sin migración (Fisher *et al.*, 2002).

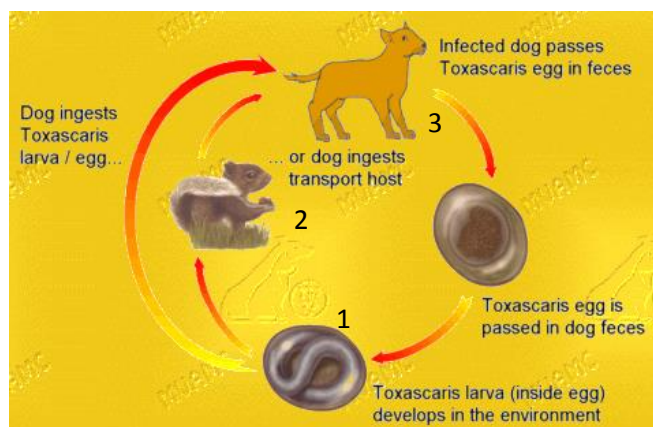


Figura 20. Ciclo evolutivo de *Toxascaris leonina*

Tomado de: "*Toxocara canis* and *Toxascaris leonina*", 2012.

Cuando los huevos infectantes de *T. leonina* son ingeridos por ratones o huésped paraténico, la larva eclosiona en el intestino, pasa varios órganos, tales como hígado, pulmón y músculos de la cabeza y cuello, así como tejido retroperitoneal y perirrectal en donde se encapsula. El ulterior desarrollo de la tercera larva está determinado por la ingestión o depredación por parte de perros y gatos. Cuando esto sucede, la larva se libera en el intestino, hay migración y desarrollo en la pared intestinal y luego maduración en el lumen (Quiroz, 2005).

Los efectos de *T. leonina* en perros y gatos son similares a los de las especies de *Toxocara*, excepto en que no hay una migración hacia los pulmones y por lo tanto no hay neumonía. *T. leonina* no produce infecciones prenatales (Schantz & Glickman, 1983).

La figura 19 muestra un típico huevo de *T. leonina*. Es de tamaño mediano $75\mu\text{m} \times 85\mu\text{m}$, casi esférico a levemente ovalado. Posee cápsula gruesa, lisa y sin cola y el contenido es granular y marrón amarillento, no segmentado y ocupa solo parte de la cápsula (Thienpont, *et al.*, 1986).

El parásito se ha pasado por alto en investigaciones científicas y se considera poco importante debido a que no está muy implicado como agente zoonótico ni causa una enfermedad grave en los perros, mientras que *T. canis* ha merecido gran investigación en estos dos aspectos. Por lo tanto, se sabe relativamente poco sobre el ciclo de vida y la epidemiología de *T. leonina* (Fisher *et al.*, 2002).

Los porcentajes de prevalencia, para el continente Asiático oscilan entre 1.4% y 29% (Mirzaei & Fooladi, 2012; Beiromvand *et al.*, 2013). A nivel Europeo, la ocurrencia varía entre 0,4% y 1,8% (Barutzki & Schaper, 2003; Becker *et al.*, 2012; Riggio *et al.*, 2013). En Latinoamérica se evidencian infecciones entre 0,56% y 6,9% (Paquet-Durand *et al.*, 2007; Soriano *et al.*, 2010; Cantó *et al.*, 2011; Marinelli *et al.*, 2012). En Colombia, Caraballo *et al.* (2007) reportaron un 0,53% de contaminación de heces fecales de caninos en Antioquia; Por

otro lado, Polo (2006) presenta un 3,33% de positividad en suelos de parques públicos de la localidad de Suba, Bogotá.



Figura 21. Huevo de *Toxascaris leonina*

Tomado de: Novartis (2010).

***Equinococcus* spp.**

La equinococosis quística (EC) es una zoonosis global con una alta presentación de enfermedad. Es causada principalmente por *Equinococcus granulosus* y se transmite dentro de un ciclo perro-ovino en las regiones pastorales. Su epidemiología se caracteriza por una transmisión a baja escala en pequeñas explotaciones familiares con tradicionales prácticas de sacrificio (Deplazes, Knapen, Schweiger & Overgaaw, 2011).

E. granulosus se encuentra en el intestino delgado de perros y varios cánidos salvajes que adquieren la infección por ingestión de quistes hidáticos uniloculares presentes en órganos de ovejas infectadas. El periodo prepatente es de 34 a 53 días. Las personas son susceptibles a la infección mediante la ingestión de huevos ocasionando una enfermedad grave. Los quistes hidáticos se alojan con mayor frecuencia en hígado y pulmones y crecen a tal tamaño que generan atrofia por presión y afectan la función de los tejidos circundantes y por lo general requieren de una intervención quirúrgica o médica como tratamiento (Conboy, 2009).

La equinococosis alveolar (EA) es causada por *E. multilocularis* y tiene distribución paleoártica (Uribarren, 2011). La enfermedad que causa es letal para las personas en un plazo de 10 a 15 años si no se trata (Deplazes *et al.*, 2011).

E. multilocularis (EM) se encuentra en el intestino delgado de perros, gatos, zorros y coyotes. Los perros y gatos adquieren la infección por la predación de roedores infectados con hidátides alveolares. Estos quistes (multiloculares) son altamente invasivos en los tejidos del huésped intermediario infectado. El periodo prepatente es de 26 a 29 días. Los humanos son susceptibles a infectarse con EM por ingestión de huevos expulsados por gatos o perros

infectados. La equinococosis alveolar es una enfermedad potencialmente fatal debido a la invasión natural de tejidos con hidátides multiloculares (Conboy, 2009).

Las infecciones intestinales con *Equinococcus* spp. generalmente no causan signos clínicos relevantes a menos que los perros posean cargas entre 10.000 y 150.000 gusanos (Deplazes *et al.*, 2011).

En Latinoamérica, la Equinococosis no parece ser un problema importante en Colombia, Ecuador y Venezuela aunque se han reportado casos ocasionales. Al parecer, la mayoría de los casos ocurren en viajeros o inmigrantes de países donde el parásito es endémico (Moro & Schantz, 2006).

MATERIALES Y MÉTODOS

Población

El presente, fue un estudio de tipo observacional donde la población diana fueron los caninos de la ciudad de Bogotá. La población de estudio incluyó tres subpoblaciones: caninos de criaderos, tiendas de mascotas y de hogares del barrio el Codito. Al ser un estudio observacional de tipo transversal, que informa la presencia y ausencia de una enfermedad, el tamaño de la muestra puede ser manipulada por el investigador (Thrusfield, 2005). Esta se determinó con la ayuda del programa WinEpi, disponible en internet, utilizando un esquema para detección de enfermedad y teniendo en cuenta un nivel de confianza del 95% y una prevalencia mínima esperada del 10%. De acuerdo con el último censo canino, hecho en el 2005, se tomó como tamaño de población, 775.000 perros entre callejeros y mascotas (Alcaldía Mayor de Bogotá, 2005). Teniendo en cuenta estos datos, el tamaño de muestra necesario resultó en 29. Sin embargo, el muestreo fue realizado así: 37 muestras de materia fecal correspondiente a 30 hogares del barrio el codito, 56 muestras de materia fecal provenientes de 17 tiendas de mascotas y 59 muestras de materia fecal de 10 criaderos caninos. En total, se analizaron 152 muestras de materia fecal canina.

Muestreo

El muestreo fue realizado de forma intencional y por conglomerados, y los lugares fueron seleccionados basados en la voluntad por participar. Antes de tomar las muestras se hablaba con los propietarios y/o responsables de los animales, se les informaba acerca del estudio, el procedimiento y las ventajas de colaborar en él. Si la persona aceptaba, se le entregaba una carta de presentación firmada por el docente director de tesis y por el investigador donde se hacía compromiso mantener la confidencialidad e informar sobre los resultados obtenidos.

Para las tiendas de mascotas, se tuvo en cuenta los lugares donde estas se encontraban conglomeradas. Las heces se tomaron en las horas de la mañana, apenas las tiendas abrían y antes que las jaulas fueran limpiadas, a partir del piso de las mismas con ayuda de una bolsa plástica. El número de muestras variaba de acuerdo a la cantidad de jaulas que tuviera la tienda.

Todos los cachorros de esta subpoblación eran menores de 3 meses y de raza pura. La discriminación por sexo relacionada con el porcentaje de positividad, no logró realizarse debido a que no se tenía en cuenta el animal que defecaba las heces que se recogían.

En los criaderos, se pactaba una hora específica para realizar la toma de muestras, generalmente fue muy temprano en la mañana. En algunos criaderos, los perros defecaban en los caniles y la muestra era extraída de allí; en otros, los caninos eran guardados en guacales en las noches y en las mañanas los sacaban hacia una zona verde donde defecaban, así que las muestras se tomaban de este espacio, justo después de su expulsión.

Cada criadero, tenía diferente número de caniles y dentro de cada canil, el número de animales variaba entre 1 y 7 (Figura 22). Solamente se tomaron muestras de una parte de los caniles de cada criadero, y, como lo muestra la tabla 6, el número de caniles por criadero analizados oscilaba entre 2 y 8. Para cada jaula o canil, se tomaba una única muestra, sin discriminar de cual animal en específico era la materia fecal. Es decir entonces, que en 10 criaderos totales, se tomaron muestras de 59 caniles cuya población comprendió 68 hembras y 43 machos para un total de 111 animales utilizados en la subpoblación.



Figura 22. Caniles de un criadero. El número de animales varía entre 1 y 5.

Para las mascotas del barrio el Codito, se le pidió al propietario que tomara las muestras en una bolsa plástica en las horas de la mañana y el investigador procedía a recolectarlas en las horas de la tarde.

Las muestras no discriminaban sexo, edad, tamaño ni estado de salud del animal. Así que las muestras eran tomadas fueran o no diarreicas siempre y cuando aseguraran mínimo 5 gramos.

Los animales implicados en el estudio, fueron desparasitados con fenbendazol de forma gratuita el día de colecta de la muestra, después de su deposición. A los animales que salieron positivos se les otorgó una segunda dosis del producto. En los casos de infecciones por protozoarios y céstodos, se le informó al propietario, el medicamento correcto para el tratamiento del parásito.

Información complementaria

Se aplicó una serie de preguntas a los tenedores de los caninos objeto de estudio donde, como se evidencia en los anexos 1 a 3, dieron a conocer su percepción sobre los parásitos, su potencial zoonótico y los métodos de diagnóstico y control. Además brindaron información sobre el lugar de defecación del animal (en casa o en parques) limpieza de las heces de la mascota (frecuencia y disposición), frecuencia de desparasitaciones y visitas al médico veterinario, entre otros. Eran cuestionarios que poseían respuestas de múltiples opciones, abiertas o positivo y negativo.

Procedimientos parasitológicos

Después de la obtención, la muestra era transportada en una nevera de icopor que contenía bolsas de gel refrigerante; esto garantizaba que fuera conservada y protegida del aire; si no se analizaba inmediatamente, se mantenían en refrigeración en la nevera del laboratorio, hasta su procesamiento.

Al momento del procesamiento en el laboratorio de Parasitología de la Universidad de La Salle, las muestras se observaron macroscópicamente en búsqueda de parásitos, sangre, mucosidad u otro material. (Katagiri y Oliveira-Sequeira, 2008).

Se identificaron recipientes, tubos y láminas y luego se aplicaron métodos de concentración o de enriquecimiento que permiten un mayor número de formas parasitarias en una pequeña cantidad de la muestra. Las técnicas a utilizadas en el proyecto, fueron las siguientes:

Flotación cuantitativa con solución salina saturada

El procedimiento descrito por Benavides (2013) incluye la preparación de una suspensión de heces en agua corriente a una proporción de 1gm/15ml y luego del filtrado y centrifugación se reconstituye el sedimento con solución salina saturada (densidad específica: 1,18-1,20) y se permite la flotación de los huevos en un tubo. Los huevos recuperados en una laminilla colocada en la boca del tubo se cuentan y se multiplica por cinco para expresar la excreción de huevos por gramo de heces (hpg).

Centrifugación-flotación en sulfato de zinc

La metodología es similar a la técnica anteriormente descrita pero utiliza solución de sulfato de zinc (densidad específica 1,3) como líquido de flotación. Los resultados se expresan de forma cuantitativa. (Little *et al.*, 2009; Benavides, 2013).

Técnica de formol-éter

Para este procedimiento, es mezclado 3ml de éter con una solución compuesta por materia fecal y solución salina isotónica con formol 1gr/10ml. Luego de ser centrifugado, el sedimento es examinado en el microscopio con ayuda de lugol parasitológico (Zunino, Rubel, Navone & Wisnivesky, 1999; Benavides, 2013).

Mini-Baerman

En un tubo cónico lleno de agua se introduce materia fecal envuelta en papel higiénico y después de 4 a 24 horas se extrae la bolsa y se centrifuga el tubo. El sedimento es suspendido en líquido remanente y luego de añadir lugol parasitológico se observan 3 gotas del líquido bajo el microscopio de luz (Benavides, 2012).

Análisis Estadístico

El análisis estadístico fue realizado con la ayuda del software en línea WinEpi® disponible en internet. El porcentaje de positividad para cada tipo de organismo según el estrato poblacional correspondiente fueron comparados mediante tablas de contingencia y pruebas de chi cuadrado para la comparación de proporciones (Sábado, 2009). El intervalo de confianza fue del 95%. Cuando las frecuencias esperadas eran menores a 5,0 se aplicó la prueba de Chi cuadrado con corrección de Yates (Riggio, Manella & Perruci, 2013).

El análisis de factores de riesgo y cálculo de Odds Ratio se realizó mediante la preparación de modelos de regresión logística univariados y el cálculo fue hecho con el programa WinEpi®

Finalmente, la fiabilidad de las pruebas diagnósticas se determinaron mediante la prueba de análisis de clases latentes (Joseph, Gyorkos & Coupal, 1995), Utilizando el programa TAGS® en ausencia de estándar de oro (Pouillot, Gerbier & Gardner, 2002). El modelo se corrió con una población, estado de infección desconocido, sin población de referencia, con siete grados de libertad, 10% de prevalencia, sensibilidad del 80% y especificidad del 95% en las tres pruebas. También se realizó un cálculo adicional de los parámetros que evalúan técnicas diagnósticas tomando como estándar de oro la positividad general, independiente a la prueba utilizada y a través de WinEpi®.

RESULTADOS

La cantidad de muestras tomadas dependieron de la voluntad por colaborar por parte de los tenedores y/o propietarios de los caninos. Las tiendas de mascotas estudiadas están ubicadas en un nicho en la zona de la avenida Caracas entre calle 51 y calle 57 y la plaza de mercado ubicada en el barrio Restrepo. Los criaderos, en su mayoría, son establecimientos inscritos en la Asociación Club Canino Colombiano y casi todos están ubicados en la sabana de Bogotá en pueblos como Chía y Cajicá (Cundinamarca).

Frecuencia de excreción de huevos de parásitos

Se muestrearon 17 tiendas de mascotas para un total de 56 muestras de materia fecal tomadas. En criaderos, se tomaron 59 muestras pertenecientes a 10 establecimientos y en el barrio El Codito, de las 30 casas que colaboraron se obtuvieron 37 muestras de materia fecal. En total fueron analizadas 152 muestras (tabla 2).

Tabla 2. Porcentajes de excreción de parásitos intestinales en las tres subpoblaciones incluidas en el estudio. Proporciones de animales que presentan más de un parásito en materia fecal.

Subpoblación	Muestras			Infecciones mixtas	
	Analizadas	Infectadas		no	%
	no	no	%	no	%
Codito	37	12	32,4	3	8,1
Criaderos	59	23	39	3	5,1
Tiendas de Macotas	56	23	41,1	7	12,5
Total	152	58	38,2	13	8,6

De las tres subpoblaciones, las tiendas de mascotas mostraron el mayor porcentaje de excreción de huevos y ooquistes de protozoarios (41,1%). La subpoblación del Codito presentó el menor porcentaje de ocurrencia parasitaria (32,4%). Las infecciones mixtas, es decir que se encontró más de un parásito por muestra de materia fecal, se encontró en el 8,6% de la población.

Barrio El Codito

Se recolectó un total de 37 muestras en esta subpoblación canina de un barrio de estrato bajo. La composición etaria y racial de la muestra se presenta en la tabla 3, donde se destaca que animales adultos mayores de tres años correspondían al 43% de la muestra.

La subpoblación incluida en el muestreo correspondió a 30 casas, algunas tenían más de un perro, es por esto que el total de heces recolectadas sumó 37. En la tabla 4 se presenta la frecuencia de animales por cada casa visitada y su frecuencia de positividad a parásitos internos. Estadísticamente, no se encontraron diferencias significativas entre los grupos evaluados. Sin embargo, las casas en las cuales sólo hay un perro, exhibieron mayor presencia de parásitos que las demás.

Tabla 3. Raza, sexo y edad de 37 caninos del barrio El Codito de la ciudad de Bogotá.

RAZA	HEMBRAS					MACHOS					Total
	0 a 3 meses	3 a 12 meses	1 a 3 años	> a 3 años	Total H	0 a 3 meses	3 a 12 meses	1 a 3 años	> a 3 años	Total M	
Criollo	1	1	3	3	8	3	0	2	4	9	17
Puro	0	0	4	7	11	1	1	5	2	9	20
Total	1	1	7	10	19	4	1	7	6	18	37

Se diagnosticó parasitosis intestinal en el 32,4% (12) de los 37 animales analizados (tabla 2). La presencia de infección declinaba con la edad (tabla 5). El porcentaje de positividad fue mayor en los animales menores de 3 meses de edad así como el recuento de huevos por gramo de heces. En cuanto al sexo, se evidenciaron proporciones similares 31,6% y 33,3% y Casi el doble de los perros de raza criolla o mixta fueron positivos a parásitos (41,2%), comparados con los perros de raza específica o pura (25%).

Tabla 4. Cantidad de animales analizados por casa y % de positividad.

Cantidad de animales por casa	N° de casas	Casas positivas	(%)
1	25	11	44 ^{NS}
2	3	1	33,3 ^{NS}
3	2	0	0 ^{NS}
Total	30	12	40

^{NS}= No existen diferencias significativas ($p < 0,05$). Corrección de Yates: $p = 0,83$

Tabla 5. Ocurrencia de parasitosis gastrointestinal en relación al sexo, edad, y raza de 37 perros del barrio El Codito de la ciudad de Bogotá.

