



UNIVERSIDAD DE LAS AMÉRICAS
FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y AGRONOMÍA
ESCUELA MEDICINA VETERINARIA

**DETERMINACIÓN DE LA PRESENCIA DE
ENTEROPARÁSITOS EN GATOS CLÍNICAMENTE
SANOS EN CUATRO COMUNAS DE SANTIAGO,
MEDIANTE LOS MÉTODOS DE TEUSCHER Y
TELEMAN**

Trabajo de titulación para ser presentado
como requisito para optar al título de
Médico Veterinario.

Profesor guía: Carolina Hormazábal.

Profesor corrector: Daniela Valdés.

CARLA CERDA BOLADOS.

SANTIAGO DE CHILE.

2018

A mi madre, Lorna Mariana Bolados Saldivias, quien siempre estuvo presente entregándome su apoyo, la que fomento el amor por los animales y a defender sus derechos. Por ser esa mujer que me enseñó a perseguir mis ideales, a tener convicción, a ser fuerte y nunca rendirme hasta llegar a la meta. Por ser la mujer más importante de mi vida y entregarme cada día una nueva enseñanza. Te amo.

Agradecimientos

A mi profesora guía Carolina Hormazábal, por su paciencia, ganas de trabajar, por orientarme en cada dificultad. Por hacer este trabajo de titulación un proceso didáctico y entretenido.

A la Universidad por facilitar todo el material e instalaciones para realizar este trabajo de titulación.

A mi familia y pareja por apoyarme, comprender y siempre estar presente.

A cada persona que participó voluntariamente aportando muestras de sus mascotas para realizar este estudio.

A mi profesora correctora Daniela Valdés, por ayudarme a solucionar cada duda que se interpuso en mi camino y facilitar el trayecto de este arduo trabajo.

Gracias de antemano a todos los que estuvieron presentes.

Resumen

Los endoparásitos, protozoarios y helmintos son capaces de modificar sus antígenos, lo que permite escapar temporalmente de la respuesta inmune del hospedador. Esta información es relevante considerando que existen escasos estudios en poblaciones sanas en Santiago, lo que abre la siguiente interrogativa: ¿Cuál es la prevalencia de endoparásitos en gatos clínicamente sanos?. A fin de contestar este enigma se realizó un estudio descriptivo de enteroparásitos presentes en heces de 40 pacientes felinos clínicamente sanos, todos con hábitos indoor y outdoor provenientes de las comunas Providencia, Pedro Aguirre Cerda, Estación Central y San Joaquín, los propietarios obtuvieron durante tres días alternos muestras de heces y previa coordinación, fueron entregadas a los laboratorios ubicados en Universidad de Las Américas donde fueron analizadas a través de los métodos de Teuscher y Teleman.

Como resultado se obtuvo un porcentaje de 17.5% en pacientes clínicamente sanos, el 15% de las muestras positivas a nematodos corresponden a las comunas de Pedro Aguirre Cerda, Estación Central y San Joaquín, las muestras positivas a cestodos fueron de un 2.5% proveniente de la comuna Estación Central, solo la comuna de Providencia fue negativa a enteroparásitos. Según el rango etario, la edad promedio de infección varía desde los 7 meses-2 años correspondientes a gatos en etapa Junior (7.5%) y de 3-6 años en gatos en etapa Prime (10%). Los gatos positivos con hábito indoor representan el 5% de la población infectada en contraste con los gatos con hábito outdoor 12.5%, siendo la principal ruta de infección de estos el ambiente. Al procesar las muestras recolectadas por los propietarios, las especies encontradas fueron *Toxocara cati* 15% y *Dipylidium caninum* 2.5%, considerados agentes de infecciones zoonóticas. Los datos del presente estudio demuestran que los ascáridos y cestodos siguen siendo parásitos comunes de los gatos.

Summary

The endoparasites, protozoa and helminths are able to modify their antigens, which allows to escape temporarily from the immune response of the host. This information is relevant considering that there are few studies in healthy populations in Santiago, which opens the following question: ¿What is the prevalence of endoparasites in clinically healthy cats?. In order to answer this enigma, a descriptive study of enteroparasites present in feces of 40 clinically healthy feline patients was carried out, all with indoor and outdoor habits from the Providence, Pedro Aguirre Cerda, Central Station and San Joaquin communes, the owners obtained stool samples for three days and after coordination, they were delivered to laboratories located at the University of the Americas where they were analyzed through the methods of Teuscher and Teleman.

As a result, prevalences of 17.5% were obtained in clinically healthy patients, 15% of the samples positive to nematodes correspond to the communes of Pedro Aguirre Cerda, Central Station and San Joaquin, positive samples to cestodes was 2.5% from the Central Station, only the municipality of Providence was negative to enteroparasites. According to the age range, the average age of infection varies from 7 months-2 years corresponding to cats in the Junior stage (7.5%) and 3-6 years in cats in the Prime stage (10%). The positive cats with indoor habit represent 5% of the infected population in contrast to the cats with outdoor habit 12.5%, being the main route of infection of these the environment. When processing the samples collected by the owners, the species found were *Toxocara cati* 15% and *Dipylidium caninum* 2.5%, considered agents of zoonotic infections. The data from the present study show that ascarids and cestodes are still common parasites of cats.

Índice General

1. Capítulo 1.....	1
1. Introducción	1
2. Capítulo 2.....	4
2. Sistema Digestivo.....	4
2.1 Intestino Delgado.....	6
2.1.1 Estructura.....	7
2.1.2 Fisiología	7
2.1.3 Enteroparásitos	8
2.1.4 Signología Clínica	19
2.2 Intestino Grueso.....	19
2.2.1 Estructura	19
2.2.2 Fisiología	19
2.2.3 Enteroparásitos	20
2.2.4 Signología Clínica	23
2.3 Examen Coprológico	23
2.3.1 Método de Teuscher.....	24
2.3.2 Método de Teleman	24
3. Objetivos	24
4. Capítulo 3	25

4. Materiales	25
4.1 Material biológico.....	25
4.1.1 Material no biológico	25
4.1.2 Material para coproparasitologico.....	26
4.2 Métodos	26
4.2.1 Tamaño de la muestra.....	26
4.2.2 Recolección de muestras.....	26
4.2.3 Procesamiento de muestras	27
5. Capítulo 4	31
5. Presentación de los resultados.....	31
6. Capítulo 5	38
6. Discusión de los resultados	38
7. Conclusión.....	42
8. Bibliografía	43
Anexo 1.....	47
Ficha de recolección de datos.....	47
Anexo 2.....	47
Comuna Providencia.....	48
Comuna Pedro Aguirre Cerda	50
PACIENTE 2	51

Comuna Estación Central.....	53
PACIENTE 1	54
PACIENTE 1	56
PACIENTE 2	57
PACIENTE 3	58
PACIENTE 4	59
Comuna San Joaquín.....	60
PACIENTE 1	62