Variable	Animales Estudiados	Animales Positivos	Ocurrencia %	p
Sexo				
Hembra	19	6	31,6 ^{NS}	0,90
Macho	18	6	33,3 ^{NS}	
Raza				
Criollo	17	7	41,2 ^{NS}	0,29
Puro	20	5	25,0 ^{NS}	
Edad				
0 a 3 meses	5	3	60,0 ^{NS}	0,66
3 a 12 meses	2	1	50,0 ^{NS}	
1 a 3 años	14	5	35,7 ^{NS}	
> a 3 años	16	3	18,8 ^{NS}	

^{NS} = No existen diferencias significativas ($p < 0,05$)

Los tipos parasitarios encontrados incluyeron nemátodos (*Toxocara canis* y parásitos de la familia Ancylostomidae), céstodos (*Dipylidium caninum*) y protozoarios tipo coccidia (*Cystoisospora canis*) (Figura 23). Considerando la distribución específica de los parásitos en los animales infectados (Tabla 6) se pudo observar que el parásito con mayor presentación en esta subpoblación fue *Toxocara canis* seguido de Ancylostomidae.

Tabla 6. Ocurrencia parasitaria individual en 37 caninos estudiados.

Parásito	no de animales infectados	Porcentaje relativo ¹	Porcentaje del total de perros ²
<i>Toxocara canis</i>	10	83,3	27,0
Ancylostomidae	3	25,0	8,1
<i>Cystoisospora canis</i>	1	8,3	2,7
<i>Dipylidium caninum</i>	1	8,3	2,7
Total ³	12		

¹ Los porcentajes se calcularon como el número de individuos que poseen un parásito dividido por el total de perros positivos (12).

² Los porcentajes de calcularon de individuos que poseen cada especie de parásitos dividido por el total de animales estudiados (37)

³ Este total es superior a 12 debido a los múltiples parasitismos.

Cuando se compararon factores como raza, género y edad no se encontraron diferencias significativas en los patrones de ocurrencia para cada parásito (Tabla 7). No obstante, entre perros criollos y de raza, se destaca mayor presentación de toxocariasis en perros criollos. Entre machos y hembras, los machos obtuvieron mayor positividad para *T. canis* y las hembras para Ancylostomidae.

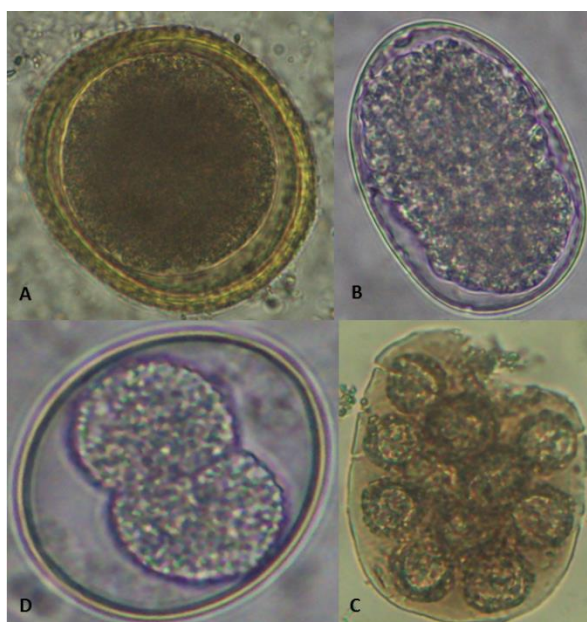


Figura 23. Huevo de *Toxocara canis* (A), Ancylostomidae (B), *Dipylidium caninum* (C) y ooquiste de *Cystoisospora canis* (D). Parásitos encontrados en los perros del barrio El Codito.

La influencia de la edad fue diferente para cada especie de parásito. Aunque tampoco existen diferencias estadísticamente significativas, la infección intestinal por *T. canis* se presentó con mayor frecuencia en cachorros menores de tres meses y el número de animales infectados disminuye a medida que aumenta la edad de los animales. El resto de parasitosis ocurrió principalmente en caninos mayores de tres años.

Tabla 7. Relación entre la raza, edad y sexo en la ocurrencia de parásitos intestinales de 37 perros.

Parásito	Raza				Género				Edad							
	Criollo		Puro		macho		hembra		0 a 3 m		3 a 12 m		12 a 36 m		> 36 m	
	CI*	(%)*	CI	(%)	CI	(%)	CI	(%)	CI	(%)	CI	(%)	CI	(%)	CI	(%)
<i>Toxocara canis</i>	6	35,3 ^{NS}	4	20 ^{NS}	5	27,8 ^{NS}	5	26 ^{NS}	3	60 ^{NS}	1	50 ^{NS}	4	29 ^{NS}	2	13 ^{NS}
Ancylostomidae	2	11,8 ^{NS}	1	5 ^{NS}	1	5,6 ^{NS}	2	11 ^{NS}	0	0 ^{NS}	0	0 ^{NS}	1	7,1 ^{NS}	2	13 ^{NS}
<i>Cystoisospora canis</i>	0	0 ^{NS}	1	5 ^{NS}	1	5,6 ^{NS}	0	0 ^{NS}	0	0 ^{NS}	0	0 ^{NS}	1	7,1 ^{NS}	0	0 ^{NS}
<i>Dipylidium caninum</i>	1	5,9 ^{NS}	0	0 ^{NS}	1	5,6 ^{NS}	0	0 ^{NS}	0	0 ^{NS}	0	0 ^{NS}	0	0 ^{NS}	1	6 ^{NS}
Total	17		20		18		19		5		2		14		16	

◆: CI= Caninos infectados por estrato. El porcentaje se calculó con base al total de individuos por cada estrato (raza, género o edad)

NS: Para cada parásito de forma independiente, no hay diferencia significativa entre las categorías del estrato evaluado.

Criaderos de caninos

Todos los animales de los criaderos analizados, eran de raza pura y el grado de parasitismo según el sexo no se logró determinar debido a que, en su mayoría, cada canil tenían mezclados tanto machos como hembras y no se discriminaba con exactitud cuál era el animal al que pertenecía la materia fecal tomada.

Los porcentajes de positividad a la presencia de parásitos helmintos y protozoarios fluctuaron entre 0 y 100% en los diversos criaderos, siendo en promedio de 39% (Tabla 8).

Entre los parásitos considerados, los perros resultaron infectados de *Toxocara canis*, *Toxascaris leonina*, *Cystoisospora* spp., y nemátodos de la familia Ancylostomidae. Por otro lado, mediante la técnica de Mini Baerman se encontró una larva de *Ancylostoma caninum* en estadio L1 en una muestra (Figura 25). Es importante mencionar que este es el primer reporte de *Toxascaris leonina* en caninos del país, por lo tanto, en la figura 26 se realiza una comparación entre un huevo de *T. canis* y uno de *T. leonina*. Nótese que el huevo de *T. canis* es casi esférico posee cápsula o cutícula gruesa, rugosa y alveolada. El interior es de color marrón oscuro a negro, no segmentado y generalmente ocupa toda la cápsula. En cambio el huevo de *T. leonina* es más ovalado, posee una cápsula más delgada, lisa y el contenido es granular y marrón amarillento, no segmentado y ocupa solo parte de la cápsula.

Tabla 8. Ocurrencia de parasitosis intestinal en 59 muestras de materia fecal pertenecientes a 10 criaderos.

Criadero	Muestras		no (%)	
	Analizadas	Infectadas		
1	7	2	28,6	^{NS}
2	6	1	16,7	^{NS}
3	6	5	83,3	^{NS}
4	5	2	40,0	^{NS}
5	8	4	50,0	^{NS}
6	7	3	42,9	^{NS}
7	5	0	0,0	^{NS}
8	2	2	100,0	^{NS}
9	7	3	42,9	^{NS}
10	6	1	16,7	^{NS}
Total	59	23	39,0	

Prueba de chi cuadrado con corrección de Yates: $p = 0,589$

^{NS} = No existen diferencias significativas ($p < 0,05$)

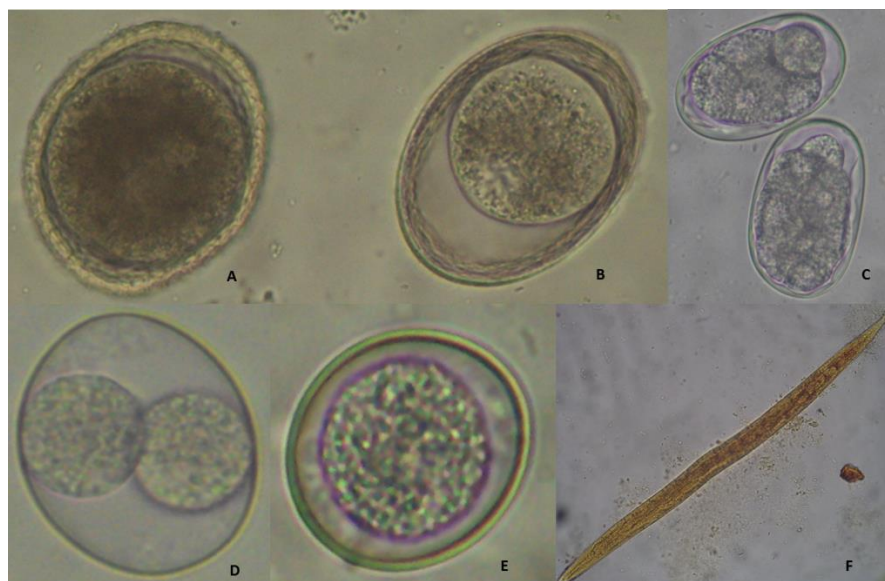


Figura 24. Parásitos hallados en criaderos. Huevos de *Toxocara canis* (A), *Toxascaris leonina* (B), Ancylostomidae (C), *Cystoisospora canis* (D), *Cystoisospora ohioensis* (E) y L1 de *Ancylostoma caninum* (F).

Las infecciones por helmintos fueron más prevalentes que las infecciones por protozoarios, esto es mostrado en la tabla 9. Dentro de las especies de helmintos aisladas, *T. canis* tuvo la mayor ocurrencia (52,2%) seguida por Ancylostomidae (13%). Los perros positivos a *Cystoisospora* spp. estaban infectados por *C. canis* (17,4%) y *C. ohioensis* (26,1%).

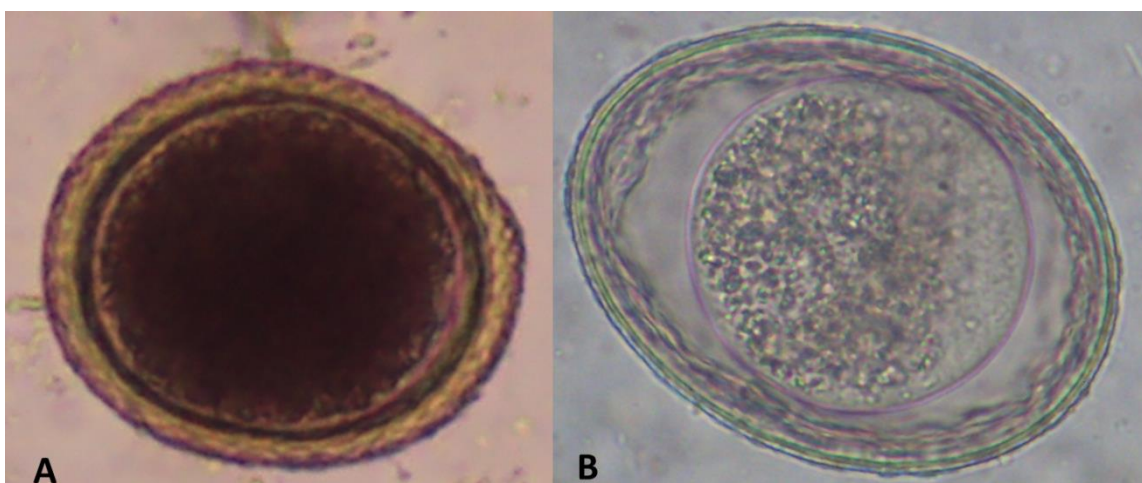


Figura 25. Comparación de huevos de *Toxocara canis* (A) y *Toxascaris leonina* (B). El huevo de *T. canis* posee cutícula gruesa y rugosa y el interior ocupa toda la capsula. El huevo de *T. leonina* es ovalado, tiene cutícula lisa y el interior ocupa solo una parte de la cápsula.

Tabla 9. Frecuencia y tipo de huevos y ooquistes de parásitos hallados en muestras recolectadas de caniles de criaderos

Parásito	no de muestras infectadas	Porcentaje relativo ¹	Porcentaje del total de la población ²
<i>Toxocara canis</i>	12	52,2	20,3
Ancylostomidae	3	13,0	5,1
<i>Cystoisospora canis</i>	4	17,4	6,8
<i>Cystoisospora ohioensis</i>	6	26,1	10,2
<i>Toxascaris leonina</i>	2	8,7	3,4
Total ³	23		

¹ Los porcentajes se calcularon como el número de individuos que poseen un parásito dividido por el total de perros positivos (23).

² Los porcentajes de calcularon de individuos que poseen cada especie de parásito dividido por el total de animales estudiados (59)

³ Este total es superior a 23 debido a los múltiples parasitismos.

Tiendas de mascotas

Las tiendas de mascotas involucradas en el estudio están ubicadas en la localidad de Chapinero (15) y la localidad de Antonio Nariño (2). Cada tienda posee diferente número de jaulas y animales por cada una. En este estudio se muestrearon todas las jaulas de cada tienda cuyo número varió entre 1 y 6.



Figura 26. Materia fecal con formas adultas de *Toxocara canis* tomada de tienda de mascotas.

La relación de tiendas muestreadas y del número de jaulas en cada una de ellas se presenta en la tabla 10. El número de animales en cada tienda osciló entre 2 y 14. Sin embargo, al haber varios animales en cada jaula, solo se tomó una muestra para cada una (Figura 26). En total se analizaron 56 jaulas de 17 tiendas que correspondieron a 137 animales involucrados en esta subpoblación.

Tabla 10. Relación de las muestras recolectadas en las tiendas de mascotas.

Tienda	Cantidad de jaulas o muestras por tienda	Número de animales por tienda	Machos	Hembras
1	3	5	2	3
2	5	13	6	7
3	4	6	5	1
4	2	2	1	1
5	6	11	7	4
6	4	14	8	6
7	2	5	3	2
8	5	11	8	3
9	4	9	7	2
10	5	10	5	5
11	5	12	7	5
12	2	11	6	5
13	2	7	3	4
14	2	7	2	5
15	2	7	4	3
16	2	3	1	2
17	1	4	2	2
Total	56	137	77	60

Huevos y ooquistes de las especies parasitarias encontradas (*Toxocara canis*, Ancylostomidae y *Cystoisospora* spp.) fueron hallados en el 41,1% de las muestras fecales analizadas (tabla 11).

Tabla 11. Ocurrencia de cada especie parasitaria en las 56 muestras analizadas.

Parásito	No de animales infectados	Porcentaje relativo ¹	Porcentaje del total de perros ²
<i>Toxocara canis</i>	15	65,2	26,8
Ancylostomidae	2	8,7	3,6
<i>Cystoisospora canis</i>	3	13,0	5,4
<i>Cystoisospora ohioensis</i>	10	43,5	17,9
Total ³	23		41,1

¹ Los porcentajes se calcularon como el número positivos a un parásito dividido por el total de muestras positivas (23).

² Los porcentajes de calcularon de individuos que poseen cada especie de parásito dividido por el total de animales estudiados (56)

³ Este total es superior a 23 debido a los múltiples parasitismos.

De los parásitos encontrados, los helmintos tuvieron mayor porcentaje de presentación que los protozoarios. El parásito de mayor frecuencia de hallazgo fue *T. canis*, presente en el 26,8% de las muestras; el 65% de las muestras en que se halló parásitos contenían huevos de este ascáride (Tabla 11).

En total, de las 17 tiendas de mascotas involucradas en el estudio, tan solo una salió negativa a parásitos gastrointestinales.

Aproximación epidemiológica a la prevalencia poblacional de las parasitosis de las subpoblaciones de caninos.

El modelo de muestreo utilizado fue un modelo para detección de enfermedad en la que si un animal resultaba positivo significa que la prevalencia está por encima del nivel crítico, es decir que, la prevalencia está por encima del 10%. La tabla 12, muestra la prevalencia real y límites de confianza que fueron hallados mediante el programa WinEpi®. Estos valores permiten observar el porcentaje de animales que excretan huevos en la subpoblación.

En el barrio El Codito, el parásito encontrado con mayor frecuencia fue *Toxocara canis* con un 27% y con un límite de confianza (LC) del 12,7% al 41,3%) posicionándola como la de mayor presentación comparada con las otras dos subpoblaciones.; seguido por parasitosis generada por Ancylostomidae (8,1% L.C, 0% - 16,9%) y por *C. canis* con una prevalencia real del 2,7% (I.C. 0%-7,9%); Esta subpoblación, fue la única en donde se diagnosticó teniasis del perro por *D. caninum*, su ocurrencia fue del 2,7% (I.C. 0% a 7,8%).

Tabla 12. Prevalencia real y límites de confianza de parasitismo gastrointestinal de caninos de tres subpoblaciones de la ciudad de Bogotá.

Subpoblación	<i>Toxocara canis</i> [◇]	Ancylostomidae	<i>Cystoisospora canis</i>	<i>Cystoisospora ohioensis</i>	<i>Dipylidium caninum</i>	<i>Toxascaris leonina</i>
Barrio el Codito	27,0% 12,7%-41,3%	8,1% 0,0%-16,9%	2,7% 0,0%-7,9%	No hallado	2,7% 0,0%-7,9%	No hallado
Tiendas de mascotas	26,8% 15,2%-38,4%	3,6% 0,0%-8,4%	5,4% 0,0%-11,3%	17,9% 7,8%-27,9%	No hallado	No hallado
Criaderos caninos	20,3% 10,0%-30,6%	5,1% 0,0%-10,7%	6,8% 0,4%-13,2%	10,2% 2,5%-17,9%	No hallado	3,4% 0,0%-8,0%

[◇] Para cada parásito se presenta la prevalencia y límites de confianza del 95%

Por otro lado, en tiendas de mascotas el parasitismo intestinal más común fue el generado por *T. canis* (26,8% L.C. 15,2% - 38,4%) seguido de *C. ohioensis* con un 17,9% (L.C. 7,8% - 27,9%) de ocurrencia y el tercer parásito de mayor frecuencia de presentación fue *C. canis* (5,4% L.C. 0% a 11,3%).

En los criaderos, al igual que en las tiendas, el parásito más frecuente fue *T. canis* 20,3% (L.C. 10,0%-30,6%) seguido por *C. ohioensis* 10,2% (L.C. 2,5%-17,9%) y *C. canis* 6,8% (L.C. 0,4%-13,2%) que tuvo mayor ocurrencia que en las otras dos subpoblaciones. Por último, solo en esta subpoblación, fue diagnosticado *Toxascaris leonina* con una prevalencia del 3,4% (0% a 8%).

Encuestas y factores de riesgo de ocurrencia de parasitismo intestinal

Barrio El Codito

Mediante tablas de contingencia 2 x 2 se realizó un análisis de riesgo univariado para establecer factores que podrían conducir a la presencia de parasitismo. Así mismo, se presentan los resultados de las encuestas que brindan una idea sobre el nivel de conocimiento de los tenedores de mascotas de esta subpoblación (tabla 13). Ninguno de los factores estudiados demostraron asociación significativa sin embargo se demuestran las tendencias de los factores de riesgo más demostrativos. La razón de probabilidades más influyente fue la presencia de otras especies de animales en otros hogares (OR 2,1) (tabla 14).

El posible riesgo zoonótico del parasitismo y el conocimiento de las personas sobre ello son mostrados en la tabla 13. En estos hogares de bajos recursos económicos se destaca la alta cantidad de niños en las casas, y que la gran mayoría de personas no tienen conocimientos sobre los parásitos de los caninos (34) y su transmisión zoonótica (30) y mucho menos, saben cómo prevenir esta zoonosis (31).

En lo más destacado de las respuestas brindadas por los habitantes de esta subpoblación (tabla 14), es que solo 3 perros reciben asistencia veterinaria regular, que los perros defecan algunos dentro de las casas (12) y otros afuera (25), la alimentación generalmente es mixta (24 de 37) y solo 16 propietarios recogen las heces en las calles. De los 37 animales, más de la mitad de los perros presentan pulgas (29) y por lo tanto, gran cantidad de personas intentan controlarlas (21).

Tabla 13. Entorno de los hogares y percepción de los propietarios de caninos del barrio El Codito con respecto al parasitismo canino y zoonosis parasitaria.

Factor	Clasificación	n	np	(%)
Niños menores de 10 años en casa	Si	24	10	41,7
	No	13	2	15,4
Mujeres Gestantes	Si	4	1	25
	No	33	11	33,3
Personas Inmunocomprometidas	Si	3	1	33,3
	No	34	11	32,4
Conoce algún parásito del perro	Si	3	2	66,7
	No	34	10	29,4
¿Sabe cómo se infecta el perro?	Si	9	3	33,3
	No	28	9	32,1
¿Algún parásito del perro puede infectar al hombre?	Si	7	1	14,3
	No	30	11	36,7
¿Sabe cómo se infecta el hombre?	Si	6	0	0
	No	31	12	38,7
¿Sabe cómo prevenir esta zoonosis?	Si	6	0	0
	No	31	12	38,7

n. número de animales para cada categoría

np. Número de animales positivos.

Existen signos clínicos, que aunque inespecíficos, una de las posibles etiologías es que sea de origen parasitario, dentro de los signos clínicos se incluye diarrea, vómito, tos, secreción nasal y prurito anal. Del sector, 15 animales han presentado todos o alguno de estos signos. Se destaca la baja frecuencia de desparasitación pues 31 personas no tienen frecuencia de desparasitación y peor aún, 29 desparasitaron a sus mascotas hace más de 6 meses o nunca lo han hecho.

En cuanto al análisis de factores de riesgo, ninguno de los factores tuvo valores y límites de confianza significativos (tabla 14). De los animales del sector estudiado, los perros que defecan fuera, tienen un 3% mayor de ocurrencia de parasitosis (25% y 28% para los animales que defecan dentro y fuera respectivamente) y un mayor riesgo de infección (OR 1,16) que los animales que defecan dentro de las casas. Otro factor de riesgo importante, es la alimentación, los animales cuya dieta es mixta, es decir comida casera y concentrado, presentan más parásitos (33,3%) y mayor riesgo de adquisición (OR 1,12) que los animales que se alimentan únicamente de concentrado (30,8%).

En cuanto al entorno de las mascotas, las casas donde poseen otra especie animal y tienen más de 4 animales, presentan mayor ocurrencia parasitaria. En proporciones, ocurre en un 37,5% y 41,2% respectivamente y la razón de probabilidades es de 2,1 y 1,5 respectivamente. Por otro lado, los lugares en donde poseen de 0 a 3 mascotas y no existe otra especie animal, la frecuencia es de 28,6% y 25%.

Tabla 14. Análisis de riesgos univariable para la presencia de parásitos intestinales zoonóticos (*Toxocara canis* y Ancylostomidae) en perros del barrio El Codito de la ciudad de Bogotá.

Factor	Clasificación	n	np	(%)	LC	OR
Lugar de defecación	Dentro	12	3	25	0,21-4,07	1,16
	Fuera	25	7	28		
Tipo de Alimentación	Concentrado	13	4	30,8	0,26-4,80	1,12
	Mixta	24	8	33,3		
Cantidad de Mascotas	0 a 3	21	6	28,6	0,37-5,99	1,50
	≥ a 4	16	6	37,5		
Otra especie animal	Si	17	7	41,2	0,51-8,50	2,1
	No	20	5	25		
Recoge las heces en la calle	Si	16	6	37,5	0,16-2,66	0,66
	No	21	6	28,6		
Asistencia Veterinaria Regular	si	3	1	33,3	0,07-11,71	0,95
	no	34	11	32,4		
Mascota esterilizada	si	9	3	33,3	0,19-4,67	0,94
	no	28	9	32,1		
Pulicosis	si	29	9	31	0,14-3,84	0,75
	no	8	3	37,5		
Control Pulgas	Si	21	6	28,6	0,37-5,99	1,50
	No	16	6	37,5		
Desparasitó hace	Menos de 6 meses	8	3	37,5	0,14-3,84	0,75
	Más de 6 meses o nunca	29	9	31		
Frecuencia de desparasitación	3 a 6 meses	6	2	33,3	0,14-6,09	0,95
	No tiene	31	10	32,3		
Signos clínicos de parasitosis	Si	15	4	26,7	0,15-2,67	0,63
	No	12	8	36,4		

Los campos rellenos de color rosa, son considerados como factor de riesgo o exposición.

n. número de animales para cada categoría

np. Número de animales positivos.

LC. Límites de confianza

OR. Odds Ratio

Por el contrario, el hecho de no recoger las heces de la mascota en las calles, no asistir al veterinario regularmente, que la mascota no se encuentre esterilizada, que presente pulgas, que se haya desparasitado hace más de 6 meses y no tenga frecuencia de desparasitación y que además los animales hayan presentado signos de parasitosis como tos, diarrea, vómito, prurito anal, etc; aunque son considerados factores de riesgo, no demuestra una mayor ocurrencia de parasitismo gastrointestinal y el riesgo relativo es bajo.

Criaderos de caninos

El posible riesgo zoonótico del parasitismo y el conocimiento de los criadores sobre ello son mostrados en la tabla 15. Casi ninguno de los criadores encuestados tienen información sobre el significado de hipobiosis (5 de 59). Aunque casi todos conocían sobre los parásitos de los perros (44) y la forma en que los adquieren (51), el nivel de información disminuye al preguntar sobre las repercusiones zoonóticas de los mismos.

Tabla 15. Nivel de conocimiento de los propietarios y/o responsables de criaderos sobre el parasitismo intestinal de caninos y formas de transmisión.

Factor	Clasificación	n	np	(%)
¿Sabe que es hipobiosis?	Si	5	2	40
	No	54	21	38,9
Conoce algún parásito del perro	Si	44	17	38,6
	No	15	6	40
¿Sabe cómo se infecta el perro?	Si	51	20	39,2
	No	8	3	37,5
¿Algún parásito del perro puede infectar al hombre?	Si	30	12	40
	No	29	11	37,9
¿Sabe cómo se infecta el hombre?	Si	16	7	43,8
	No	43	16	37,2
¿Sabe cómo prevenir esta zoonosis?	Si	24	11	45,8
	No	35	12	34,3

n. número de animales para cada categoría

np. Número de animales positivos

Al igual que en la subpoblación anterior, existen algunos factores de riesgo, que incrementan las posibilidades que el animal se infecte de parásitos intestinales, éstos son plasmados en la tabla 16.

Los animales que presentan pulgas, tienen 2,74 veces más de probabilidades que se puedan enfermar por parásitos intestinales comparados con los establecimientos donde no hay pulicosis. Los criaderos donde se han presentado animales enfermos por parasitosis intestinales y que además no utilizan técnicas diagnósticas a nivel laboratorial tienen una mayor prevalencia (43,6% y 45,8% respectivamente) y un riesgo mayor de que la enfermedad continúe presentándose (O.R: 1,80 y 1,62). Esta tendencia también ocurre cuando la primera dosis de desparasitante en los cachorros, es suministrada después de los 20 días de edad (ocurrencia: 44,4% y O.R: 1,52) comparado con los animales cuya primera dosis es suministrada entre el día 14 y 20 de edad (ocurrencia: 34,4%) y cuando las hembras reproductoras son vermifugadas según la frecuencia establecida para el resto de animales porque poseen 1,52 veces mayor posibilidad de presentar parasitosis comparadas con las hembras que son desparasitadas antes y/o durante la gestación (44,4% y 34,4%).

Otro aspecto relacionado con el manejo de los animales es la mezcla de cachorros de diferentes camadas. Los cachorros que son mezclados durante la lactancia y al ser

destetados, el riesgo de padecer parasitosis intestinal es mayor (O.R. 1,04) que el de los animales que no son mezclados.

Tabla 16. Análisis de riesgos univariable para la presencia de parásitos y protozoarios intestinales en perros de criaderos de caninos de la ciudad de Bogotá.

Factor	Clasificación	n	np	(%)	LC	OR
Otra especie animal	Si	31	13	41,9	0,19-1,58	0,54
	No	28	10	35,7		
Asistencia Veterinaria Regular	Si	45	18	40,0	0,23-2,89	0,83
	no	14	5	35,7		
Animales enfermos por parásitos intestinales	Si	39	17	43,6	0,57-5,67	1,80
	No	20	6	30		
Signos clínicos de parasitosis	Si	57	21	36,8	LNC*	—
	No	2	2	100		
Pulicosis	Si	27	14	51,9	0,93-8,09	2,75
	no	32	9	28,1		
Utiliza métodos de diagnóstico parasitológico	Si	35	12	34,3	0,55-4,69	1,62
	No	24	11	45,8		
Frecuencia de desparasitación	1 a 2 meses	32	12	37,5	0,30-2,49	0,87
	3 a 4 meses	27	11	40,7		
¿Cuántas dosis de antihelmíntico tienen los cachorros antes de venderlos?	1 o 2	35	14	40	0,30-2,61	0,90
	3 o más	24	9	37,5		
Rango de edad en días de primera dosis	14 a 20	32	11	34,4	0,53-4,37	1,52
	21 a 60	27	12	44,4		
Rota los antihelmínticos empleados	Si	45	18	40	0,23-2,89	0,83
	No	14	5	35,7		
¿Cómo desparasita las hembras reproductoras?	Antes de la monta	32	11	34,4	0,53-4,37	1,52
	Sigue el esquema	27	12	44,4		
Los animales son movilizados hacia otro país o ciudad	No	25	10	40	0,32-2,67	0,92
	Si	34	13	38,2		
Mezcla cachorros de diferentes camadas	No	54	21	38,9	0,16-6,80	1,04
	Si	5	2	40		
*Límites no calculables						

Los campos rellenos de color rosa, son considerados como factor de riesgo o exposición.

n. número de animales para cada categoría

np. Número de animales positivos

LC. Límites de confianza

OR. Odds Ratio

Los factores restantes que fueron analizados, no presentaron mayor impacto sobre la prevalencia parasitaria. Algunos de los factores, que no influyeron, incluyen la asistencia veterinaria regular, frecuencia de desparasitación, rotación del antihelmíntico usado, movilización de los animales y nivel de conocimiento de los propietarios sobre los métodos

de transmisión y prevención de parasitosis y zoonosis parasitarias. Sin embargo, es importante recordar que ninguno de los valores de OR tuvo un límite de confianza significativo, por tanto ninguno de los factores influyen de forma directa sobre el parasitismo intestinal en caninos.

Tiendas de mascotas

Aunque el número de tiendas de mascotas analizadas fue de 17, tan solo 9 colaboraron con las preguntas realizadas. Las 8 restantes se mostraron renuentes a contestarlas. Es por esto que la población incluida en estas 9 tiendas era de 28. Esto limita la interpretación de los datos obtenidos y por lo tanto, apenas se propondrán tendencias.

El conocimiento de las personas sobre el parasitismo de los caninos y su posible implicación zoonótica es observado en la tabla 17. Aunque 26 de 28 personas respondieron saber sobre la forma en que los perros adquieren, 17 no fueron capaces de nombrar algún parásito del perro y solo 9 sabían que puede ocurrir zoonosis parasitarias y como podían prevenirlas.

Tabla 17. Nivel de conocimiento de los propietarios y/o responsables de 9 tiendas de mascotas sobre la parasitosis intestinal y zoonosis parasitaria.

Factor	Clasificación	n	np	(%)
Conoce algún parásito del perro	Si	11	3	27,3
	No	17	6	35,3
¿Sabe cómo se infecta el perro?	Si	26	8	30,8
	No	2	1	50,0
¿Algún parásito del perro puede infectar al hombre?	Si	9	3	33,3
	No	19	6	31,6
¿Sabe cómo se infecta el hombre?	Si	6	2	33,3
	No	22	7	31,8
¿Sabe cómo prevenir esta zoonosis?	Si	9	3	33,3
	No	19	6	31,6

n. número de animales para cada categoría

np. Número de animales positivos.

Aunque ningún dato arrojado en la tabla 18 es significativo, todos los establecimientos venden otras especies diferentes a la canina y esto genera un 32,1% de ocurrencia parasitaria, sin embargo, al no tener valor de prevalencia para los que no tenían otras especies, no fue posible hallar límites de confianza ni hacer el cálculo de Odds ratio. Los animales en su mayoría eran gatos, conejos, hámsters y peces. Del mismo modo, los datos a los que no fue posible hallar los límites de confianza y odds ratio responden a la presentación parasitaria en los animales expuestos y no expuestos. Los datos que no cuentan con información son la presentación de animales enfermos por parásitos, sinología clínica de parasitismo en los animales y si se desparasitan los cachorros antes de venderlos. La ocurrencia parasitaria fue de 32,1%, para todos los factores.

Tabla 18. Análisis de riesgos univariable para la presencia de parásitos intestinales en perros de tiendas de mascotas de la ciudad de Bogotá.

Factor	Clasificación	n	np	(%)	LC	OR
Otra especie animal	Si	28	9	32,1	LNC*	—
	No	0	0	0		
Asistencia Veterinaria Regular	si	13	5	38,5	0,11-2,88	0,58
	no	15	4	26,7		
Pulicosis	si	26	8	30,8	0,02-8,03	0,44
	no	2	1	50		
Animales enfermos por parásitos intestinales	Si	28	9	32,1	LNC*	—
	No	0	0	0		
Utiliza métodos de diagnóstico parasitológico	A veces	15	5	33,3	0,22-5,53	1,12
	No	13	4	30,8		
Mortalidad por enteritis parasitaria	Si	18	6	33,3	0,21-6,19	1,16
	No	10	3	30		
Signos clínicos de parasitosis	Si	28	9	32,1	LNC*	—
	No	0	0	0		
Desparasita los cachorros antes de venderlos	Si	28	9	32,1	LNC*	—
	No	0	0	0		
Rota los antihelmínticos empleados	Si	12	4	33,3	0,18-4,50	0,90
	No	16	5	31,3		
Un veterinario examina los cachorros antes de venderlos	Si	11	4	36,4	0,14-3,65	0,72
	No	17	5	29,4		
Limpian las jaulas	1 vez por día	4	1	25	0,05-7,47	0,66
	Varias veces por día	24	8	33,3		

* Límites no calculables

Los campos rellenos de color rosa, son considerados como factor de riesgo o exposición.

n. número de animales para cada categoría

np. Número de animales positivos

Los campos rellenos de color rosa, son considerados como factor de riesgo o exposición.

LC. Límites de confianza

OR. Odds Ratio

Caso contrario ocurre en los lugares donde utilizan métodos de diagnóstico parasitario. Las tiendas que no hacen uso presentan 1,12 veces mayor riesgo de que los animales se enfermen clínicamente comparados con los animales de tiendas que respondieron positivo.

Así mismo, las tiendas donde se ha presentado mortalidad por enteritis parasitaria demostraron mayor porcentaje de animales enfermos (33,3%) que las que no presenta este tipo de eventos (30%) lo que aumenta el riesgo de infección en 1,16 veces.

Finalmente, factores como la asistencia veterinaria, uso de métodos diagnósticos, la rotación del vermífugo, la frecuencia de limpieza de las jaulas, la presentación de pulgas en los

animales y el estado de conocimiento de los propietarios no tuvieron efectos negativos que aumentara la posibilidad de enfermedad.

Validez y comparación de las técnicas diagnósticas

Para establecer la comparación de las técnicas diagnósticas en primera instancia se compararon cualitativamente enfrentando la cantidad de muestras que detectaron alguna clase de parásitos. Luego se realizó un análisis de clases latentes, se estableció la sensibilidad y especificidad utilizando como estándar de oro el número total de animales positivos con las dos técnicas y, finalmente, se desarrollaron regresiones lineales simples comparando cuantitativamente el poder de detección entre las técnicas.

Las pruebas que se compararon en esta investigación, mostraron, cada una, ventajas y desventajas. En la tabla 19 se muestran los resultados cualitativos de cada una, es decir cuántas muestras fueron diagnosticadas como positivas a un parásito con las tres técnicas a evaluar.

Tabla 19. Comparación cualitativa de pruebas diagnósticas en 152 heces fecales

Parásito	Centrifugación -Flotación solución salina		Centrifugación- Flotación Solución sulfato de Zinc		Técnica de Formol-éter	
	no*	(%)	no	(%)	no	(%)
<i>Toxocara canis</i>	34	22,4	31	20,4	17	11,2
Ancylostomidae	8	5,3	7	4,6	4	2,6
<i>Cystoisospora canis</i>	8	5,3	7	4,6	6	3,9
<i>Cystoisospora ohioensis</i>	16	10,5	12	7,9	11	7,2
<i>Toxascaris leonina</i>	2	1,3	2	1,3	2	1,3
<i>Dipylidium caninum</i>	0	0	1	0,7	0	0,0

*no: número de muestras positivas

La técnica que detectó mayor cantidad de muestras positivas para casi todos los parásitos diagnosticados fue la centrifugación-flotación en solución salina saturada. Esta técnica posee grandes ventajas para su uso en laboratorio; los huevos flotan rápidamente, la laminilla se ve con menos detritos y material vegetal que se encuentra en la materia fecal, flota mayor número de huevos y en el caso de los huevos de helminto, se mantienen en buen estado morfológico un gran tiempo. Dentro de las desventajas, a nivel técnico, si el laboratorista toma mucho tiempo para visualizar la lámina bajo el microscopio, la sal se cristaliza en la laminilla, lo que disminuye la confiabilidad diagnóstica tanto cualitativa como cuantitativamente. La técnica también se restringe en tiempo para la visualización de ooquistes de *Cystoisospora* spp. pues, a mayor tiempo, los ooquistes van dañando su morfología rápidamente (Figura 27).