Índice de Figuras

Figura 1. Características del Aparato Digestivo	4
Figura 2. Sección transversal de la pared del tracto gastrointestinal.....	5
Figura 3. Sistemas de control de las funciones gastrointestinales.....	6
Figura 4. Morfología Giardia spp.....	9
Figura 5. Giardia spp.....	10
Figura 6. Morfología Toxoplasma gondii	11
Figura 7. Toxoplasma gondii	11
Figura 8. Morfología ooquistes de Isospora spp	12
Figura 9. Cápsula ovígera Dipylidium caninum	14
Figura 10. Morfología Dipylidium caninum	14
Figura 11. Huevo de Taenia taeniaformis	15
Figura 12. Huevos de algunos ascarídidos.	17
Figura 13. Huevo Anquilostoma tubaeforme.....	18
Figura 14. Entamoeba histolytica.....	21
Figura 15. Morfología Trichuris spp.....	22
Figura 16. Ooquiste Toxocara cati 40x método de Teuscher.....	51
Figura 17. Ooquiste Toxocara cati 100x método de Teuscher.....	51
Figura 18. Ooquiste Toxocara cati 100x método de Teleman.....	51
Figura 19. Ooquiste Toxocara cati 100x método de Teleman.....	51
Figura 20. Cápsula ovigera Dipylidium caninum 100x método de Teuscher	54
Figura 21. Cápsula ovigera Dipylidium caninum 100x método de Teleman.....	54

Figura 22. Ooquiste <i>Toxocara cati</i> 40x método de Teuscher.....	56
Figura 23. Ooquiste <i>Toxocara cati</i> 100x método de Teuscher.....	56
Figura 24. Ooquiste <i>Toxocara cati</i> 10x método de Teuscher.....	56
Figura 25. Ooquiste <i>Toxocara cati</i> 10x método de Teuscher.....	56
Figura 26. Ooquiste <i>Toxocara cati</i> 40x método de Teuscher.....	57
Figura 27. Ooquiste <i>Toxocara cati</i> 100x método de Teuscher.....	57
Figura 28. Ooquiste <i>Toxocara cati</i> 40x método de Teleman	57
Figura 29. Ooquiste <i>Toxocara cati</i> 100x método de Teleman.....	57
Figura 30. Ooquiste <i>Toxocara cati</i> 10x método de Teuscher.....	58
Figura 31. Ooquiste <i>Toxocara cati</i> 40x método de Teuscher.....	58
Figura 32. Ooquiste <i>Toxocara cati</i> 100x método de Teuscher.....	58
Figura 33. Ooquiste <i>Toxocara cati</i> 40x método de Teleman	58
Figura 34. Ooquiste <i>Toxocara cati</i> 10x método de Teuscher.....	59
Figura 35. Ooquiste <i>Toxocara cati</i> 40x método de Teuscher.....	59
Figura 36. Ooquiste <i>Toxocara cati</i> 100x método de Teuscher.....	59
Figura 37. Ooquiste <i>Toxocara cati</i> 100x método de Teleman.....	59
Figura 38. Ooquiste <i>Toxocara cati</i> 40x método de Teuscher	62
Figura 39. Ooquiste <i>Toxocara cati</i> 40x método de Teuscher.....	62
Figura 40. Ooquiste <i>Toxocara cati</i> 100x método de Teuscher.....	62
Figura 41. Ooquiste <i>Toxocara cati</i> 100x método de Teuscher	62

Índice de Tablas

Tabla 1. Características clínicas diarrea de Intestino delgado.....	19
Tabla 2. Características clínicas diarrea de Intestino grueso.....	23
Tabla 3. Interpretación resultados positivos método de Teuscher.....	28
Tabla 4. Interpretación resultados positivos método de Teleman	30
Tabla 5. Porcentaje de infección parasitaria gastrointestinal, según comuna y tipo de hábito, en 40 muestras de heces de gatos provenientes de la ciudad de Santiago, Chile.....	31
Tabla 5. Porcentaje de infección parasitaria gastrointestinal, según tiempo de desparasitación en 10 pacientes provenientes de la comuna Providencia, en la ciudad Santiago, Chile.	32
Tabla 7. Porcentaje de infección parasitaria gastrointestinal, según tiempo de desparasitación en 10 pacientes provenientes de la comuna Pedro Aguirre Cerda, en la ciudad Santiago, Chile.	33
Tabla 8. Porcentaje de infección parasitaria gastrointestinal, según tiempo de desparasitación en 10 pacientes provenientes de la comuna Estación Central, en la ciudad Santiago, Chile.	33
Tabla 9. Porcentaje de infección parasitaria gastrointestinal, según tiempo de desparasitación en 10 pacientes provenientes de la comuna San Joaquín, en la ciudad Santiago, Chile.....	34
Tabla 10. Porcentaje de infección parasitaria gastrointestinal, según etapa de vida y tipo de hábito, en 40 muestras de heces de gatos provenientes de cuatro comunas de la ciudad de Santiago, Chile	36
Tabla 11. Registro de pacientes indoor comuna Providencia.....	48
Tabla 12. Registro de pacientes outdoor comuna Providencia.....	49
Tabla 13. Registro de pacientes indoor comuna Pedro Aguirre Cerda.	50
Tabla 14. Registro de pacientes outdoor comuna Pedro Aguirre Cerda.	52
Tabla 15. Registro de pacientes indoor comuna Estación Central	53
Tabla 16. Registro de pacientes outdoor comuna Estación Central	55

Tabla 17. Registro de pacientes indoor comuna San Joaquín. 60

Tabla 18. Registro de pacientes outdoor comuna San Joaquín. 61

Índice de Gráficos

Gráfico 1. Porcentaje de Helmintos en cuatro comunas de Santiago, Chile	35
Gráfico 2. Porcentaje de enteroparásitos en cuatro comunas de Santiago, Chile.....	35
Gráfico 3. Porcentaje y tipo de enteroparásitos en pacientes indoor y pacientes outdoor.....	37

Capítulo 1

1. Introducción

El felino doméstico de la actualidad descende del gato salvaje africano (*felis silvestris lybica*), gracias a su domesticación hace cinco mil años en Egipto (Fogle, 2006).

Posteriormente a su domesticación, fue llevado a Italia gracias a los comerciantes, después de dos mil años, el gato ya se había expandido por Europa y Asia occidental, pero a partir del siglo XIX ya se encontraba ocupando todos los continentes (Fogle, 2006). A pesar de su domesticación, conserva instintos y comportamientos similares a los de sus primos silvestres, es altamente adaptable, capaz de responder a situaciones nuevas, esto hace que sea autosuficiente y un cazador instintivo (Fogle, 1999).

Hoy en día, la gran mayoría de las personas prefiere tenerlo, y superan en número a los “mejores amigos” del hombre, el canino doméstico. Es esta relación tan cercana la que podría ser una fuente de infecciones zoonóticas por la diversidad de patógenos presentes en el gato una vez iniciada su casería, ya que, en muchos lugares, “la presencia de gatos puede ser un medio eficaz para eliminar o reducir poblaciones de ratones. De acuerdo con algunos trabajos, el efecto de los gatos quedaría restringido a un área de aproximadamente 100 metros de diámetro y sería más eficaz tras la aplicación puntual de un raticida” (Actualidad, 2013; Manteca, 2009).