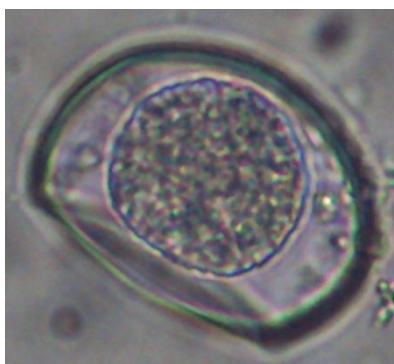


Figura 27. Ooquiste de *Cystoisospora* spp. Morfología alterada debido a la acción de la sal.

En lo que corresponde a la técnica de centrifugación-flotación en sulfato de zinc, aunque detecta menor número de animales positivos comparada con la prueba que usa solución salina saturada, el número de huevos, en el caso de *Toxocara canis* es mucho más alto. Además, fue la única técnica que detectó huevos de céstodos. La desventaja más significativa tiene que ver con la deformación de huevos a medida que pasa más tiempo en la lámina.

La técnica de formol-éter es la que presenta mayor desventaja. El poder de detección de positivos es mucho menor, los campos a observar en las láminas, como aparece en la figura 28, poseen mucho material y detritos lo que entorpece la visualización clara del huevo y, para el diagnóstico de ooquistes de *Cystoisospora* spp., es bastante dificultoso, pues no son fáciles de encontrar. Sin embargo, las muestras positivas, mediante esta técnica, se pueden mantener refrigeradas por mucho tiempo y mantiene los huevos de helminto en buen estado.



Figura 28. Huevo de *Toxocara canis* de una muestra procesada mediante la técnica de formol-éter.

Para la comparación estadística de las pruebas. En primera instancia, se realizó el análisis de clases latentes en ausencia de un estándar de oro utilizando el programa TAGS[®]. Donde el número de test a evaluar fue de 3, se tomó una población con estado de infección desconocido, y no se incluyó población de referencia. El modelo se corrió con 7 grados de libertad, asumiendo una prevalencia del 10%, 95% de especificidad y una sensibilidad del 80%. Los datos arrojados por el programa se plasman en la tabla 20.

Tabla 20. Tabla de contingencia para el análisis de clases latentes; Tabulación de los resultados dicotomizados para las tres técnicas usando 152 muestras de materia fecal. La segunda parte de la tabla muestra el porcentaje de sensibilidad y especificidad de cada técnica para los diferentes tipos de parásitos.

Flotación en solución salina/Flotación en sulfato de zinc/Técnica de formol-éter								
Parásito	-,-,-	+,-,-	-,+,-	+,+,-	-,-,+	+,-,+	-,+,+	+,+,+
<i>Toxocara canis</i>	115	6	3	11	0	0	0	17
Ancylostomidae	144	1	0	3	0	0	0	4
<i>Cystoisospora canis</i>	144	1	0	1	0	0	0	6
<i>Cystoisospora ohioensis</i>	136	3	0	2	0	1	1	9

Parásito	Prevalencia (%)	Sensibilidad (%)			Especificidad (%)		
		Flot. Solución salina	Flot. Sulfato Zinc	Formol-éter	Flot. Solución salina	Flot. Sulfato Zinc	Formol-éter
<i>Toxocara canis</i>	18	100	100	61	95	97	100
Ancylostomidae	0,4	100	100	57	99	100	100
<i>Cystoisospora canis</i>	0,4	100	100	86	99	100	100
<i>Cystoisospora ohioensis</i>	0,8	92	91	83	98	100	100

Para la evaluación de las técnicas, solo fueron utilizados los 4 parásitos que mostraron alto porcentaje de ocurrencia. Aquí, la capacidad de la técnica de centrifugación flotación en solución salina saturada y en solución sulfato de zinc, para diagnosticar como casos positivos a los casos realmente enfermos fue del 100% para *T. canis*, Ancylostomidae y *C. canis*. No obstante, para *C. ohioensis*, la técnica en solución salina presenta mayor sensibilidad (92%).

La capacidad para detectar casos negativos en los casos que están realmente sanos, varía del 95% al 99% en el caso de la flotación en solución salina y entre el 97% y 100% en el caso de la flotación en sulfato de zinc.

La técnica de formol éter mostró una menor sensibilidad aunque su especificidad fue del 100% para todos los grupos parasitarios.

Vale la pena aclarar, que el software utilizado, no toma como válidos valores iguales a 0 pues no tienen la capacidad de brindar información complementaria cuando las pruebas violan el supuesto de independencia condicional. Por tal motivo, los datos arriba mencionados, podrían no ser reales. Es por esto, que para complementar la información, se realizó la tabla 21.

Se estableció el porcentaje de animales positivos con las dos técnicas como el estándar de oro y se comparó frente a las pruebas de flotación en solución salina saturada y sulfato de zinc. La técnica de formol éter no se incluyó debido a la baja capacidad que tiene para detectar parásitos.

Tabla 21. Sensibilidad, especificidad y otros parámetros de evaluación de pruebas diagnósticas para detectar huevos y ooquistes en heces de caninos, tomando como estándar de oro la positividad parasitaria de la población.

Parámetro	Flotación con solución salina saturada				Flotación con solución sulfato de zinc			
	<i>T. canis</i>	Ancylostomidae	<i>C. canis</i>	<i>C. ohioensis</i>	<i>T. canis</i>	Ancylostomidae	<i>C. canis</i>	<i>C. ohioensis</i>
Sensibilidad (%)	91,9 (83,1-100,7)	100 (100-100)	100 (100-100)	93,8 (81,9-105,6)	83,8 (71,9-95,7)	87,5 (64,6-110,4)	87,5 (64,6-110,4)	75 (53,8-96,2)
Especificidad (%)	100 (100-100)	100 (100-100)	100 (100-100)	100 (100-100)	100 (100-100)	100 (100-100)	100 (100-100)	100 (100-100)
Valor predictivo positivo (%)	100 (100-100)	100 (100-100)	100 (100-100)	100 (100-100)	100 (100-100)	100 (100-100)	100 (100-100)	100 (100-100)
Valor predictivo negativo (%)	97,5 (94,6-100,3)	100 (100-100)	100 (100-100)	99,3 (97,8-100,7)	95 (91,2-98,9)	99,3 (98-100,7)	99,3 (98-100,7)	97,1 (94,4-99,9)
Prevalencia Real (%)	24,3 (17,5-31,2)	5,3 (1,7-8,8)	5,3 (1,7-8,8)	10,5 (5,6-15,4)	24,3 (17,5-31,2)	5,3 (1,7-8,8)	5,3 (1,7-8,8)	10,5 (5,6-15,4)
Prevalencia aparente (%)	22,4 (15,7-29)	5,3 (1,7-8,8)	5,3 (1,7-8,8)	9,9 (5,1-14,6)	20,4 (14-26,8)	4,6 (1,3-7,9)	4,6 (1,3-7,9)	7,9 (3,6-12,2)
J de Youden (%)	91,9 (83,1-100,7)	100 (100-100)	100 (100-100)	93,8 (81,9-105,6)	83,8 (71,9-95,7)	87,5 (64,6-110,4)	87,5 (64,6-110,4)	75 (53,8-96,2)
Fiabilidad (%)	98 (95,8-100,2)	100 (100-100)	100 (100-100)	99,3 (98,1-100,6)	96,1 (93-99,1)	99,3 (98,1-100,6)	99,3 (98,1-100,6)	97,4 (94,8-99,9)

La prueba en solución salina, mostro una capacidad para diagnosticar correctamente toxocariosis de 91,9%, *C. ohioensis* un 93,8% y Anquilostomosis e infecciones por *C. canis* en el 100% de los casos. En cambio, la flotación en sulfato de zinc mostro una menor capacidad con un porcentaje del 83,8 para *T. canis*, 75% para *C. ohioensis* y 87,5% para el resto de parásitos detectados.

La posibilidad de que se clasifiquen correctamente individuos sanos es de un 100% para las dos técnicas.

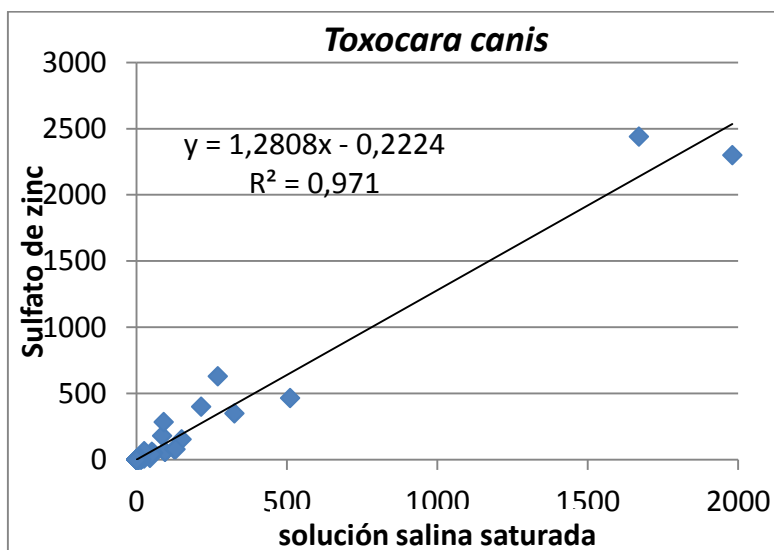


Figura 29. Diagrama de dispersión recta de regresión y ajuste. Cantidad de huevos de *Toxocara canis* que detecta la solución salina comparada con la de sulfato de zinc.

La probabilidad de que un animal tenga alguna clase de parasitosis si se obtiene un resultado positivo con la prueba de flotación en solución salina y en sulfato de zinc es de 100%.

La probabilidad de que un animal haya presentado un resultado negativo, y realmente se encuentre sano es de 97,5% para *T. canis*, 99,3% para *C. ohioensis* y 100% para los demás parásitos si se diagnostican con flotación en solución salina. Si usa la prueba de flotación en sulfato de zinc, la probabilidad para *T. canis* es del 95%, 99,3% para Ancylostomidae y *C. canis* y un 97,1% para *C.ohioensis*.

La prevalencia aparente es decir la proporción de animales positivos a la prueba diagnóstica con solución salina osciló entre el 5,5% hasta el 22,4% dependiendo el tipo de parásito. Con el sulfato de zinc como solución de flotación, los valores van desde el 4,6% hasta el 20,4%.

La prevalencia real de parasitosis en el total de las muestras analizadas, estimada con el número de animales diagnosticados positivos, sin importar la técnica usada fue del 5,3% al 24%.

La determinación de la eficacia de cada prueba también se analizó por medio de gráficas de dispersión (figuras 29 a 32). En las cuales el eje vertical muestra los huevos por gramo (h.p.g) recuperados empleando la solución sulfato de zinc, y en el horizontal el contenido de huevos por gramo utilizando la solución salina saturada. Su relación se analiza mediante la recta de regresión, y el coeficiente de determinación R^2 . La recta de regresión permite observar en términos generales la relación entre la cantidad de huevos que detecta la solución salina y el número de huevos por gramo (h.p.g) que flotaron en el sulfato de zinc.

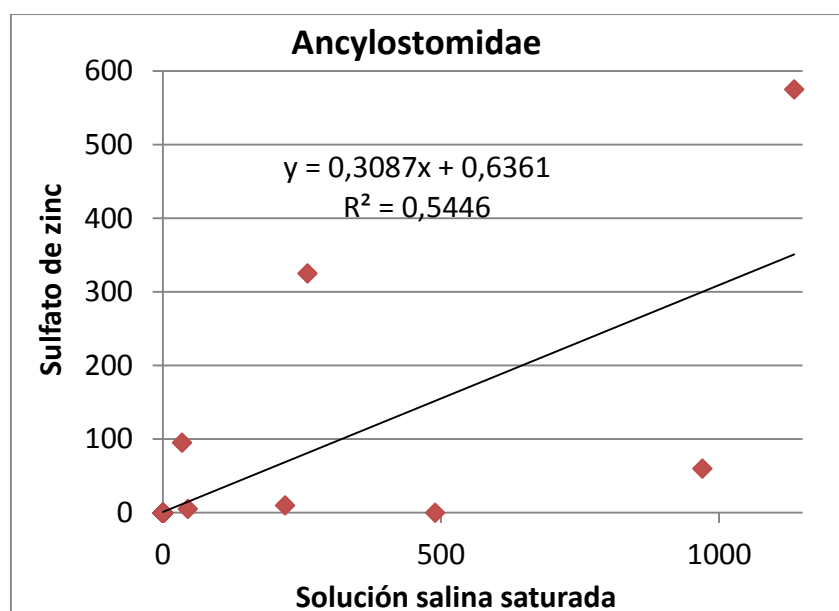


Figura 30. Diagrama de dispersión recta de regresión y ajuste. Cantidad de huevos de Ancylostomidae que detecta la solución salina comparada con la de sulfato de zinc.

La técnica con sulfato de zinc detecta 1,28 huevos más de *T. canis* frente a al uso de solución salina saturada (Figura 29). La pendiente de la recta también indica que cuando la solución salina detecta 465 huevos, en el sulfato de zinc flotan 510 (h.p.g).

El coeficiente de R^2 nos permite indicar los pronósticos sobre el número de huevos que se van a recuperar con cada una de las pruebas; en el caso de *T. canis* da un valor de 97% de certeza sobre la cantidad de huevos que se pueden recuperar mientras que para *Ancylostoma* y *C. ohioensis* muestran un nivel bajo de 54% y 44% respectivamente y *C. canis* indica un valor de 97%.

Para el diagnóstico de *Ancylostoma*, si una muestra contiene 500 huevos detectados mediante solución salina, se podrían detectar hasta 150 usando sulfato de zinc (Figura 30). De otro modo, el sulfato de zinc detecta 0,3 huevos por cada huevo de solución salina.

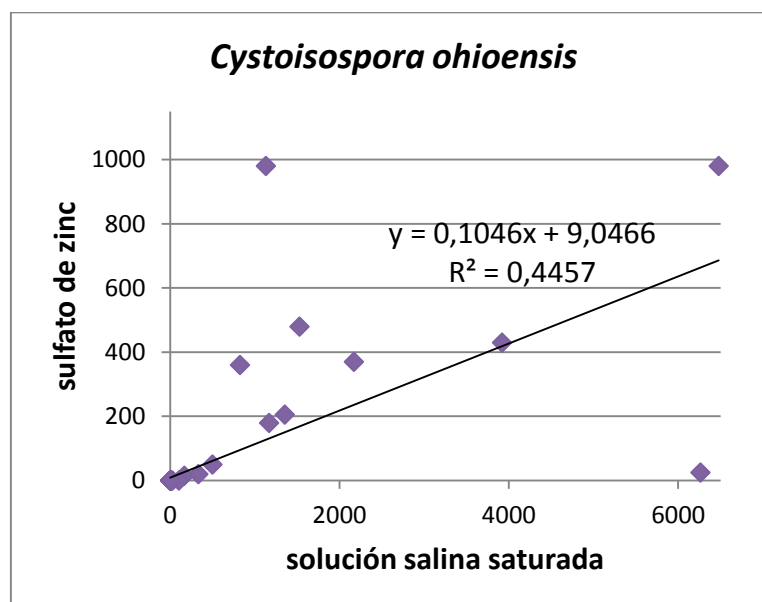


Figura 31. Diagrama de dispersión recta de regresión y ajuste. Cantidad de ooquistes de *Cystoisospora ohioensis* que detecta la solución salina comparada con la de sulfato de zinc.

Para *C. ohioensis*, si la solución salina permite flotar 2000 ooquistes, la solución salina la cantidad disminuye a 220 (Figura 31). Es decir que, la solución salina detecta 10 veces más la presencia de este protozoario. Sin embargo, el ajuste de la curva es bajo.

Por cada ooquiste de *C. canis* que flote con la solución salina, el sulfato de zinc detecta 0,27; se puede decir que el sulfato de zinc detecta casi el 30% de los ooquistes que contiene una muestra realmente (Figura 32).

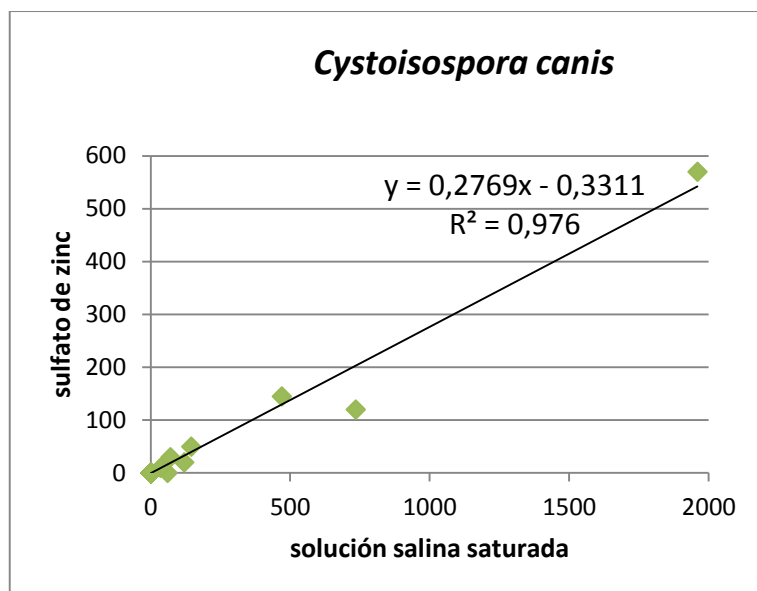


Figura 32. Diagrama de dispersión recta de regresión y ajuste. Cantidad de ooquistes de *Cystoisospora canis* que detecta la solución salina comparada con la de sulfato de zinc.