El comportamiento de caza se desarrolla a las 5 semanas de vida a través de diferentes maniobras que se identifican como “el salto del ratón”, “zarpazo del pájaro” y el “matapeces”. La mayoría de los gatos se convierten en excelentes cazadores de ratones a las 7 semanas de vida ya que desarrollan el instinto para cazar especies más pequeñas como el ratón, muchas veces esta habilidad será enseñada por la madre aun cuando las personas le proporcionen alimento. En un estudio realizado en Cuba, de un total de 78 roedores identificados como *Rattus rattus* 50% (ratón de tejado), *Rattus norvegicus* 12.8% (ratón de alcantarilla) y *Mus musculus* 37.2% (ratón doméstico), el 64.1% estuvieron infectados con algún parásito intestinal, de los cuales los nemátodos fueron el grupo más representativo en las especies *R. rattus* y *M. musculus* en comparación con *R. norvegicus* en el cual se encontraron mayor cantidad de protozoos. (Companioni *et. al* 2016; Fogle, 1999).

➤ Parásitos gastrointestinales en gatos

El tracto gastrointestinal de los gatos está expuesto a la colonización de muchos agentes patógenos, dentro de los cuales los parásitos más frecuentes son:

- Protozoos: *Giardia spp.*, *Entamoeba histolítica.*, *Isospora spp.* y *Toxoplasma gondii.*
- Cestodos: *Dipylidium caninum.*, *Taenia taeniaformis.*
- Nematodo: *Toxocara cati.*, *Ancylostoma tubaeforme.*, *Trichuris spp.*

Según estudios realizados en Chile respecto a la potencial transmisión de los parásitos intestinales de las mascotas al hombre, 95/333 (28.5%) de los agentes encontrados en gatos tendrían potencial zoonótico (*G. intestinalis*, *T. gondii*, *Ancylostomideos*, *D. caninum* y *T. cati*). Si se agrega *E. histolítica*, considerada una antropozoonosis, la cifra se eleva a 49.5% (165/333) en gatos (López *et al*, 2006).

Los mecanismos desarrollados por muchos parásitos para evadir la respuesta inmune del hospedador y el incremento del número de resistencias a los antiparasitarios existentes en el mercado han dado lugar, entre otras causas, a la prevalencia e incidencia considerable. A través de este estudio se describirán los distintos tipos de endoparásitos presentes en las heces de felinos y su importancia en la salud pública.

Conocer los agentes parasitarios intestinales de las mascotas que conviven más estrechamente con el hombre tiene implicancias tanto en medicina veterinaria como en salud humana, ya que varios agentes tienen la potencialidad de transmitirse del animal al humano y viceversa. Los parásitos gastrointestinales son considerados como los más importantes desde el punto de vista epidemiológico, ya que sus formas de dispersión (ooquistes, quistes, huevos y larvas) se depositan en el medio ambiente por la ruta fecal y los seres humanos pueden ser huéspedes accidentales a través del contacto con el medio ambiente infectado. Por lo general, los niños son más susceptibles al contagio de endoparásitos debido al contacto directo con el suelo en áreas recreativas, con pequeñas cantidades de parásitos pueden provocar anomalías en el crecimiento y en el desarrollo mental. Se calcula que la presencia de las parasitosis es de alrededor de 30% de la población mundial. (Becerril, 2011; Szwabe & Blaszkowska, 2017).

En un estudio realizado en la comuna de Santiago entre junio de 1996 y diciembre 2003, se analizaron 230 gatos que presentaban deposiciones alteradas o diarrea franca, estas muestras fueron obtenidas durante 3 días alternos y depositadas en frascos con fijador PAF (fenol, alcohol y

formaldehído). En 153 gatos se encontraron algún tipo de protozoo (66,5%) identificando *Isospora spp.* en menores de 6 meses, en 104 gatos (45.2%) se obtuvieron resultados positivos a helmintos con mayor frecuencia de *Toxocara cati* y *Dipylidium caninum*. Posterior a estos años, se han realizado estudios esporádicos en la comuna de Santiago, en el que analizaron un total de 300 gatos clínicamente sanos, de los cuales se describe una frecuencia parasitaria de 12.33% para protozoos, en este grupo destaca la presencia de *Isospora spp.* (2.33%) y *Giardia duodenalis* (10.7%), en el caso de los helmintos su frecuencia fue de un 18% y las muestras fueron positivas a *Toxocara cati* (15%) y *Dipylidium caninum* (2.33%) (García, 2014; López *et al*, 2006).

Los endoparásitos, protozoarios y hemintos son capaces de modificar sus antígenos, lo que permite escapar temporalmente de la respuesta inmune del hospedador (Becerril, 2011). Esta información es relevante considerando que existen escasos estudios en poblaciones sanas en Santiago, lo que abre la siguiente interrogativa: ¿Cuál es la prevalencia de endoparásitos en gatos clínicamente sanos?. A fin de contestar este enigma es importante conocer la situación actual en la comuna de Santiago, a través del estudio representativo de las comunas Providencia, Pedro Aguirre Cerda, Estación Central y San Joaquín, para ello las muestras serán analizadas a través de dos métodos coproparasitarios.

Capítulo 2

Revisión Bibliográfica

2. Sistema Digestivo

El tracto gastrointestinal, también llamado tubo digestivo, es una estructura en forma de tubo que se extiende desde la boca hasta el ano, consta de dos partes: el tracto gastrointestinal (esófago, estómago, intestino delgado: duodeno, yeyuno e íleon; intestino grueso: ciego, colon y recto), y las glándulas digestivas anexas que son el hígado y el páncreas (Thomas *et al*, 2014).

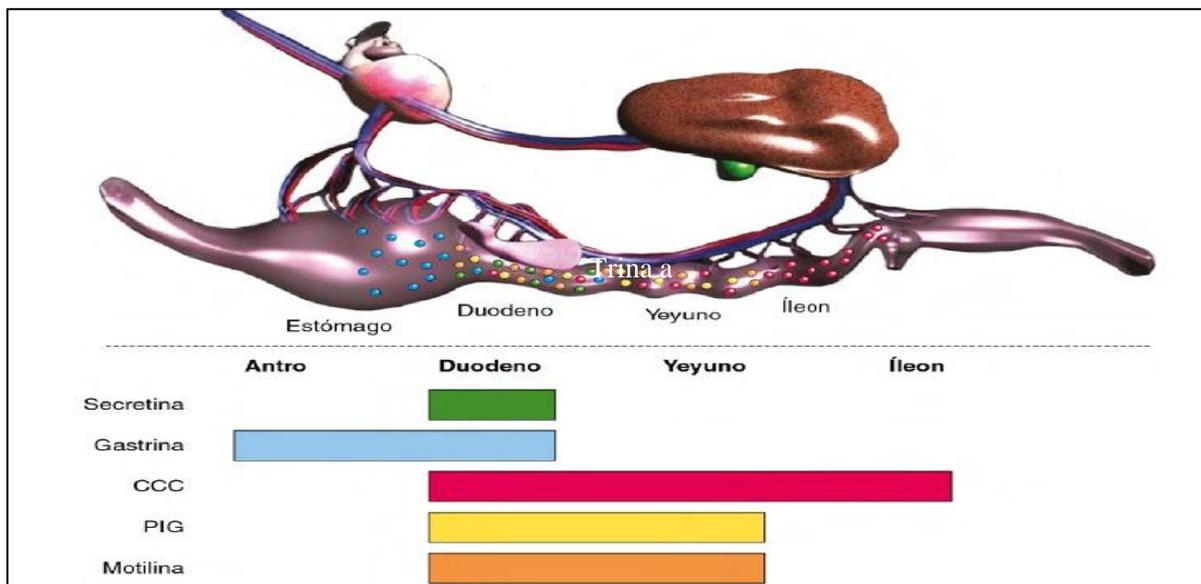


Figura 1.: Características del Aparato Digestivo.

Las hormonas gastrointestinales y su lugar (o lugares) de secreción en el tubo digestivo. La secretina estimula las secreciones pancreática endocrina (insulina, glucagón y somatostatina) y secreciones biliares de agua y bicarbonato e inhibe la secreción de ácido gástrico en conjunto con el péptido inhibitor gástrico, por el contrario la gastrina aumenta la secreción de ácido gástrico. La hormona colecistocinina estimula el vaciamiento de la vesícula biliar y la motilina regula los movimientos peristálticos del intestino (Thomas *et al*. 2014).

Estos órganos forman un tubo continuo que tiene la misma organización estructural básica en toda su longitud, su pared está formada por cuatro capas bien definidas que desde la luz hacia afuera son las siguientes:

- a) Mucosa: estructura del esófago, estómago e intestino delgado y grueso. El epitelio varía a lo largo del tubo digestivo y está adaptado a las funciones específicas de cada uno de los órganos digestivos, pero dentro de sus funciones principales están: protección, absorción y secreción (Ross & Pawlina, 2007).
- b) Submucosa: contiene los vasos sanguíneos de mayor calibre que envían ramas hacia la mucosa, muscular externa y la serosa. También hay vasos linfáticos y un plexo nervioso, este último contiene fibras sensitivas viscerales de origen mayoritariamente simpático, ganglios parasimpáticos (terminales) y fibras nerviosas parasimpáticas preganglionares y postganglionares. Los somas de las neuronas ganglionares parasimpáticas y sus fibras nerviosas postganglionares forman el sistema nervioso entérico, encargado de la inervación de las capas musculares lisas del tubo digestivo (Ross & Pawlina, 2007).
- c) Muscular externa: formada por dos capas de tejido muscular liso, una capa con orientación circular y otra capa con orientación longitudinal. Estas capas se contraen de forma rítmica lenta bajo el control del sistema nervioso entérico, produciendo el peristaltismo, lo que impulsa el contenido a lo largo del tubo digestivo.
- d) Serosa: es la capa más superficial del tubo digestivo, es continua tanto con el mesenterio como con el revestimiento de la pared abdominal (peritoneo parietal). Hay partes (duodeno, colon ascendente y descendente, recto y conducto anal) que están fijadas a la pared abdominal y pelviana por un tejido conjuntivo llamado adventicia (Ross & Pawlina, 2007).

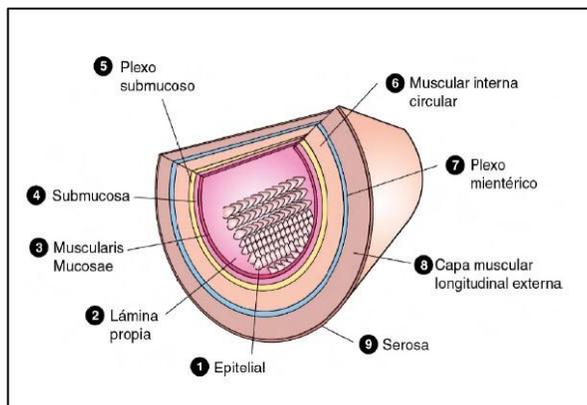


Figura 2.: Sección transversal de la

Comenzando desde la luz del tubo, la pared está formada con: (3) capa muscular de la mucosa; (4) submucosa; (6) una capa muscular interna circular; (8) capa muscular longitudinal externa, y (9) la serosa (Thomas *et al.* 2014).

Dentro de los elementos generales que proporciona al organismo están: nutrientes, electrolitos y agua por medio de cinco funciones: motilidad, secreción, digestión, absorción y almacenamiento. Según las necesidades de los diferentes sistemas orgánicos, el sistema digestivo controla estas cinco funciones por medio de dos sistemas: intrínseco (situados entre las diferentes capas del tubo digestivo) y extrínseco (fuera de las paredes del tracto GI). Cada uno de estos sistemas tiene dos componentes, nervios y secreciones endocrinas (Thomas *et al*, 2014).

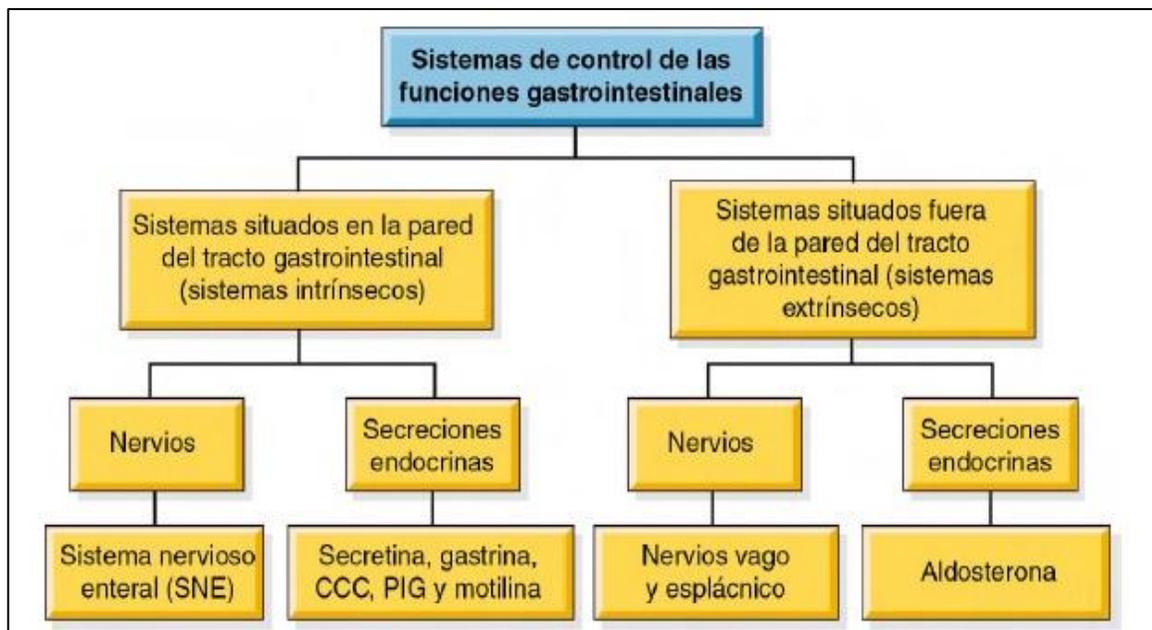


Figura 3.: Sistemas de control de las funciones gastrointestinales

Diagrama que resume los diversos sistemas que controlan las diferentes funciones del tracto GI: los sistemas de control intrínseco y extrínseco. Cada sistema contiene nervios y secreciones endocrinas. CCC. Colecistocinina; PIG. péptido inhibitorio gástrico (Thomas *et al*. 2014).