DISCUSION

Las subpoblaciones caninas trabajadas en este estudio y el tamaño de muestra utilizado fueron seleccionadas por conveniencia, los parámetros que se tuvieron en cuenta en el caso de las tiendas de mascotas fueron el conglomerado y los antecedentes de los establecimientos de ese sector y la cooperación de los propietarios. La selección de los criaderos fue basada en la voluntad de los propietarios por participar en el estudio y las casas del barrio El Codito se escogieron por ser un área de bajos recursos económicos, con pobre asistencia veterinaria y, también la voluntad de los tenedores por participar. Esta investigación aplicó un esquema para detección de enfermedad teniendo en cuenta un nivel de confianza del 95% y una prevalencia mínima esperada del 10%; así pues, que si un animal resulta positivo o excreta huevos u ooquistes de parásitos, la prevalencia en esa población es superior al 10%. Las investigaciones concernientes a parásitos intestinales de perros hechas en Colombia, se remontan desde 1990 donde Agudelo y colaboradores estudiaron, mediante un muestreo aleatorio, la presencia de anticuerpos de *T. canis* en personas de un sector de bajos recursos de la ciudad de Bogotá y de huevos en materia fecal de caninos. Existen otros estudios hechos en cinco municipios del Huila (Abril y Penagos, 2004) donde aplicaron un estudio observacional de corte transversal en 610 caninos con propietario, en Popayán (Vásquez *et al.*, 2004) estudiaron 372 caninos con propietario de áreas urbanas de la ciudad y tomaron un 50% de prevalencia mínima esperada para toxocariosis, en Quindío (Giraldo, García y Castaño, 2005) se realizó un estudio prospectivo de tipo descriptivo que usó un muestreo probabilístico aleatorio estratificado con un estimativo de prevalencia del 45% en 324 caninos con dueño y en Antioquia que, mediante un estudio descriptivo, informaron el nivel de parasitismo en 179 caninos con dueño. (Caraballo, Jaramillo y Loaiza, 2007). Pero, aparte de esto, no existe en el país un estudio de ocurrencia que involucre criaderos ni tiendas de mascotas de Bogotá u otros lugares de Colombia. Aunque todas comprendieron perros con dueño, excepto por el estudio hecho en 1990, ninguna menciona haber incluido perros con propietario de sectores de bajos recursos económicos y/o del barrio El Codito.

En el presente estudio se recolectaron en total 152 muestras de materia fecal canina; 37 de El Codito, 59 de criaderos y 56 de tiendas de mascotas (tabla 2). De forma global, en el 38% de las muestras se demostró la excreción de huevos u ooquistes de parásitos. Estos datos son confrontados con los obtenidos en estudios realizados en otras ciudades de América. En Brasil, Katagiri & Oliveira-Sequeira (2008) reportaron una prevalencia general del 54,3% y en Estados Unidos el porcentaje de infección fue del 12,5% (Little *et al.*, 2009). A nivel colombiano el porcentaje de positividad varía entre el 22,2% y el 67,9% (Vásquez *et al.*, 2004; Giraldo, García y Castaño, 2005; Caraballo, Jaramillo y Loaiza, 2007). Los niveles de infección encontrados en las subpoblaciones de esta investigación comparados con los datos de Estados Unidos evidencian claramente que en Colombia el parasitismo intestinal en perros es mucho más alto. Sin embargo, si comparamos con Brasil, la ocurrencia parasitaria es menor en nuestro país. Los resultados encontrados en Colombia, se asemejan a los encontrados en este estudio y se encuentran dentro de los rangos reportados.

Los porcentajes de excreción de los parásitos diagnosticados fueron discriminados para cada subpoblación (tabla 2). En los perros del barrio El Codito, el nivel de excreción fue de

32%; en estudios similares hechos en otros países en áreas urbanas y a perros con propietario, la prevalencia osciló entre el 19% y el 64,4% (Rubel *et al.*, 2003; Gorman *et al.*, 2006; Degefu, Tefera & Yohannes, 2011). En el contexto colombiano, la ocurrencia ha oscilado entre el 22,2% y el 67,9% (Abril y Penagos, 2004; Giraldo *et al.*, 2005 y Caraballo *et al.*, 2007). Un estudio realizado en diferentes estratos socioeconómicos en Bolivia, demostró un 27,2% de presentación parasitaria en estrato bajo, sin diferenciar significativamente de los demás niveles socioeconómicos (Loza, Gonzales y Marín, 2006). Los criaderos exhibieron una ocurrencia general del 39%. En investigaciones similares, la ocurrencia parasitaria varía entre el 32% y 36,5% (Bugg *et al.*, 1999 y Gonçalves *et al.*, 2007). Hammes *et al.* (2007) comenta que la presentación parasitaria en criaderos es mayor cuando hay más de un animal por cada canil. Lo que ocurre en este estudio. En las tiendas de mascotas, la prevalencia general fue del 41%. Cifras afines de prevalencia general fueron reportadas por Bugg, *et al.* (1999), Itoh *et al.* (2011) y Uehlinger *et al.* (2013), éstas varían entre el 33% y el 78%. Los porcentajes reportados en las tres subpoblaciones son acordes a los mencionados en investigaciones nacionales e internacionales. No obstante, vale la pena destacar que en Colombia, a conocimiento del investigador, no se han realizado reportes de estudios hechos en criaderos y tiendas de mascotas, lo que constituye a este proyecto como el primero en el país que involucra las subpoblaciones empleadas.

En cada subpoblación se realizó una aproximación de prevalencia de cada parásito (tabla 12). En el caso de *Toxocara canis* la prevalencia estimada en El Codito fue de 27% (LC 12,7%-41,3%). En Buenos Aires, en animales que viven en zonas de bajo nivel socioeconómico, la prevalencia de *T. canis* fue menor (19%) que la hallada en el presente (Rubel *et al.*, 2003). Sin embargo, este dato es idéntico al encontrado en Bolivia en un estudio hecho en diferentes niveles socioeconómicos, los perros que vivían en estrato bajo presentaron una prevalencia del 27% (Loza, Gonzales y Marín, 2006). En Colombia, el dato reportado en 1990 por Agudelo *et al.* fue de 43,6% también en perros de un sector pobre de la ciudad. En criaderos la prevalencia estimada arrojó un 20% (10%-30,6%); la investigación de Overgaauw *et al.* (1998), hecha en criaderos en Países Bajos, también coincide con la alta frecuencia de *T. canis* (48%). Por último, la prevalencia estimada para *T. canis* en tiendas de mascotas fue del 26% (LC 15,2%-38,4%); Estudios recientes demuestran menor porcentaje de prevalencia en tiendas de mascotas. Itoh *et al.* (2011) que incluyeron tiendas de mascotas en Japón y Uehlinger *et al.* (2013) en tiendas de Canadá, reportaron una prevalencia del 1,8% y 14% respectivamente. En Colombia, no existen datos de ocurrencia o prevalencia en tiendas de mascotas ni criaderos de caninos. Sin embargo, *T. canis* es uno de los parásitos con mayor presentación en el país a través del tiempo y los resultados son muy similares a los encontrados en estudios extranjeros. Aunque para el estudio hecho en Bogotá, existen 13 años de diferencia entre este y el estudio comparado. Este mismo fenómeno es evidenciado para los criaderos; *T. canis* tiene alto porcentaje de presentación. En tiendas de mascotas, la presente investigación exhibe porcentajes más altos comparados con estudios de otros países.

El segundo lugar en porcentaje de excreción se atribuye a *Cystoisospora* spp. (tabla 12). *Cystoisospora ohioensis* no fue hallada en el barrio El Codito, en criaderos se encontró en un 10% (LC 2,5%-17,9%) y la prevalencia estimada en tiendas de mascotas fue de 18% (7,8%-27,9%). *Cystoisospora canis* se encontró en el barrio El Codito en el 3% (LC 0,0%-7,9%) de la población, en criaderos en un 7% (0,4%-13,2%) y en tiendas de mascotas en un 5% (LC

0,0%-11,3%). En Chile, la prevalencia encontrada en perros con propietario fueron para *C. canis* 1,4% y para *C. ohioensis* 0,3% (Gorman *et al.*, 2006). Así mismo, estudios de Colombia reportan la ocurrencia de *Cystoisospora* spp. en un 6,41% (Caraballo, Jaramillo y Loaiza, 2007). En criaderos de Brasil, Gonçalves *et al.* (2007) reportan un porcentaje de infección por *Cystoisospora* spp. del 7,7% y en un estudio hecho en México, la prevalencia fue del 21% (Jiménez *et al.*, 2010). En tiendas de mascotas, los porcentajes reportados en otros países oscilan entre el 11,4% y el 49% (Itoh *et al.*, 2011; Uehlinger *et al.*, 2013). Vale la pena mencionar que en muy pocos estudios se discrimina la especie de *Cystoisospora* y la presente investigación se posiciona como la primera en el país en reportar este tipo de coccidia con la nueva nomenclatura (Anterior: *Isospora*) y además, la primera en reportar especies diferentes de *Cystoisospora*. *C. ohioensis* demostró porcentajes de excreción más altos que *C. canis*. El hecho de que esta coccidia haya sido encontrada en tiendas de mascotas y criaderos y en el codito no se encuentre o tenga un porcentaje bajo, puede ser debida al amplio uso de antihelmínticos en estas subpoblaciones.

El siguiente parásito encontrado fueron huevos de la familia Ancylostomidae (tabla 12). El porcentaje de excreción en el barrio El Codito fue del 8% (LC 0,0%-16,9%), en criaderos 5% (LC 0,0%-10,7%) y en tiendas de mascotas 4% (LC 0,0%-8,4%). Estudios similares reportaron una prevalencia del 2,3% (Little *et al.*, 2009) y el 5,3% (Gorman *et al.*, 2006) en perros con propietario; algunas de las investigaciones que se han hecho en Colombia reportan que *Ancylostoma* spp. es el parásito más frecuente en los caninos estudiados pues tienen un porcentaje de infección del 13,9% (Giraldo, García y Castaño, 2005), 30,4% (Caraballo, Jaramillo y Loaiza, 2007) y 86,8% (Abril y Penagos, 2004). La prevalencia reportada en otros países fue del 18% en criaderos (Gonçalves *et al.*, 2007) y del 0,1% en tiendas de mascotas (Itoh *et al.*, 2011). Excepto para los criaderos, los porcentajes de excreción reportados en esta investigación son mayores comparados con los resultados de otros países. Sin embargo, a nivel nacional, se mencionan porcentajes mucho más altos que los diagnosticados en este estudio.

El porcentaje de infección de *Toxascaris leonina* fue del 3% (0,0%-8,0%) y de las tres subpoblaciones, solo fue hallado en un criadero. Al comparar este porcentaje con el encontrado en otros criaderos, es de rescatar que se reporta en muy pocos estudios e incluso se reportan prevalencias del 0% (Overgaauw & Boersema, 1998). Además, muchos informan sobre la presencia de Ascaridae (Gonçalves *et al.*, 2007) y no discriminan el género parasitario como tal. Es importante anotar que posiblemente este es el primer reporte de *Toxascaris leonina* en Colombia. El huevo fue diagnosticado porque a nivel microscópico se observó un huevo diferente al de *T. canis*, casi esférico a levemente ovalado, con cápsula gruesa, lisa y sin cola y el contenido era granular y marrón amarillento, no segmentado y ocupa solo parte de la cápsula.

El parásito que tuvo menor porcentaje de excreción fue el céstodo *Dipylidium caninum* encontrado en el 2,7% (0,0%-7,9%) de los perros del barrio El Codito. Investigaciones internacionales lo reportan con un porcentaje del 1,7% (Loza, Gonzales y Marín, 2006) y 2,4% (Katagiri & Oliveira-Sequeira, 2008). En Colombia, la prevalencia reportada ha sido del 1,7% (Caraballo, Jaramillo y Loaiza, 2007) y el 3% (Abril y Penagos, 2004). Es de rescatar que el nivel de excreción de huevos de *D. caninum* puede ser subestimado, pues rara vez se

encuentran en heces frescas debido a que los paquetes de huevos son expulsados hacia el exterior del animal dentro de proglótidos maduros.

Los criaderos mostraron alto porcentaje de presentación de nemátodos geohelminetos, y fue la única subpoblación que reporto *T. leonina*. Esto puede ser debido a las condiciones de las instalaciones, pues la mayoría de criaderos contaban con zonas verdes donde los perros salían en horas específicas del día a hacer sus necesidades fisiológicas y esto aumenta la constante contaminación de los suelos constituyéndolos como una fuente potencial de infección (Mizgajska, 2001). La prevalencia parasitaria en criaderos depende de diversos factores incluyendo el área geográfica del criadero, número de animales que comparten el mismo espacio, y el más importante, las condiciones sanitarias en las que viven los perros (Jimenez *et al.*, 2010).

El hacinamiento y la falta de un buen saneamiento en las tiendas están asociados con la alta prevalencia de protozoarios, debido a los efectos inmunosupresores del estrés, contacto directo con muchos otros animales y sus heces y la contaminación ambiental (Itoh *et al.*, 2011 y Uehlinger *et al.*, 2013).

Se realizaron inferencias entre la edad, el sexo y la raza de los animales muestreados en el barrio El Codito (tabla 5). La influencia de la edad en esta subpoblación muestra una tendencia de mayor positividad en los animales menores de 3 meses (60%), y el número de animales parasitados disminuía con la edad. Martínez-Moreno *et al.* (2007) reportaron una situación similar, 74,7%-93,1% en perros menores de 4 meses. Esto se atribuye a que los cachorros tienen mayor riesgo de infección debido a la transmisión transplacentaria y transmamaria (Schantz, 1999) y a que la inmunidad específica usualmente es adquirida con la edad, probablemente como consecuencia de una o repetidas exposiciones (Ramírez *et al.*, 2004).

Sin embargo, al analizar la presentación del parásito por individual (tabla 7), excepto por *T. canis* (60% en menores de 3 meses) y *C. canis* (7,1% en edad de 1 a 3 años) el resto de parasitosis ocurrió principalmente en caninos mayores de tres años. Un hallazgo similar para Cystoisosporosis fue reportado anteriormente por Mirzaei (2010), pues las tasas de infección fueron mayores en animales menores de 1 año (27,7%) comparadas con las de los animales mayores (10%). Otros estudios reportan también la excreción parasitaria en animales adultos, por ejemplo la investigación realizada en el Huila donde el porcentaje de ocurrencia en animales de 2 a 4 años fue del 95,6% y en mayores de 4 años del 97,6%; de hecho, la tasa de infección aumentaba con la edad (Abril y Penagos, 2004). Blagburn *et al.* (1996) y Lee *et al.* (2010) afirman que aunque esta clase de parasitosis es más frecuente en animales jóvenes, los parásitos pueden infectar a animales de cualquier edad, sobre todo, según dice Fahrion *et al.*, (2008), si los animales son expuestos a un bajo número de fases infectivas. Las infecciones en cachorros se atribuyen, como se mencionó anteriormente, a la transmisión desde su madre. En adultos, las infecciones son debidas a la contaminación del ambiente con el parásito (Bowman, 2009). También se explica que la alta parasitosis en animales adultos se genera porque el parásito no genera una respuesta inmune suficiente (Fontanarrosa, Vezzani, Basabe & Eiras, 2006).

La ocurrencia parasitaria entre las razas no es, en términos estadísticos, significativamente diferente (tabla 7). Sin embargo, *T. canis* y Ancylostomidae mostraron mayores porcentajes

en animales mixtos o criollos, 35,3% para *T. canis* y 11,8% para Ancylostomidae en animales criollos comparado con 20% y 5% respectivamente en los perros de raza pura. Oliveira-Sequeira *et al.* (2002) concuerdan con el hallazgo, la prevalencia fue mayor en animales que no tienen raza definida. En Colombia, en Huila, los mestizos representaron 82,4%-96,5% de la población positiva (Abril y Penagos, 2004). Es por esto que el autor concuerda con Oliveira-Sequeira *et al.* (2002) cuando discute que los perros de raza definida tienen mayor atención por parte de sus propietarios lo que conlleva a un mejor manejo profiláctico; pues aunque en este estudio las diferencias entre los perros de raza pura y mixta no pueden ser atribuidas al acceso a la salud o al estatus social del propietario debido a que todas las muestras fueron tomadas en un solo nivel socioeconómico, los perros de raza implicaban visita al veterinario con mayor frecuencia pues en su mayoría eran razas que necesitaban ser peluqueadas.

En lo que concierne al sexo (tabla 7), en este estudio se presentó mayor parasitismo por *T. canis* en machos (27,8%) que en hembras (26%) y por Anquilostómidos fue más alto en hembras (11%) que en machos (5,6%). En otros estudios, se presenta una condición similar a la de esta investigación, pues existe gran variación de los resultados. Schantz & Glickman, 1983; Oliveira-Sequeira *et al.*, 2002 y Fontanarrosa *et al.*, 2006 demuestran una mayor ocurrencia de parasitismo intestinal en machos. Caso contrario, se muestra en el estudio hecho por Rubel *et al.*, 2003; aquí las hembras presentan mayor positividad (29%) que los machos (14%), esto también es visto en un estudio sobre *Toxocara*, las hembras presentaban mayor porcentaje de huevos (35,9%) que los machos (31,2%) (Habluetzel *et al.*, 2003). Sin embargo en ninguno de estos artículos se discute la razón por la cual la parasitosis es relacionada con el sexo del animal. En esta investigación no se considera adecuado asumir alguna razón por la cual se presenta esta condición, pues solo se hizo inferencia en una subpoblación con un número mínimo de animales positivos (12).

En esta investigación se comprobó claramente que hay relativamente alto porcentaje de infección parasitaria en la población canina de la ciudad y que esto puede constituir serios problemas en la salud pública debido a la alta ocurrencia de helmintos con potencial zoonótico.

Uno de los objetivos de este estudio fue analizar los factores de riesgo y razón de probabilidades que influyen en la ocurrencia parasitaria en caninos. Es importante anotar que ninguno de los factores evaluados ninguno de los factores tuvo valores y límites de confianza significativos. Sin embargo, se va a discutir los factores cuyo OR es mayor a 1,5 que se consideran son los más significativas y brindan información sobre tendencias.

Los hogares del Codito que poseen otras especies de animales, presentaron mayor riesgo (OR 2,1) y ocurrencia parasitaria (41,2%) comparados con los lugares que no las poseían (tabla 14). En un estudio hecho en Finlandia, se observó la misma tendencia, 9,1% para los lugares que tenían otra especie animal, contra un 3,6% para los que no (Pullola *et al.*, 2006). El riesgo de infección aumenta debido a los diferentes parásitos que se pueden transmitir de una especie a otra.

En El Codito, las casas donde solamente tenían un perro exhibieron mayor positividad parasitaria (44%) que las que tenían más de un animal (tabla 4 y tabla 14) y el riesgo de infección parasitaria era de 1,5 veces mayor. Caso similar ocurrió en Argentina, donde los

animales de las casas de un sector de bajo nivel socioeconómico que tenían un perro mostraron mayor positividad (25%) que las que tenían 2 o más perros (16%) (Rubel *et al.*, 2003). Por otro lado, en otro estudio hecho en Brasil, las casas que tenían uno o más perros presentaron prevalencias similares, excepto para *Ancylostoma* que se presentó con mayor frecuencia en casas donde tenían más de un perro (26,3%) (Katagiri & Oliveira-Sequeira, 2007). Además, Traub *et al.* (2009) afirman que al habitar más de 4 perros existe mayor riesgo de que ocurra zoonosis parasitaria. Esto puede ser explicado porque al aumentar el número de animales por casa, aumentan las posibilidades de infección en uno de ellos, lo que contribuye a la transmisión hacia los otros perros y hacia las personas.

En esta subpoblación se destaca el alto número de niños en casa (tabla 13), esto se menciona debido a que los niños son una población susceptible a las zoonosis debido a que su sistema inmune aún se encuentra inmaduro y además, al tener un contacto más estrecho con sus mascotas y a su tendencia a la geofagia. El riesgo de infección en los niños también puede ser explicado por su comportamiento, ya que los pequeños juegan más a menudo y tienen un contacto más cercano con suelos y prados contaminados y con frecuencia, ponen sus dedos en la boca e incluso comen tierra.

En cuanto a los criaderos, los establecimientos, donde se han confirmado animales enfermos por parásitos intestinales presentaron mayor número de animales infectados (43,6%) comparado con los que no lo han presentado o diagnosticado (35,7%) por lo tanto el riesgo es mayor en lugares cuyos animales se han enfermado por parásitos intestinales (OR 1,80) (tabla 16). En otros estudios, el porcentaje de enfermedad en animales que han estado enfermos es más alto (41,3%) que el de los que no han presentado síntomas de enfermedad (35,6%) (Vásquez *et al.*, 2004) y el riesgo de estar infectado es tres veces mayor en los caninos que presentan diarrea, lo cual hace que esta condición clínica se constituya en un indicador de infección (Rodríguez *et al.*, 2009). La razón de estos datos es clara debido a que los animales que han estado enfermos, pueden recurrir a la presentación de la patología, debido, puede ser al inefectivo tratamiento antihelmíntico empleado en estos animales.

Stull *et al.* (2007) en una investigación hecha sobre los protocolos de desparasitación en pequeños animales, afirmaron que los cachorros desparasitados antes de las tres semanas de edad, presentaban mayor prevalencia parasitaria comparada con la de los animales de más de tres semanas. En el presente estudio, difirieron los datos, pues cuando los animales son desparasitados en sus primeros 20 días de edad, tienen menor posibilidad de enfermarse por parásitos intestinales. Sin embargo, los protocolos de desparasitación de perros jóvenes y adultos, no están bien definidos, e incluyen profilaxis periódica o tratamientos basados en exámenes de materia fecal (Stull *et al.*, 2007).

Sin embargo, otros autores (Bajer, Bednarska & Rodo, 2011) encontraron que los protocolos de desparasitación no influían sobre la prevalencia general parasitaria. Pero recomiendan que un tratamiento antihelmíntico apropiado y efectivo ayuda a mantener los perros con buena salud, libres de parásitos intestinales y ayuda a reducir los riesgos en salud de sus propietarios y otras personas.

En tiendas de mascotas es imposible discutir alguno de los factores estudiados debido a que ninguno tuvo la razón de probabilidades mayor a 1,5 (tabla 18). Esto se puede atribuir al muy bajo número de población encuestada.

Buscando determinar el conocimiento de las personas sobre las enfermedades parasitarias de los perros, formas de infección, parásitos trasmisibles de los animales al hombre, vías de transmisión y métodos de prevención para establecer las posibles causas de permanencia de zoonosis parasitaria como problema zoonosario, es que se encuestó sobre este hecho.

Las personas del Codito, en su mayoría no conocen si existe algún parásito del perro que infecte al hombre y en porcentajes la ocurrencia parasitaria de los perros pertenecientes a estas desinformadas personas es del de 36,7% (tabla 13). Estas cifras son comparadas con las del estudio hecho por Loza, Gonzales y Marin (2006) pues reporta mayor porcentaje de presentación en personas que conocen el tema (31,96%) que los que no tienen idea (28,3%). Bugg *et al.* (1999), considera que una de las mayores razones que reducen la ocurrencia parasitaria, es la creciente conciencia de los tenedores de mascotas, acerca de los parásitos y métodos para controlarlos.

Aunque el control efectivo de las parasitosis depende del conocimiento detallado de los ciclos de vida y del rol que los humanos juegan en los ciclos de trasmisión, muchas de las medidas preventivas en el control de las enfermedades zoonóticas por parásitos como la disposición adecuada de las heces, lavado de manos después de manipular a la mascota y su materia fecal, la disminución de la pica, entre otros, pueden romper la ruta oral-fecal. Por esto es de vital importancia la educación constante de los propietarios de mascotas, sobre todo por parte de los médicos veterinarios. También, es adecuado recomendar realizar análisis fecal en búsqueda de huevos u ooquistes de parásitos, y establecer un adecuado tratamiento antihelmíntico.

Diferentes procedimientos y técnicas pueden ser empleados para recuperar huevos de helmintos y ooquistes de protozoarios, cada una tiene sus propias ventajas y limitaciones. La técnica de centrifugación-flotación en solución salina saturada mostró ser la más específica en detección parasitaria tanto a nivel cualitativo como cuantitativo, con ventajas muy por encima a las que tiene la técnica de formol éter. Esto también es puntualizado por Katagiri & Oliveira-Sequeira (2010) donde este método fue capaz de detectar un mayor número de animales infectados. Además la sensibilidad de la técnica que reportaron fue del 91 al 95% dependiendo del parásito evaluado. En el presente, la sensibilidad osciló entre el 92% y 100% dependiendo del parásito diagnosticado (tabla 21).

Cuando se empleó solución salina, el conteo de huevos de *Toxocara canis* era mayor que el del resto de las pruebas. Sin embargo no se analizó si se presentaban diferencias significativas entre las técnicas y el hallazgo para *Toxocara* puede coincidir con la alta ocurrencia de perros infectados.

La flotación fecal ha sido usada rutinariamente para diagnosticar la mayoría de parásitos gastrointestinales (Dryden *et al.*, 2005). Esta técnica tiene la ventaja que recupera huevos de parásitos, quistes y ooquistes, basada en la diferencia en la gravedad específica de los huevos, desechos fecales y de la solución de flotación, lo que facilita su identificación (Katagiri & Oliveira-Sequeira, 2010).

El método de centrifugación flotación, utilizando diferentes soluciones, reduce el tiempo para que los huevos y oquistes floten (Katagiri & Oliveira-Sequeira, 2010). Aunque Robertson *et al.* (2000) afirma que los huevos de tenia no flotan en esta prueba, en este estudio se pudo contradecir este hecho, al encontrar huevos de *Dipylidium caninum* usando el sulfato de zinc como solución de flotación.

El principal problema de la sedimentación es que la preparación contiene gran cantidad de desechos (Katagiri & Oliveira-Sequeira, 2010), esto fue comprobado cuando se usaba la técnica de formol-éter, donde lo que se analiza es el sedimento.

Aunque ambas pruebas posibilitan el diagnóstico positivo o negativo a parásitos gastrointestinales, se corroboró que la centrifugación-flotación (CF) en solución salina detecta mayor número de huevos, las pequeñas diferencias observadas en el presente estudio no permiten la sustitución de los otros métodos, ya que, como se mencionó antes, autores afirman que la CF es inadecuada para la detección de la mayoría de los céstodos.

Sin embargo, el uso de diferentes pruebas y el procedimiento para aplicarlas explica, en parte, las diferencias en las prevalencias observadas entre los estudios. La mayoría de las veces, la detección parasitaria no depende tanto de la técnica utilizada sino que estas se usen apropiadamente, con cantidad suficiente de heces y un manejo adecuado de la materia fecal (Robertson *et al.*, 2000).

Es por esto que algunos investigadores (García, 2001), y el autor de este proyecto recomiendan el uso de una o más técnicas diagnósticas ya que no existe una técnica que, por si sola, pueda identificar todos los parásitos en las muestras fecales (Oliveira-Sequeira *et al.*, 2002).

CONCLUSIONES

Se establecieron las parasitosis más comunes en los caninos estudiados. Los géneros parasitarios encontrados fueron *Toxocara canis*, Ancylostomidae, *Cystoisospora canis*, *Cystoisospora ohioensis*, *Toxascaris leonina* y *Dipylidium caninum*.

Toxocara canis fue el parásito con mayor porcentaje de excreción en las subpoblaciones involucradas.

Existe un alto nivel de excreción de ooquistes de *Cystoisospora* spp., sobre todo en tiendas de mascotas. Además, este se constituye como el primer estudio que discrimina los porcentajes de ocurrencia en las diferentes especies de *Cystoisospora* en el país.

Se reporta, por primera vez en el país, la presencia de *Toxascaris leonina* en caninos de Bogotá y de criaderos.

No existen factores de riesgo significativos que favorezcan la presentación de parasitismo intestinal en los caninos estudiados.

Al conocer las percepciones de los propietarios y/o tenedores, existe un déficit de información en cuanto a los parásitos de los caninos, formas de transmisión y participación del hombre en el ciclo parasitario. Esto fue más evidente en la subpoblación con mayor riesgo de exposición.

Fueron desarrolladas técnicas diagnósticas de protozoarios y helmintos y se concluye que no existe una técnica específica que detecte todos los grupos parasitarios. Para cada parásito existen unas técnicas más específicas que otras

La prueba de centrifugación-flotación en sulfato de zinc y en solución salina saturada resulta ser una prueba con buenos niveles de detección tanto de helmintos como de protozoarios

La solución salina saturada, aunque detecta mayor número de huevos que el sulfato de zinc, el tiempo de observación de las láminas es limitado por la formación rápida de cristales de sal y consecuente deformación y ruptura de huevos.

La técnica de formol-éter presenta bajo porcentaje de positividad y su precisión es interrogada debido a la gran cantidad de partículas presentes dificultando la lectura de la muestra.

La técnica de Mini-Baerman solo fue diagnóstica para larvas de *Ancylostoma caninum* en un caso.

Como sugerencia, a la hora del muestreo es necesario tener en cuenta con exactitud, todos los datos de la población estudiada. Esto para poder realizar inferencias entre sexo, edad, raza, entre otros.

Para la aplicación de técnicas, se recomienda tener control de calidad en la densidad específica de las soluciones de flotación empleadas. Para el caso de *Cryptosporidium* spp. es necesario hacer uso de técnicas más apropiadas como coloración de Ziehl-Neelsen.

Para el diagnóstico certero de ooquistes de protozoarios, se recomienda hacer uso de un micrómetro para realizar medición de los huevos y definir con exactitud el tipo de parasito observado. En caso de dudas, es recomendable acudir a personas expertas en el tema.

LISTADO DE REFERENCIAS

- Abel, J., Schares, G., Orzeszko, K., Gasser, R.B., & Ellis, J.T. (2006). *Hammondia* isolated from dogs and foxes are genetically distinct. *Parasitology*, 132, 187-192.
- Abere, T., Bogale, B. & Melaku, A. (2013). Gastrointestinal helminth parasites of pet and stray dogs as a potential risk for human health in Bahir Dar Town, north-western Ethiopia. *Veterinary World*, 6 (7), 388-392.
- Abril, A. & Penagos, J. (2004). *Determinación de parásitos gastrointestinales potencialmente zoonóticos en caninos de cinco municipios del departamento del Huila y riesgos para la salud pública*. Tesis de grado. Facultad de Medicina Veterinaria, Universidad de La Salle, Bogotá, Colombia.
- Abubucker, S., Martin, J., Yin, Y., Fulton, L., Yang, S., Hallsworth-Pepilin, K., Johnston, J., Hawdon, J., McCarter, J., Wilson, R. & Mitreva, M. (2008). The canine hookworm genome: Analysis and classification of *Ancylostoma caninum* survey sequences. *Molecular & Biochemical Parasitology*, 157, 187-192.
- Agudelo, C., Villareal, E., Caceres, E., Lopez, C., Eljach, J., Ramirez, N., Hernandez, C. & Corredor, A. (1990) *Human and dogs Toxocara canis infection in a poor neighborhood in Bogotá*. Memórias do Instituto Oswaldo Cruz, 85, 75-78.
- Alcaldía Mayor de Bogotá (2005). *Este domingo, jornada gratuita de vacunación canina*. Recuperado el 4 de Diciembre de 2012, del sitio web de la Alcaldía Mayor de Bogotá http://www.bogota.gov.co/portel/libreria/php/frame_detalle_w3c.php?patron=&h_id=921.
- Bahrami, A., Doosti, A., Nahravanian, H., Noorian, A. & Ahmadi, S. (2011). Epidemiological survey of gastro-intestinal parasites in stray dogs and cats. *Australian Journal of Basic and Applied Sciences*, 5, 1944-1948.
- Bajer, A., Bednarska, M. & Rodo, A. (2011). Risk factors and control of intestinal parasite infections in sled dogs in Poland. *Veterinary Parasitology*, 175, 343-350.
- Ballweber, L., Xiao, L., Bowman, D., Kahn, G. & Cama, V. (2010). Giardiasis in dogs and cats: update on epidemiology and public health significance. *Trends in Parasitology*, 26 (4), 180-189.
- Barutzki, D. & Schaper, R. (2003). Endoparasites in dogs and cats in Germany 1999-2002. *Parasitology Research*, 90, 148-150.
- Becker, A., Rohen, M., Epe, C. & Schnieder, T. (2012). Prevalence of endoparasites in stray and fostered dogs and cats in Northern Germany. *Parasitology Research*, 111, 849-857.

- Beiromvand, M., Akhlaghi, L., Fattahi, S., Meamar, R., Motevalian, A., Oormazdi, H. & Razmjou, E. (2013). Prevalence of zoonotic intestinal parasites in domestic and stray dogs in a rural area of Iran. *Preventive Veterinary Medicine*, 109, 162-167.
- Benavides, E. (2013). *Manual Ilustrado de Técnicas para el Diagnóstico de Endoparásitos de Importancia Veterinaria*. Universidad de La Salle: Bogotá.
- Blagburn, B., Lindsay, D., Vaughan, J., Rippey, N., Wright, J., Lynn, C., Kelch, W., Ritchie, G. & Hepler, D. (1996). Prevalence of canine parasites based on fecal flotation. *Compendium on Continuing Education for the Practicing Veterinarian*, 18, 483-509.
- Blagburn, B., Schenker, R., Gagne, F. & Drake, J. (2008). Prevalence of intestinal parasites in companion animals in Ontario and Quebec, Canada, during the winter months. *Veterinary Therapeutics*, 9 (3), 169-175.
- Blizzard, E., Davis, C., Henke, S., Long, D., Hall, C. & Yabsley, M. (2010). Distribution, prevalence, and genetic characterization of *Baylisascaris procyonis* in selected areas of Georgia. *The Journal of Parasitology*, 96, 1128-1133.
- Bogitsh, B., Carter, C. & Oeltmann, T. (2013). *Human Parasitology*. USA: Elsevier.
- Bowman, D. (2000). *Baylisascaris procyonis* in dogs. *Companion and Exotic Animal Parasitology*. Recuperado el 13 de Agosto de 2012 del sitio web del International Veterinary Information Service, www.ivis.org.
- Bowman, D. (2009). *Georgis' Parasitology for Veterinarians*. USA: Elsevier.
- Bowman, D., Montgomery, S., Zajac, A., Eberhard, M. & Kazacos, K. (2010). Hookworms of dogs and cats as agents of cutaneous larva migrans. *Trends in Parasitology*, 26, 162-167.
- Buehl, I.E., Prosl, H., Mundt, H., Tichy, A.G. & Joachim, A. (2006). Canine isosporosis – Epidemiology of field and experimental infections. *Journal of Veterinary Medicine*, 53, 482-487.
- Bugg, R., Robertson, I., Elliot, A. & Thompson, R. (1999). Gastrointestinal parasites of urban dogs in Perth, Western Australia. *Veterinary Journal*, 157 (3), 295-301.
- Cantó, G., García, M., García, A., Guerrero, M. & Mosqueda, J. (2011). The prevalence and abundance of helminth parasites in stray dogs from the city of Queretaro in central Mexico. *Journal of Helminthology*, 85, 263-269.
- Capuano, D & Rocha, G. (2005). Environmental contamination by *Toxocara* sp. eggs in Ribeirao Preto, Sao Paulo State, Brazil. *Revista do Instituto de Medicina Tropical de Sao Paulo*, 47, 223-226.
- Caraballo, A., Jaramillo, A. y Loaiza, J. (2007). Prevalencia de parásitos intestinales en caninos atendidos en el centro de veterinaria y zootecnia de la Universidad CES. *Revista CES*, 2, 24-31.

- Cardoso, A., Costa, I., Figueiredo, C., Castro, A. & Conceição, M. (2013). The occurrence of zoonotic parasites in rural dog populations from northern Portugal. *Journal of Helminthology*, 6, 1-7.
- Castillo, D., Paredes, C., Zanartu, C., Castillo, G., Mercado, R., Muñoz, V. & Schenone, H. (2000). Environmental contamination with *Toxocara* sp. eggs in public squares and parks from Santiago, Chile. *Boletín Chileno de Parasitología*, 55, 86-91.
- CDC, Centers for Disease Control and Prevention (2009). Laboratory Identification of Parasites of Public Health Concern. Dipylidium caninum infection. Obtenido el 8 de octubre de 2012 desde: <http://dpd.cdc.gov/dpdx/Default.htm>.
- CDC, Centers for Disease Control and Prevention (2009). Laboratory Identification of Parasites of Public Health Concern. Baylisascariasis. Obtenido el 3 de Abril de 2013 desde: http://dpd.cdc.gov/dpdx/HTML/ImageLibrary/Baylisascariasis_il.htm.
- CDC, Centers for Disease Control and Prevention (2009). Laboratory Identification of Parasites of Public Health Concern. Hookworm. Obtenido el 4 de Abril de 2013 desde: http://dpd.cdc.gov/dpdx/HTML/ImageLibrary/Hookworm_il.htm.
- CDC, Centers for Disease Control and Prevention (2009). Laboratory Identification of Parasites of Public Health Concern. Strongyloidiasis. Obtenido el 11 de Abril de 2013 desde: <http://dpd.cdc.gov/dpdx/HTML/Strongyloidiasis.htm>.
- CDC, Centers for Disease Control and Prevention (2009). Laboratory Identification of Parasites of Public Health Concern. Giardiasis. Obtenido el 15 de Abril de 2013 desde: http://dpd.cdc.gov/dpdx/HTML/ImageLibrary/Giardiasis_il.htm.
- CDC, Centers for Disease Control and Prevention (2009). Laboratory Identification of Parasites of Public Health Concern. Intestinal parasites: comparative morphology. Obtenido el 17 de Abril de 2013 desde: <http://dpd.cdc.gov/dpdx/HTML/MorphologyTables.htm>.
- CMPT. Clinical Microbiology Proficiency Testing (2012). Enteric parasitology photo album cestodes. Obtenido el 11 de Abril de 2013 desde http://www.cmpt.ca/photo_album_parasitology/parasitology_photos_4_ces.htm.
- Chávez, D., Levan, I., Miller, M. & Ballweber, L. (2012). *Baylisascaris procyonis* in raccoons (*Procyon lotor*) from eastern Cobaldo, an area of undefined prevalence. *Veterinary Parasitology*, 185, 330-334.
- Coco, V.F., Córdoba, M.A. y Basualdo, J.A. (2009). Criptosporidiosis: una zoonosis emergente. *Revista Argentina de Microbiología*, 41, 185-196.
- Coelho, W., Amarante, A., Apolinário, J., Coelho, N. & Bresciani, K. (2011). Ocorrência de *Ancylostoma* in dogs, cats and public places from Andradina city, Sao Paulo State, Brazil. *Revista do Instituto de Medicina Tropical de Sao Paulo*, 53 (4), 181-184.
- Conboy, G. (2009). Cestodes of dogs and cats in North America. *Veterinary Clinics of North America: Small Animal Practice*, 39, 1075-1090.