2.1 Intestino Delgado

Se divide en duodeno, yeyuno e íleon. Las secreciones biliares y pancreáticas llegan al duodeno a través del conducto biliar común y son necesarias para la solubilización de grasas y la digestión enzimática del contenido intestinal (Zentek & Freiche, 2010).

2.1.1 Estructura

El tamaño normal de un asa intestinal se compara con el tamaño de L4, siendo el diámetro intestinal normal menos de dos veces el grosor del cuerpo de esta vértebra. En situaciones de distensión intestinal como consecuencia de un proceso obstructivo, el diámetro de las asas intestinales delgadas aumenta, pudiendo formarse apilamientos o imágenes en horquilla a la observación en radiografías (Burillo, 2010).

2.1.2 Fisiología

La reducción física del tamaño del alimento comienza con la masticación y se completa con la trituración en el estómago distal, donde la acción física se ve facilitada por la acción química de la pepsina y el ácido clorhídrico. Estas secreciones gástricas rompen el tejido conjuntivo y ayudan a separar las partículas, sobre todo en los alimentos de origen animal. El proceso se considera por finalizado cuando el bolo alimenticio abandona el estómago y da comienzo al proceso de digestión. La digestión es la fragmentación y transformación de los nutrientes complejos en moléculas simples mediante el proceso de hidrólisis (ruptura de uniones químicas mediante la inserción de una molécula de agua). Existen dos fases durante la digestión, la primera es la fase luminal en la cual las enzimas que están ubicadas en la luz intestinal catalizan la hidrólisis de forma incompleta de los nutrientes, formando polímeros de cadena corta a partir de macromoléculas originales. Por otro lado, en la fase membranosa, las enzimas que están en la superficie del epitelio del intestino delgado, completan el proceso hidrolítico rompiendo los polímeros de cadena corta transformándolos en monómeros, que pueden absorberse a través del epitelio. La absorción consiste en el paso de los productos de la digestión a través de la mucosa intestinal, hasta el sistema vascular para su distribución, en el cual también se absorbe agua y electrolitos (Na, K, Cl y bicarbonato) ya que deben recuperarse de forma eficaz para mantener la composición del organismo (Thomas *et al*, 2014)

Ambos procesos son el resultado de fenómenos bioquímicos distintos que se producen en el intestino delgado y ambos son necesarios para la asimilación de nutrientes por parte del organismo

2.1.3 Enteroparásitos

Los enteroparásitos son organismos de menor tamaño que viven en el interior o a expensas de otro organismo mayor, denominado hospedador (Bowman, 2011). Los gatos domésticos pueden quedar infectados por una gran variedad de especies de parásitos internos, pudiendo causar signos clínicos muy diferentes que muchas veces dependen del grado de infestación, edad, condición física e inmunidad. En el intestino delgado podemos encontrar una gran cantidad de especies tales como:

- Protozoos: Organismos unicelulares, eucariontes, pertenecientes al sub reino protista. Su forma vegetativa (patógena) son los trofozoítos, estos son móviles, sensibles al medio externo, medicamentos y al sistema inmune. Por otro lado, tenemos su forma de latencia (transmisión), aquí encontramos quistes, ooquistes y esporoquistes, los cuales son inmóviles, resistentes al medio externo, medicamentos y sistema inmune del hospedador (Valdés & Vera, *s.f*).

La categoría taxonómica Phylum, se define como una agrupación de animales basada en su plan de organización común, es así como se encuentran agrupados distintos protozoos según su morfología:

- Sarcostigophora: Se desplazan a través de flagelos (*Giardia spp*).
 - Sarcodinos: Su tipo de locomoción es a través de pseudópodos (*Entamoeba spp*).
 - Apicomplexa: morfológicamente no poseen cilios ni flagelos, se desplazan por deslizamiento (*Isospora spp, Toxoplasma gondii*).
- Helmintos: Incluyen los Platelminfos (vermes planos, trematodos y cestodos), Nematelminfos o Nematodos (vermes redondos), Acantocéfalos (vermes de cabeza espinosa) y Anélidos (vermes segmentados), (Bowman, 2011). En la categoría taxonómica Phylum, encontramos:
 - Nematodos: Poseen una cutícula gruesa y resistente, con una capa de musculatura longitudinal y un sistema digestivo completo (boca, esófago, intestino y ano en las hembras, cloaca en los machos). Su sistema nervioso está representado por anillo periesofágico y cordones longitudinales, desarrollan una locomoción rápida mediante ondulaciones sinusoidales (Valdés & Vera, *s.f*). Aquí encontramos endoparásitos como *Toxocara cati*, *Ancylostoma tubaeforme* y *Trichuris campanula*.
 - Céstodos: Pertenecen a la clase Cestoda, del phylum Platelminfos, tienen cuerpos acelomados parenquimatosos y son hermafroditas. Un cestodo adulto es esencialmente una

cadena de segmentos (estróbilo) independientes que maduran progresivamente, con un extremo capaz de adherirse a la pared del intestino del hospedador mediante un órgano de fijación o escólex (Bowman, 2011). Aquí encontramos endoparásitos como *Dipylidium caninum* y *Taenia taeniaformis*.

Protozoos

a) *Giardia spp*:

Cuando se aísla de un hospedador y se examina mediante métodos moleculares, se presentan sus variables genóticas, teniendo en cuenta esta información, los genotipos A y B se consideran de los seres humanos, el genotipo F en los gatos y el genotipo G en ratas. Los animales pueden eliminar los genotipos A y B, teniendo una relación directa con la infección para el ser humano. Los trofozoítos de *Giardia* están adaptados para adherirse a las células epiteliales de la mucosa del intestino delgado mediante los discos de succión, provocando diarrea persistente como consecuencia del síndrome de mala absorción, esto caracteriza a las heces con aspecto mucoide, de colores claros, blandas y malolientes. En gatos los trofozoítos se encuentran en el yeyuno e íleon en lugar del duodeno (Bowman *et al.* 2011).

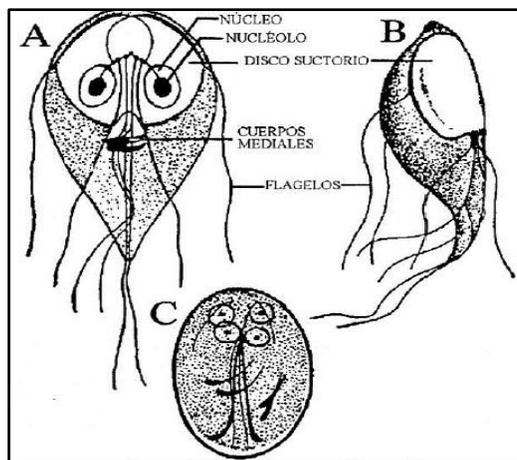


Figura 4.: Morfología *Giardia spp.*

Trofozoítos (A, vista frontal; B, vista lateral) y quiste (C) de *Giardia spp* (Barriga, 2002).

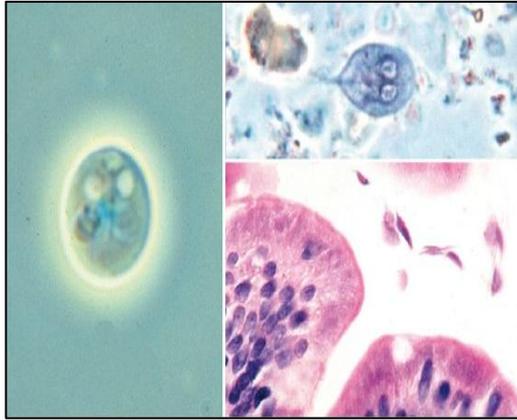


Figura 5.: Giardia spp.

Giardia, Izquierda, Quiste en las heces. Arriba a la derecha, Trofozoítos de *Giardia* en un frotis fecal teñido. Abajo a la derecha, Corte de la mucosa intestinal de un animal infectado con la presencia de trofozoítos en la luz intestinal (Bowman, 2011).

b) *Toxoplasma gondii*:

Solamente el gato y otros felinos son hospedadores definitivos (permiten la reproducción sexual del parásito), mientras que otros mamíferos pueden actuar como hospedero intermediario (Bowman *et al.* 2011).

El gato se infecta por la ingestión de quistes tisulares (bradizoítos) en su mayoría por la predación de roedores y pájaros, comiendo carne cruda o poco hecha de animales infectados o ingiriendo vísceras tras un aborto. Los animales infectados muestran signos que incluyen fiebre, anorexia, dolor abdominal, disnea, lesiones oculares y trastornos neurológicos. (ESCCAP,2013). El dolor abdominal es provocado cuando , los bradizoítos penetran en las células epiteliales del intestino delgado, pasan por una serie de ciclos asexuales y, finalmente, por un ciclo sexual que culminará con la eliminación de los ooquistes (Bowman *et al.* 2011).

El diagnóstico para *Toxoplasma gondii* a través de heces es complicado, ya que el gato elimina ooquistes fecales de forma transitoria y se produce sólo una vez en su vida después de la exposición primaria, esto ocurre durante las primeras dos semanas de ocurrida la infección, por lo tanto, las pruebas de flotación fecal o centrifugación tienen una baja sensibilidad. Se destacar que, los felinos son los únicos animales capaces de eliminar ooquistes en las heces y transmitir el parásito por este medio, en otras especies huésped, la forma de contagio es a través de la ingestión de heces de gatos o alimentos con tierra contaminada lo que llevará a la formación de quistes tisulares que son infecciosas a través del consumo secundario de tejidos infectados. Las pruebas serológicas son igualmente pobres, debido a la característica que tiene de anclarse entre la membrana plasmática y el

complejo de la membrana interior, formando una vacuola parasitófora (PV), después de la invasión *T. gondii* utiliza mecanismos de evasión para sobrevivir y persistir dentro del huésped, estos constan de una rápida invasión celular que minimiza la exposición del parásito y evita la formación de anticuerpos junto con la activación del complemento. La formación de una vacuola parasitófora dentro de la célula crea un sitio inmuno-privilegiado para el parásito inhibiendo los fagolisosomas, la muerte celular de las células infectadas y la apoptosis de leucocitos, creando un estado favorable de la célula huésped y continuando con su estado de sigilo. Los animales en los cuales su dieta sea en base a carne cruda, tengan acceso al aire libre o zonas rurales y la depredación sea su principal fuente de alimento, son más propensos a ser seropositivos que los gatos indoor (Esch & Petersen, 2013).

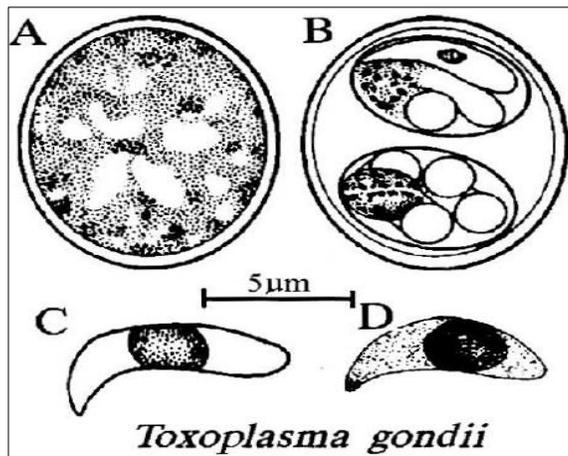


Figura 6.: Morfología *Toxoplasma gondii*.

A: ooquiste inmaduro, B: ooquiste maduro, C: esporozoíto, D: taquizoíto. (Barriga, 2002).



Figura 7.: *Toxoplasma gondii*.

Ooquistes de *Toxoplasma gondii*, sin esporular (izquierda) y esporulados (derecha) (Bowman, 2011).

c) *Isospora* spp:

Los gatos pueden infectarse con dos especies de isosporas: *I. felis* e *I. rivolta*, el principal mecanismo patogénico es la destrucción de las células hospederas durante la fase de merogonia y gametogonia, la enfermedad puede provocar úlceras y una enteritis fibro-necrótica del yeyuno-íleon. Es por esto que se les atribuyen cuadros de diarrea, a veces hemorrágica, dolor abdominal, deshidratación, anorexia, anemia y pérdida de peso, aunque, Barriga *et al.* (2002), afirma que “las isosporas de los carnívoros pueden causar sintomatología sólo cuando concurren circunstancias especiales, como animales muy jóvenes, debilitados, inmunosuprimidos, enfermos o afectados a exposiciones masivas”. Las especies del perro, gato y humano tienen una patogenia moderada, muchos hospederos son portadores de *Isospora* sin manifestar ningún síntoma (Barriga *et al.* 2002).