- Cruz, A. y Camargo, B. (2001). *Glosario de términos en Parasitología y ciencias afines*. México: Plaza y Valdés S.A.
- Cuamba, G. (2008). *Toxocara canis*. Tesis de grado. Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia. Universidad Michoacana de San Nicolás de Hidalgo.
- Dado, D., Montoya, A., Blanco, M., Miró, G., Saugar, J., Bailo, B. & Fuentes, I. (2012). Prevalence and genotypes of *Giardia duodenalis* from dogs in Spain: possible zoonotic transmission and public health importance. *Parasitology Research*, 111 (6), 2419-2422.
- Degefu, H., Tefera, A. & Yohannes, M. (2011). Zoonotic Helminth parasites in faecal samples of household dogs in Jimma Town, Ethiopia. *Journal of Public Health and Epidemiology*, 3 (4), 138-143.
- Deplazes, P., Knapen, F., Schweiger, A. y Overgaauw, P. (2011). Role of pets and cats in the transmission of helminthic zoonoses in Europe, with a focus on echinococcosis and toxocarosis. *Veterinary Parasitology*, 182, 41-53.
- Dryden, M., Payne, P., Ridley, R. & Smith, V. (2005). Comparison of common fecal flotation techniques for the recovery of parasite eggs and oocysts. *Veterinary Therapeutics: Research in Applied Veterinary Medicine*, 6, 15-28.
- Dubey, J. (2009). The evolution of the knowledge of cat and dog coccidian. *Parasitology*, 136, 1469-1475.
- Dubey, J., Benson, J., Blakeley, K., Booton, G. & Visvesvara, G. (2005). Disseminated *Acanthamoeba* sp. Infection in a dog. *Veterinary Parasitology*, 128, 183-187.
- Dubey, J., Chapman, J., Rosenthal, B., Mense, M. & Schueler, R. (2006). Clinical *Sarcocystis neurona*, *Sarcocystis canis*, *Toxoplasma gondii*, and *Neospora caninum* infections in dogs. *Veterinary Parasitology*, 137, 36-49.
- Dubey, J., Lindsay, D. & Lappin, M. (2009). Toxoplasmosis and other intestinal coccidial infections in cats and dogs. *Veterinary Clinics of North America: Small Animal Practice*, 39, 1009-1034.
- Dubná, S., Langrová, I., Jankovská, I., Vadlejš, J., Pekár, S., Nápravnik, J. & Fechtner, J. (2007). Contamination of soil with *Toxocara* eggs in urban (Prague) and rural areas in the Czech Republic. *Veterinary Parasitology*, 144, 81-86.
- Duménigo, B. & Lao, N. (1994). Prevalencia de *Toxocara canis* en perros caseros de Ciudad de La Habana. *Revista Cubana de Medicina Tropical*, 46, 99-102.
- Epidemiología Escobar (2010). Giardiasis- *Giardia lamblia*. Obtenido el 15 de Abril de 2013 desde: <http://epidemiologiaescobar.blogspot.com/2010/07/giardiasis-giardia-lambli.html>.
- Fahrion, A., Staebler, S. & Deplazes, P. (2008). Patent *Toxocara canis* infections in previously exposed and in helminth-free dogs after infection with low numbers of embryonated eggs. *Veterinary Parasitology*, 152, 108-115.

- Fayer, R., Morgan, U. & Upton, S. (2000). Epidemiology of *Cryptosporidium*: transmission, detection and identification. *International Journal for Parasitology*, 30, 1305-1322.
- Fernández, F & Cantó, G. (2002). Frecuencia de helmintos en intestinos de perros sin dueño sacrificados en la ciudad de Querétaro, México. *Veterinaria México*, 33, 247-253.
- Ferreira, A., Gonçalves-Pires, M.R.F., Silva, D.A.O., Gonçalves, A.L.R. & Costa-Cruz, J.M. (2006). Parasitological and serological diagnosis of *Strongyloides stercoralis* in domesticated dogs from southeastern Brazil. *Veterinary Parasitology*, 136, 137-145.
- Fisher, M.A., Murphy, M.G. & Siedek, E.M. (2002). Epidemiology of *Toxascaris leonina* infection post-weaning within a colony of dogs. *Journal of Helminthology*, 76, 27-29.
- Fontanarrosa, M., Vezzani, D., Basabe, J. & Eiras, D. (2006). An epidemiological study of gastrointestinal parasites of dogs from Southern Greater Buenos Aires (Argentina): Age, gender, breed, mixed infections, and seasonal and spatial patterns. *Veterinary Parasitology*, 136, 283-295.
- Gallego, J. (2006). *Manual de parasitología: Morfología y biología de los parásitos de interés sanitario*. España: Universitat de Barcelona.
- García, L. (2001). *Diagnostic Medical Parasitology*. USA: ASM Press.
- Giraldo, M., García, N. y Castaño, J. (2005). Prevalencia de helmintos intestinales en caninos del departamento del Quindío. *Biomédica: Revista del Instituto Nacional de Salud*, 25, 346-352.
- Glaser, C., Safrin, A., Reingold, A. & Newman, T. (1998). Association between *Cryptosporidium* infection and animal exposure in HIV-infected individuals. *Journal of Acquired immune deficiency syndromes and human retrovirology: official publication of the International Retrovirology Association*, 17, 79-82.
- Gonçalves, A., Machado, G., Gonçalves-Pires, M., Ferrerira-Júnior, A., Silva, D. & Costa-Cruz, J. Evaluation of strongyloidiasis in kennel dogs and keepers by parasitological and serological assays. *Veterinary Parasitology*, 147, 132-139.
- Gorman, T., Soto, A. & Alcaino, H. (2006). Parasitismo gastrointestinal en perros de comunas de Santiago de diferente nivel socioeconómico. *Parasitología Latinoamericana*, 61, 126-132.
- Gracenea, M., Gómez, M. & Torres, J. (2009). Prevalence of intestinal parasites in shelter dogs and cats in the metropolitan area of Barcelona (Spain). *Acta Parasitológica*, 54, 73-77.
- Habluetzel, A., Traldi, G., Ruggieri, S., Attili, A.R., Scuppa, P., Marchetti, R., Menghini, G. & Esposito, F. (2003). An estimation of *Toxocara canis* prevalence in dogs, environmental egg contamination and risk of human infection in the Marche region of Italy. *Veterinary Parasitology*, 113, 243-252.
- Hackett, T & Lappin, M (2003). Prevalence of enteric pathogens in dogs of North-Central Colorado. *Journal of the American Animal Hospital Association*, 39, 52-56.

- Hammes, I., Gjerde, B. & Robertson, L. (2007). A longitudinal study on the occurrence of *Cryptosporidium* and *Giardia* in dogs during their first year of life. *Acta Veterinaria Scandinavica*, 49, 22.
- Hasegawa, H., Sato, H., Fujita, S., Mbehang, P., Nobusue, K., Miyagi, K., Kooriyama, T., Takenoshita, Y., Noda, S., Sato, A., Morimoto, A., Ikeda, Y. & Nishida, T. (2010). Molecular identification of the causative agent of human strongyloidiasis acquired in Tanzania: Dispersal and diversity of *Strongyloides* spp. and their hosts. *Parasitology International*, 59, 407-413.
- Heukelbach, J & Feldmeier, H. (2008). Epidemiological and clinical characteristics of hookworm-related cutaneous larva migrans. *The Lancet Infectious Diseases*, 8, 302-309.
- Heukelbach, J., Frank, R., Ariza, L., de Sousa, I., de Assis, S., Borges, A.C, Limongi, J.E., de Alencar, C.H. & Klimpel, S. (2012). High prevalence of intestinal infections and ectoparasites in dogs, Minas Gerais State (Southeast Brazil). *Parasitology Research*, 111 (5), 1913-1921.
- Ipankaew, T., Traub, R., Thompson, R.C.A. & Sukthana, Y. (2007). Canine parasitic zoonosis in Bangkok temples. *Southeast Asian Journal of Tropical Medicine and Public Health*, 38, 247-255.
- Iriemenam, N., Sanyaolu, A., Oyibo, W. & Fagbenro-Beyioku, A. (2010). *Strongyloides stercoralis* and the immune response. *Parasitology International*, 59, 9-14.
- Itoh, N., Itagaki, T., Kawabata, T., Konaka, T., Muraoka, N., Saeki, H., Kanai, K., Chikazawa, S., Hori, Y., Hoshi, F. & Higuchi, S. (2011). Prevalence of intestinal parasites and genotyping of *Giardia intestinalis* in pet shop puppies in east Japan. *Veterinary Parasitology*, 176, 74-78.
- Jercic, M. (2007). Amebas de vida libre género *Acanthamoeba*. *Revista Chilena de Infectología*, 24 (6), 491-492.
- Jimenez, E., Eligio, L., Cortés, A., Cano, A., Pinto, M. & Noguera, C. (2010) The frequency of intestinal parasites in puppies from Mexican Kennels. *Health*, 2 (11), 1316-1319.
- Joseph, L., Gyorkos, T. W. & Coupal, L. (1995). Bayesian estimation of disease prevalence and the parameters of diagnostic tests in the absence of a gold standard', *American Journal of Epidemiology*, 141, 263-272.
- Júnior, A., Gonçalves-Pires, M.R.F., Silva, D.A.O., Gonçalves, A.L.R & Costa-Cruz, J.M. (2006). Parasitological and serological diagnosis of *Strongyloides stercoralis* in domesticated dogs from southeastern Brazil. *Veterinary Parasitology*, 136, 137-145.
- Katagiri, S. & Oliveira- Sequeira, T. (2008). Prevalence of dogs intestinal parasites and risk perception of zoonotic infection by dog owners in Sao Paulo State, Brazil. *Zoonoses and Public Health*, 55, 406-413.
- Kozubsky, L. & Archelli, S. (2004). Consideraciones sobre la biología y el diagnóstico de *Strongyloides stercoralis*. *Acta Bioquímica Clínica Latinoamericana*, 38 (3), 333-338.

- Lappin, M. (2005). Enteric protozoal diseases. *Veterinary Clinics Small Animal Practice*, 35, 81-88.
- Lappin, M. (2010). Update on the diagnosis and management of *Isospora* spp infections in dogs and cats. *Topics in Companion Animal Medicine*, 25, 133-135.
- Lee, A., Schantz, P., Kazacos, K., Montgomery, S. & Bowman, D. (2010). Epidemiologic and zoonotic aspects of ascarid infections in dogs and cats. *Trends in Parasitology*, 26, 155-161.
- Little, S., Johnson, E., Lewis, D., Jaklitsch, R., Payton, M., Blagburn, B., Bowman, D., Moroff, S., Tams, T., Rich, L. & Aucoin, D. (2009). Prevalence of intestinal parasites in pets dogs in the United States. *Veterinary Parasitology*, 166, 144-152.
- Lopez, B. (2009). *Toxocara canis* bajo la lupa. *Revista Argentina de Microbiología*, 41, 28.
- Loza, A., Gonzalez, J. & Marin, G. (2006) Estudio epidemiológico de *Toxocara* sp. y *Ancylostoma* sp. en canes y paseos Públicos de los distritos I al V de Santa Cruz de la Sierra. *Revista electrónica de Veterinaria*, 7 (9).
- Lucio-Foster, A., Griffiths, J., Cama, V., Xiao, L. & Bowman, D. (2010). Minimal zoonotic risk of cryptosporidiosis from pet dogs and cats. *Trends in Parasitology*, 26, 174-179.
- Mani, I & Maguire, J. (2009). Small animal zoonoses and immunocompromised pet owners. *Topics in Companion Animal Medicine*, 24, 164-174.
- Marinelli, C., Barros, C., Bier, D., Marinho, A., Gonçalves, J., Hoffmann, J., Beltrão, M. & Welker, A. (2012). Dog parasite incidence and risk factors, from sampling after one-year interval, in Phinais, Brazil. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária*, 21, 101-106.
- Martínez-Moreno, F., Hernández, S., López, E., Becerra, C., Acosta, I. & Martínez, A. (2007). Estimation of canine intestinal parasites in Córdoba (Spain) and their risk to public health. *Veterinary Parasitology*, 143, 7-13.
- Mircean, V., Györke, A. & Cozma, V. (2012). Prevalence and risk factors of *Giardia duodenalis* in dogs from Romania. *Veterinary Parasitology*, 184, 325-329.
- Mirzaei, M. (2010). Prevalence of stray dogs with intestinal protozoan parasites. *American Journal of Animal and Veterinary Sciences*, 5 (2), 86-90.
- Mirzaei, M & Fooladi, M. (2012). Prevalence of intestinal helminthes in owned dogs in Kerman city, Iran. *Asian Pacific Journal of Tropical Medicine*, 5, 735-737.
- Mizgajska, H. (2001). Eggs of *Toxocara* spp. in the environment and their public health implications. *Journal of Helminthology*, 75, 147-151.
- Morgan, U.M. (2000). Detection and characterisation of parasites causing emerging zoonoses. *International Journal for Parasitology*, 30, 1407-1421.
- Moro, P. & Schantz, P. (2009). Echinococcosis: a review. *International journal of Infectious Diseases*, 13, 125-133.

- Mosier, D. (2004). *Encyclopedia of Gastroenterology*. USA: Elsevier.
- Novartis. (2010). *Internal parasites of dogs and cats. Diagnostic manual*.
- Oliveira-Sequeira, T., Amarante, A., Ferrari, T., & Nunes, L. (2002)- Prevalence of intestinal parasites in dogs from São Paulo State, Brazil. *Veterinary Parasitology*, 103, 19-27.
- Olsen, A., Lieshout, L., Marti, H., Polderman, T., Polman, K., Steinmann, P., Stothard, R., Thybo, S., Verweij, J. & Magnussen, P. (2009). Strongyloidiasis – the most neglected of the neglected tropical diseases?. *Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene*, 103, 967-972.
- Overgaauw, P. & Boersema, J. (1998). Nematode infections in dog breeding kennels in The Netherlands, with special reference to *Toxocara*. *The Veterinary Quarterly*, 20, 12-15.
- Overgaauw, P. & Knapen, F. (2013). Veterinary and public health aspects of *Toxocara* spp. *Veterinary Parasitology*, 193, 398-403.
- Palmer, C., Thompson, A., Traub, R., Rees, R. & Robertson, I. (2008). National study of the gastrointestinal parasites of dogs and cats in Australia. *Veterinary Parasitology*, 151, 181-190.
- Palmer, C., Traub, R., Robertson, I., Hobbs, R., Elliot, A., While, L., Rees, R. & Thompson, A. (2007). The veterinary and public health significance of hookworm in dogs and cats in Australia and the status of *A. ceylanicum*. *Veterinary Parasitology*, 145, 304-313.
- Pan American Health Organization. (2003). *Zoonoses and communicable diseases common to man and animals: Parasitoses* (Informe N° 580). Washington, DC.
- Paquet-Duran, I., Hernández, J., Dolz, G., Romero, J., Schnieder, T. & Epe, C. (2007). Prevalence of *Toxocara* spp., *Toxascaris leonina* and ancylostomidae in public parks and beaches in different climate zones of Costa Rica. *Acta Tropica*, 104, 30-37.
- Polo, L. (2006). *Determinación de la contaminación de los suelos de los parques públicos de la localidad de Suba, Bogotá D.C con nemátodos gastrointestinales de importancia zoonótica*, Tesis de Maestría, Facultad de Medicina, Universidad Nacional de Colombia.
- Polo, L., Cortés, J., Villamil, L. y Prieto, E. (2007). Contaminación de los parques públicos de la localidad de Suba, Bogotá con nematodos zoonóticos. *Revista de Salud Pública*, 9, 550-557.
- Ponce, M., Peralta, G. & Martínez, M. (2005). *Giardia intestinalis* and other zoonotic parasites: Prevalence in adult dogs from the southern part of Mexico City. *Veterinary Parasitology*, 131, 1-4.
- Pouillot, R., Gerbier, G. & Gardner, I. (2002). "TAGS", a program for the evaluation of test accuracy in the absence of a gold standard. *Preventive Veterinary Medicine*, 53, 67-81.
- Pullola, T., Vierimaa, J., Saari, S., Virtala, A.-M., Nikander, S. & Sukura, A. (2006) Canine intestinal helminths in Finland: prevalence, risk factors and endoparasite control practices. *Veterinary Parasitology*, 140, 321–326.

- Quiroz, H. (2005). *Parasitología y enfermedades parasitarias de animales domésticos*. México: Limusa.
- Ramírez, R., Barboza, G., Muñoz, J., Angulo, F., Hernández, E., González, F. & Escalona, F. (2004). Prevalence of intestinal parasites in dogs under veterinary care in Maracaibo, Venezuela. *Veterinary Parasitology*, 121, 11-20.
- Ramírez, L., Kang, H., Ayala, R., Fariña, N., Sanabria, R. & Miño, H. (2005). Queratitis por *Acanthamoeba* sp. Reporte de caso. *Anales de la Facultad de Ciencias Médicas (Asunción)*, 38 (3).
- Rial, A. & Varela, J. (2008). *Estadística práctica para la investigación en ciencias de la salud*. España: netbiblo.
- Riggio, F., Mannella, R. & Perruci, S. (2013). Intestinal and lung parasites in owned dogs and cats from central Italy. *Veterinary Parasitology*, 193, 78-84.
- Robertson, I., Irwion, J., Lymberly, A., Thompson, R. (2000). The role of companion animals in the emergence of parasitic zoonoses. *International Journal for Parasitology*, 30, 1369-1377.
- Robertson, I. & Thompson, R.C. (2002). Enteric parasitic zoonoses of domesticated dogs and cats. *Microbes and Infection*, 4, 867-873.
- Roddie, G., Stafford, P., Holland, C. & Wolfe, A. (2008). Contamination of dog hair with eggs of *Toxocara canis*. *Veterinary Parasitology*, 152, 85-93.
- Rodríguez, E., Manrique, F., Pulido, M. & Ospina, J. (2009). Frecuencia de *Cryptosporidium* spp. en caninos de la ciudad de Tunja-Colombia. *Revista MVZ Córdoba*, 14 (2), 1697-1704.
- Rodríguez, P., Duménigo, B., Brito, E y Aguiar, J. (2006). *Toxocara canis* y síndrome *larva migrans visceralis*. *Revista electrónica de Veterinaria*, 4.
- Rubel, D., Zunino, G., Santillán, G. & Wisnivesky, C. (2003). Epidemiology of *Toxocara canis* in the dog population from two areas of different socioeconomic status, Greater Buenos Aires, Argentina. *Veterinary Parasitology*, 115, 275-286.
- Sábado, J. (2009). *Fundamentos de bioestadística y análisis de datos para enfermería*. España: Universitat Autònoma de Barcelona.
- Savilla, T., Joy, J., May, J. & Somerville, C. (2011). Prevalence of dog intestinal nematode parasites in south central West Virginia, USA. *Veterinary Parasitology*, 178, 115-120.
- Schantz, P & Glickman, L. (1983). Ascaridos de perros y gatos: un problema de salud pública y de medicina veterinaria. *Boletín de la oficina sanitaria panamericana*, 94, 571-586.
- Schares, G., Pantchev, N., Barutzki, D., Heydorn, A.O., Bauer, C. & Conraths, F.J. (2005) Oocysts of *Neospora caninum*, *Hammondia heydorni*, *Toxoplasma gondii* and *Hammondia hammondi* in faeces collected from dogs in Germany. *International Journal for Parasitology*, 35, 1525-1537.