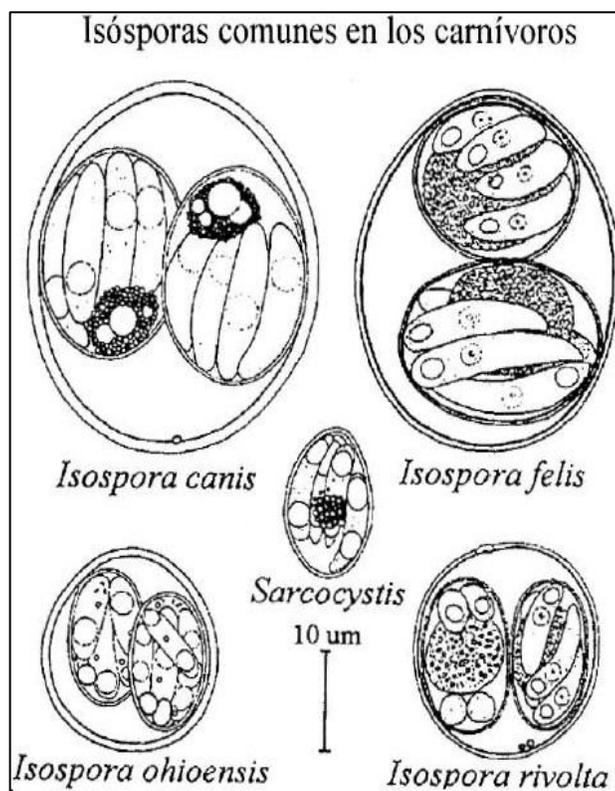


Figura 8.: Morfología ooquistes de *Isospora* spp.

Isosporas comunes en perros y gatos. Para comparación, se incluye un esporoquiste de *Sarcocystis*. La mayoría abandona el intestino como ooquiste inmaduro que contienen un cigoto. En 1 a 5 días, el cigoto se diferencia para formar un ooquiste maduro con 2 esporoquistes en su interior, cada uno con 4 esporozoítos infectantes. La forma, tamaño y demás características de los ooquistes maduros permiten identificar la especie infectante (Bowman, 2011).

Céstodos

a) *Dipylidium caninum*:

El estado adulto se ubica en el intestino delgado de gatos, perros y el hombre. Se fija a la pared intestinal mediante los garfios de su escólex (Tuasa, 2015).

Para que se realice su ciclo biológico completo necesita de un artrópodo como hospedador intermediario (*Ctenocephalides felis*), una vez en el intestino delgado del hospedador definitivo se desprende los proglótidos maduros y grávidos que son eliminados con las heces, o salen del hospedador de forma espontánea. Una vez que estos son liberados, los huevos son ingeridos por estados larvarios de la pulga y se convierten en cisticercoides, infectando posteriormente a través de su ingesta a los hospedadores definitivos, los cisticercoides escapan en el intestino delgado y se desarrollan directamente en cestodos adultos en 3 o 4 semanas (Tuasa, 2015).

La presencia de *Ctenocephalides canis* se considera como una forma parasitaria accidental en los gatos pero no de menor importancia ya que la presencia de perros sin desparasitación externa en el hogar conviviendo con gatos en las mismas condiciones (y viceversa) puede ocasionar contagios de ectoparásitos y la posterior infección con *D. caninum*, aunque el principal vector de este cestodo es *C. felis*. Con respecto a la situación mundial, la infección en gatos es más prevalente que en los perros, pero también variable. Se encontraron un 23.8% de *D. caninum* en deposiciones de 52 gatos en Nigeria y 1.4% en 1.147 gatos de Alemania, 23% en 1.502 gatos provenientes de Sudáfrica y 20.7% en 58 gatos de España a quienes se les realizó una necropsia (Ancha & Szyfres, 2003).

La mayoría de las infecciones en humanos por *D. caninum* en Estados Unidos y Europa están asociadas a lactantes e infantes. En América Latina se han observado infecciones en Argentina, Brasil, Guatemala, México, Puerto Rico, Uruguay, Venezuela y Chile (17 casos), en los que se reporta la presencia de abdomen globoso como el signo más frecuente, la eliminación de proglótidos móviles es lo que más llama la atención de los padres. La forma de contagio más frecuente es la ingesta de la pulga accidentalmente cuando besa o muerde a la mascota infectada, o cuando la pulga cae en su comida o se pega al chupete húmedo (Ancha & Szyfres, 2003).



Figura 9.: Cápsula ovígera *Dipylidium caninum*.

Posee segmentos en forma de semilla de pepino y doble dotación genital. Los orificios genitales de *D. caninum* se encuentran ligeramente más atrás de la parte media de cada segmento (es decir, lejos del escólex) en los cuales encontramos cápsulas ovígeras, cada cápsula puede albergar entre 5 y 30 huevos. (Bowman, 2011).

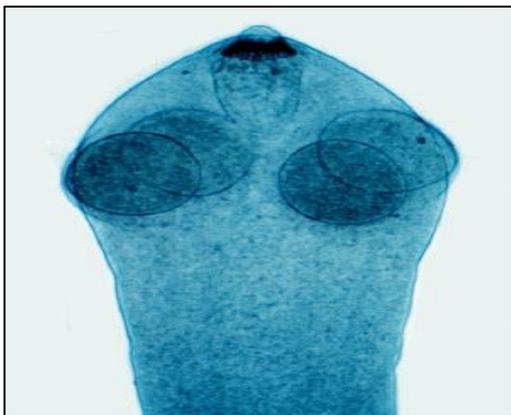


Figura 10.: Morfología *Dipylidium caninum*.

Escólex de un ejemplar fresco teñido. El escólex de *D. caninum* mide menos de 0.5 mm de diámetro; el rostelo es retráctil y está armado con pequeños ganchos a modo de espinas (Bowman, 2011).

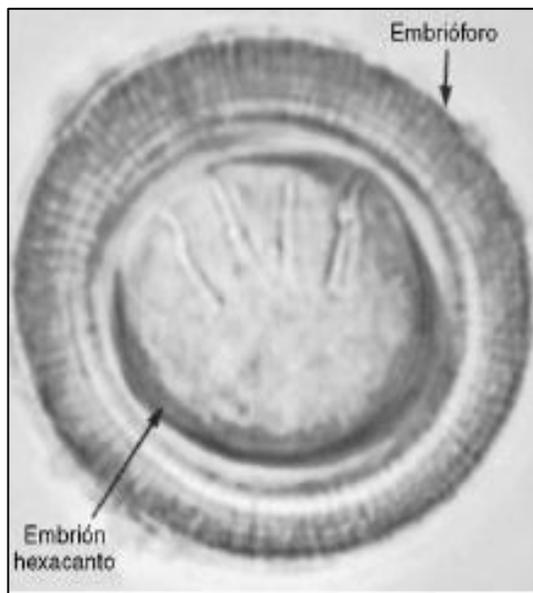
b) *Taenia taeniaformis*:

El contagio se produce por la ingestión de estrobilocercos cuando se aprovechan de roedores parasitados (hospedero intermediario) que se encuentran en los ratones cazados por los felinos, el órgano predilecto del hospedero definitivo es el intestino delgado. El ratón se contagia al ingerir agua o alimentos contaminados con huevos, que atraviesan la pared intestinal alcanzando el flujo sanguíneo hasta llegar al intestino delgado (Barros, 2013).