- Scorza, V. (2013). *Giardiasis*. Fort Collins: Colorado State University.
- Scorza, V. & Tangtrongsup, S. (2010). Update on the diagnosis and management of *Cryptosporidium* spp infections in dogs and cats. *Topics in Companion Animal Medicine*, 25 (3), 163-169.
- Shantz, P. (1999). Intestinal parasites of dogs in Western Australia: progress in control and new concerns. *The Veterinary Journal*, 157, 222-224.
- Shantz, P. & Glickman, L. (1983). Ascáridos de perros y gatos de salud pública y medicina veterinaria. *Boletín de la oficina sanitaria Panamericana*, 94, 571-586.
- Shin, J.W. & Liao, W.T. (2002). Humoral immune response to *Dipylidium caninum* infection of stray dogs in Taiwan. *Veterinary Parasitology*, 104, 351-356.
- Siddiqui, R. & Khan, N. (2012). Biology and pathogenesis of *Acanthamoeba*. *Parasites & Vectors*, 5, 1-13.
- Soriano, S., Pierangeli, N., Rocchia, I., Bergagna, H., Lazzarini, L., Celescinco, A., Saiz, M., Kossman, A., Contreras, P., Arias, C. & Basualdo, J. (2010). A wide diversity of zoonotic intestinal parasites infects urban and rural dogs in Neuquén, Patagonia, Argentina. *Veterinary Parasitology*, 167, 81-85.
- Stehr-Green, J., Murray, G., Schantz, P. & Wahlquist, S. (1987). Intestinal parasites in pet store puppies in Atlanta. *American Journal of Public Health*, 77, 345-346.
- Stull, J., Carr, A., Chomel, B., Berghaus, D. & Hird, D. (2007). Small animal deworming protocols, client education, and veterinary perception of zoonotic parasites in western Canada. *The Canadian Veterinary Journal*, 48, 269-276.
- Tangtrongsup, S. & Scorza, V. (2010). Update on the diagnosis and management of *Giardia* spp. infections in dogs and cats. *Topics in Companion Animal Medicine*, 25 (3), 155-162.
- Taranto, N., Passamonte, L., Marinconz, R., de Marzi, M., Cajal, S. & Malchiodi, E. (2000). Zoonotic parasitosis transmitted by dogs in the Chaco Salteño, Argentina. *Medicina Buenos Aires* 60, 217-20.
- Terán, L., Cortés-Vecino, J., Villamil, L. y Prieto, E. (2007). Contaminación de los parques públicos de la localidad de Suba, Bogotá con nematodos zoonóticos. *Revista de Salud Pública*, 9.
- Thienpont, D., Rochette, F. y Vanparijs, O.F.J. (1986). *Diagnóstico de las Helminthiasis por medio del examen coprológico*. Bélgica: Janssen Research Foundation.
- Thompson, R.C.A. & Smith, A. (2011). Zoonotic enteric protozoa. *Veterinary Parasitology*, 182, 70-78.
- Thompson, R.C.A. (2000). Giardiasis as a re-emerging infectious disease and its zoonotic potencial. *International Journal for Parasitology*, 30, 1259-1267.

- Thompson, R.C.A. (2004). The zoonotic significance and molecular epidemiology of *Giardia* and giardiasis. *Veterinary Parasitology*, 126, 15-35.
- Thrusfield, M. (2005). *Veterinary Epidemiology*. UK: Blackwell.
- Torgerson, P & Macpherson, C. (2011). The socioeconomic burden of parasitic zoonoses: Global trends. *Veterinary Parasitology*, 182, 79-95.
- Toxocara canis* and *Toxascaris leonina*: Roundworms of dogs and puppies. (2012). Consultado en Marzo 26, 2013, de http://www.marvistavet.com/html/body_roundworms_in_dogs___puppies.html.
- Trabelsi, H., Dendana, F., Sellami, A., Sellami, H., Cheikhrouhou, F., Neji, S., Makni, F. & Ayadi, A. (2012). Pathogenic free-living amoebae: Epidemiology and clinical review. *Pathologie Biologie* 60, 399-405.
- Traub, R., Robertson, I., Irwin, P., Mencke, N. & Thompson, R. (2004). Application of a species-specific PCR-RFLP to identify *Ancylostoma* eggs directly from canine faeces. *Veterinary Parasitology*, 123, 245–255.
- Traub, R., Robertson, I., Irwin, P., Mencke, N & Thompson, A. (2005). Canine gastrointestinal parasitic zoonoses in India. *Trends in Parasitology*, 21, 43-48
- Traub, R., Inpankaew, T., Reid, S., Sutthikornchai., C., Sukthana, Y., Robertson, I., Thompson, A. (2009). Transmission cycles of *Giardia duodenalis* in dogs and humans in Temple communities in Bangkok—A critical evaluation of its prevalence using three diagnostic tests in the field in the absence of a gold standard. *Acta Trópica*, 111, 125-132.
- Tupler, T., Lew, JK., Sabshin, SJ., Tucker, SJ., Greiner, EC. & Leutenegger, CM. (2012). Enteropathogens identified in dogs entering a Florida animal shelter with normal feces or diarrhea. *Journal of the American Veterinary Medical Association*, 241 (3), 338-343.
- Uehlinger, F., Greenwood, S., McClure, T., Conboy, G., O’Handley, R. & Barkema, H. (2013). Zoonotic potential of *Giardia duodenalis* and *Cryptosporidium* spp. and prevalence of intestinal parasites in young dogs from different populations on Prince Edward Island, Canada. *Veterinary Parasitology*. In press.
- Uribarren, T. (2011). *Hidatidosis o quiste hidático*. Recuperado el 04 de Diciembre de 2012, de <http://www.facmed.unam.mx/deptos/microbiologia/parasitologia/hidatidosis.html>.
- Uribarren, T. (2013). *Naegleria, Acanthamoeba, Balamuthia*. Recuperado el 18 de Abril de 2013, de <http://www.facmed.unam.mx/deptos/microbiologia/parasitologia/amibas-vida-libre.html>.
- Vashisht, K., Lichtensteiger, C., Miller, L, Gondim, L & McAllister, M. (2005). Naturally occurring *Sarcocystis neurona*- like infection in a dog with myositis. *Veterinary Parasitology*, 133, 19-25.

- Vásquez, L., Campo, V., Vergara, D., Rivera, O., Cordero, H. y Dueñas, J. (2004). Prevalencia de *Toxocara canis* y otros parásitos intestinales en caninos en la ciudad de Popayán. *Revista Facultad de Ciencias de la Salud de la Universidad del Cauca*, 7.
- Wise, M., Sorvillo, F., Shafir, S., Ash, L. & Berlin, G. (2005). Severe and fatal central nervous system disease in humans caused by *Baylisascaris procyonis*, the common roundworm or raccons: a review of current literature. *Microbes and Infection*, 7, 317-323.
- Zunino, M., Rubel, D., Navone, G., Wisnivesky, C (Octubre, 1999). . Análisis de sensibilidad de la técnica de concentración sedimentación formalina-éter para la detección de helmintos en muestras coproparasitológicas caninas. *XIV Congreso Latinoamericano de Parasitología*, Acapulco, México.

ANEXOS

ANEXO 1. Encuesta dirigida a propietarios y/o responsables de tiendas de mascotas.

ENCUESTA DE FACTORES DE RIESGO Y NIVEL DE INFORMACIÓN SOBRE LOS PARASITOS DE CANINOS

El objetivo de esta encuesta es conocer la opinión y percepción de los propietarios de mascotas, criaderos de caninos y tiendas de mascotas sobre la presencia, implicaciones y manejo de parásitos gastrointestinales de sus animales.

Encuesta dirigida a propietarios o responsables de tiendas de mascotas.

Nombre de la tienda: _____ Fecha: _____

INFORMACIÓN GENERAL

1. ¿Cuántos animales tiene por jaula?
 - a. Entre 1 y 3
 - b. Entre 3 a 5
 - c. Más de 5
2. Tamaño promedio de las jaulas o caniles _____
3. Además de caninos, ¿usted posee otras especies animales? _____
¿Cuáles? _____.
4. Tipo de alimentación de los animales: Concentrado _____ casera _____ mixta _____
5. Usted acude a asistencia veterinaria
 - a. Regularmente
 - b. Solo en caso de enfermedad o vacunas
 - c. Nunca
6. ¿Su tienda ha presentado animales enfermos por parásitos gastrointestinales?
Sí _____ No _____
7. En su tienda se ha presentado mortalidad debido a parasitismo:
 - a. Si
 - b. No
 - c. No se investiga la causa de muerte.
8. ¿ Los caninos han presentado signos clínicos como diarrea, tos, vómito, prurito o picazón en el ano, entre otros? _____
 Descríbalos _____
9. ¿Ha presentado o presenta problemas de ectoparasitismo como pulicosis? Sí _____
No _____
10. Utiliza métodos de diagnóstico parasitológico
 - a. Si, con frecuencia
 - b. Solo cuando hay un animal enfermo
 - c. No.

MANEJO Y PROFILAXIS

11. ¿Desparasita los cachorros antes de venderlos? Sí _____ No _____
12. ¿Acostumbra rotar los antihelmínticos utilizados? Sí _____ No _____
¿Cómo? _____
13. Nombre del último antihelmíntico empleado: _____
14. Cuando usted vende los cachorros, estos:
- tienen 1 a 2 dosis de antihelmíntico
 - no los vende desparasitados
15. ¿Los cachorros son examinados por un médico veterinario antes de la venta?
Sí _____ no _____
16. ¿Con que frecuencia limpian las jaulas?
- Una vez por día
 - varias veces por día
17. ¿Cómo disponen de la materia fecal de los animales? _____

NIVEL DE INFORMACIÓN

18. ¿Conoce algún parasito de los caninos? _____ Nombre uno _____
19. ¿Conoce la forma en que sus animales pueden adquirir parasitosis? _____
Nombre las que sepa _____

20. ¿Existe algún parasito del perro que pueda infectar al hombre? _____ ¿sabe el nombre de alguno? _____
21. Si la respuesta es positiva, ¿sabe cómo puede infectarse un humano a partir de su mascota? _____

- y ¿cómo se puede prevenir una posible enfermedad? _____

ANEXO 2. Encuesta dirigida a propietarios y/o responsables de criaderos caninos.

ENCUESTA DE FACTORES DE RIESGO Y NIVEL DE INFORMACIÓN SOBRE LOS PARASITOS DE CANINOS

El objetivo de esta encuesta es conocer la opinión y percepción de los propietarios de mascotas, criaderos de caninos y tiendas de mascotas sobre la presencia, implicaciones y manejo de parásitos gastrointestinales de sus animales.

Encuesta dirigida a propietarios o responsables de criaderos de caninos.

Nombre del criadero: _____ Fecha: _____

INFORMACIÓN GENERAL

1. ¿Cuántos animales tiene por canil o perrera?
 - a. Entre 1 y 3
 - b. Entre 3 a 5
 - c. Más de 5
2. Tamaño promedio de las jaulas o caniles _____
3. Además de caninos, ¿usted posee otras especies animales? _____
¿Cuáles? _____.
4. ¿Las instalaciones manejan normas de bioseguridad? _____ Mencione algunas _____.
5. Usted acude a asistencia veterinaria
 - a. Regularmente
 - b. Solo en caso de enfermedad o vacunas
 - c. Nunca
6. ¿Su criadero ha presentado animales enfermos por parásitos gastrointestinales?
Sí _____ No _____
7. ¿ Los caninos han presentado signos clínicos como diarrea, tos, vómito, prurito o picazón en el ano, entre otros? _____
Descríbalos _____
8. ¿Ha presentado o presenta problemas de ectoparasitismo como pulicosis? Sí _____
No _____
9. Utiliza métodos de diagnóstico parasitológico
 - a. Si, con frecuencia
 - b. Solo cuando hay un animal enfermo
 - c. No

MANEJO Y PROFILAXIS

10. ¿Con que frecuencia desparasita sus animales?
 - a. Cada 3 a 6 meses
 - b. Cada año
 - c. Nunca lo hace
 - d. No tienen frecuencia establecida

11. Cuando usted vende los cachorros, estos:

- a. Tienen 1 a 2 dosis de antihelmíntico
- b. No los vende desparasitados

12. ¿A qué edad suele suministrar la primera dosis de antihelmíntico en los cachorros? _____

13. ¿Acostumbra rotar los antihelmínticos empleados? Sí _____ No _____

14. En cuanto a la desparasitación de las hembras reproductoras, usted lo hace (Marque una o varias opciones):

- a. Antes y/o durante la gestación
- b. Después del parto
- c. Cuando la hembra no este gestante o lactante
- d. Independientemente de que esta esté gestante o lactante, cumpliendo con los esquemas establecidos en el criadero.

15. Nombre del último antihelmíntico empleado _____

16. ¿Sus animales son movilizados desde y hacia otros países, ciudades o exposiciones caninas de la ciudad? Sí _____ No _____

NIVEL DE INFORMACIÓN

17. ¿Conoce algún parasito de los caninos? _____ Nombre uno _____

18. ¿Conoce la forma en que sus animales pueden adquirir parasitosis? _____

Nombre las que sepa _____

19. ¿Conoce el fenómeno de hipobiosis? Sí _____ No _____

22. ¿Existe algún parasito del perro que pueda infectar al hombre? _____ ¿sabe el nombre de alguno? _____

23. Si la respuesta es positiva, ¿sabe cómo puede infectarse un humano a partir de su mascota? _____

ANEXO 3. Encuesta dirigida a propietarios de mascotas del Barrio el Codito.

ENCUESTA DE FACTORES DE RIESGO Y NIVEL DE INFORMACIÓN SOBRE LOS PARASITOS DE CANINOS

El objetivo de esta encuesta es conocer la opinión y percepción de los propietarios de mascotas, criaderos de caninos y tiendas de mascotas sobre la presencia, implicaciones y manejo de parásitos gastrointestinales de sus animales.

Encuesta dirigida a propietarios de mascotas del barrio El Codito. Fecha: _____

INFORMACION GENERAL

1. ¿Cuántos animales hay en su casa? _____
2. Además de caninos, ¿usted posee otras especies animales? _____
¿Cuáles? _____.
3. La mascota pasa la mayor parte del día: dentro de la casa _____ fuera de la casa _____
4. Si el animal vive dentro de casa, ¿en qué lugar hace las necesidades fisiológicas?
 - a. En el patio o terraza
 - b. Lo saca al parque todos los días
5. ¿Con que frecuencia pasea a su mascota?
 - a. todos los días
 - b. 3 veces por semana
 - c. 1 vez por semana
 - d. el nunca sale de casa
6. Los paseos con su mascota suelen ser:
 - a. Por las calles
 - b. Parques y Jardines
 - c. Lo lleva siempre a donde va
 - d. Lo lleva para fincas y explotaciones con animales de abasto
7. Cuando saca a su mascota, ¿usted recoge las heces?
 - a. Siempre
 - b. A veces no tiene suficientes bolsas.
 - c. nunca
8. Usted acude a asistencia veterinaria
 - d. Regularmente
 - e. Solo en caso de enfermedad o vacunas
 - f. Nunca

INFORMACIÓN DEL ANIMAL

9. Nombre _____ edad _____ sexo _____ raza _____
10. ¿Su mascota está esterilizada o castrada? Sí _____ No _____
11. Tipo de alimentación del animal: concentrado _____ casera _____ mixta _____
12. ¿Su animal presenta pulgas? _____ ¿Las controla? _____

13. Usted desparasitó a su mascota contra parásitos internos:

- i. Hace menos de 6 meses
- ii. Mayor a 6 meses
- iii. No recuerda haberlo hecho

14. ¿Cada cuánto desparasita su perro (a)? _____

15. nombre del último antihelmíntico empleado _____

16. ¿acostumbra a rotar los antihelmínticos o desparasitantes utilizados? _____

17. ¿Su animal ha tenido desordenes intestinales como diarrea, parasitosis u otros, o ha presentado síntomas como tos, vómito, prurito o picazón en el ano, entre otros? _____
 Descríbalos _____

ENTORNO DE LA MASCOTA

18. ¿En su casa habitan niños?:

- a. No
- b. Sí, menores de 5 años
- c. Sí, entre 5 y 10 años

19. ¿En su hogar hay mujeres gestantes? Sí _____ No _____

20. En su hogar habitan personas inmunocomprometidas (personas con sistemas inmunitarios debilitados o su sistema inmunológico tiene algún padecimiento o disfunción, es decir sus defensas han sido atacadas por enfermedades como alcoholismo, cirrosis, cáncer, linfoma, leucemia y VIH o SIDA o ha sido sometida a trasplantes de órganos o se le ha extirpado el bazo). Sí _____ No _____

NIVEL DE INFORMACIÓN

21. Que ha oído hablar sobre los parásitos de los perros

- a. Mi veterinario me mantiene informado
- b. Sé que debo desparasitar continuamente
- c. Nunca he entendido ese tema

22. ¿Conoce algún parásito que puede tener su perro? _____ Nombre uno _____

23. ¿Conoce la forma en que su animal puede adquirir parasitosis? _____ Nombre las que sepa _____

24. ¿Existe algún parásito del perro que pueda infectar al hombre? _____ ¿sabe el nombre de alguno? _____

25. Si la respuesta es positiva, ¿sabe cómo puede infectarse a partir de su mascota? _____ y ¿cómo puede prevenir una posible enfermedad? _____