Dentro de su morfología destacan la cabeza que posee garfios y ventosas para fijarse a la pared intestinal. Es aquí, donde liberan los huevos y se excretan posteriormente en las heces, en algunas ocasiones se desprenden segmentos ya maduros en forma de cadena en las heces de los gatos, se pueden detectar en las heces o en la piel alrededor del ano.

Los huevos son directamente infectivos tras la excreción y pueden sobrevivir durante meses en el exterior. Los signos clínicos son casi siempre benignos, pero si el número de tenias aumentan se produce diarrea, pérdida de peso, dolores abdominales y picor anal (Barros, 2013). La mayoría de las infecciones de cestodos en adultos se considera no patógena en gatos, sin embargo, existen informes de casos de obstrucción intestinal debido a *T. taeniaeformis*, aunque las inquietudes de estas infecciones generalmente se inclinan por el lado estético, en particular a la presencia de proglótidas móviles en el entorno familiar, pueden causar angustia emocional en los propietarios (Little *et. al*, 2015).

Figura 11.: Huevo de *Taenia taeniaeformis*.



Huevo de *Taenia taeniaeformis* procedente de un gato. La cubierta de los huevos de Taeniidae es frágil; los huevos en los frotis fecales suelen perder la cubierta. Cuando el huevo es ingerido por un hospedero intermediario vertebrado, el embrión hexacanto atraviesa la pared intestinal y migra a los órganos de predilección, normalmente el hígado y las membranas peritoneales o musculatura cardíaca y estriada, una vez allí crece hasta formar larva de segundo estadio que es infectante para el hospedero definitivo (Bowman, 2011).

Nemátodos

a) *Toxocara cati*:

Pertenece al género de los ascáridos, cuando son adultos parasitan el intestino delgado de diversos mamíferos. Estos vermes tienen tres grandes labios y un bulbo esofágico glandular (ventrículo) localizado en la unión del esófago y el intestino. Las migraciones de las larvas de los nemátodos están influenciadas por su capacidad para penetrar tejidos y responder a diferentes estímulos químicos y físicos. Es por esto que, la probabilidad de que se produzca una migración traqueal a partir de la infección con huevos es elevada durante toda la vida del gato (Bowman *et. al*, 2011).

Las larvas de *Toxocara* pueden convertirse en adultos dentro de 3 semanas donde excretan los huevos en intestino delgado de sus hospedadores definitivos. Los gusanos hembras pueden producir hasta 200.000 huevos por día, los huevos presentes en las heces no son infecciosos y requieren un período de incubación en el suelo para embrionarse, lo que sucede una semana después de la deposición, los periodos de incubación de mayor duración se deben a temperaturas más bajas, los huevos de *Toxocara* totalmente embrionados contienen larvas infecciosas para los mamíferos y pueden permanecer infectivos en el medio ambiente durante años. Los datos de seroprevalencia disponibles en la actualidad, aunque aún son fragmentarios, ubican a la toxocariasis entre las infecciones zoonóticas más comunes en todo el mundo. A pesar de ser la infección helmíntica humana más prevalente en algunos países industrializados, la toxocariasis permanece relativamente desconocida para el público, la ingestión de huevos de *T. canis* embrionados presentes en el suelo o en manos contaminadas y fómites la forma más frecuente de obtener la infección, la mayoría de los humanos infectados no desarrollan una enfermedad clínica (Nicoletti, 2013). La situación mundial con respecto a *Toxocara spp.* ha demostrado que en suero de personas clínicamente sanas, analizados mediante ensayos de inmunosorción enzimática (ELISA) demostraron tener anticuerpos contra este parásito, estos resultados pertenecen a 6.7% de 1.150 sueros en Estados Unidos, 4.7% de 358 sueros de Canadá y 3.6% de 1.321 sueros de Gran Bretaña, la forma más frecuente de contagio en los niños es a través del suelo ya que muchas veces no cumplen las medidas de higiene adecuadas, por lo que están más expuestos y tienen prevalencias más altas cuando incorporan la geofagia dentro de su

comportamiento, los adultos adquieren la infección cuando las manos tienen contacto directo con el suelo contaminado y omiten medidas de higiene (Ancha & Szyfres, 2003).

En un estudio en Inglaterra rural, se encontraron en ratas larvas de *Toxocara* en el 15% de las ratas examinadas. El papel de los roedores como hospedador paraténico juega un papel significativo en la epidemiología de la infección por *Toxocara*, especialmente por la población de gatos que aún se tienen con el objetivo de cazar para controlar la sobrepoblación de ratones (Bowman *et al.* 2011).

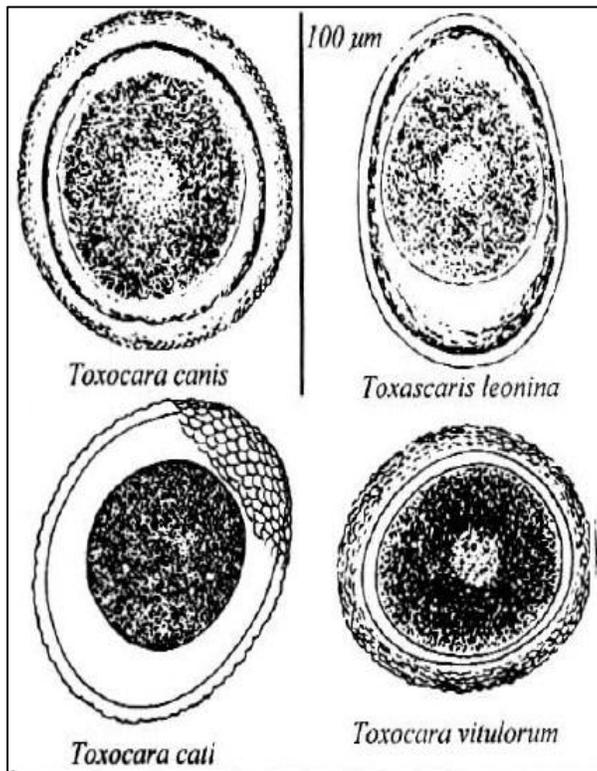


Figura 12.: Huevos de algunos ascarídeos.

Toxocara también se adquiere por ingestión de huevos, pero este mecanismo genera infecciones patentes sólo en animales muy jóvenes. En cachorros de más de 1 mes, la ingestión de huevos infectantes producen infecciones tisulares con larvas hipobióticas que pasarán a la nueva generación en el útero o con la leche, estas larvas viven por al menos 2 años y pueden transmitirse a los fetos al menos por 3 preñeces sucesivas (Barriga, 2002).

b) *Ancylostoma tubaeforme*:

Los anquilostomas zoonóticos son los que viven en los animales pero que pueden transmitirse a los humanos. Los perros y gatos pueden infectarse con varias especies de anquilostomas, incluyendo *Ancylostoma braziliense*, *A. caninum*, *A. ceylanicum* y *Uncinaria stenocephala* (Alfaro, 2011).

El estado que logra infectar al huésped es la larva 3 (L3) que ingresa por vía cutánea u oral, sigue la ruta linfática para llegar a corazón y pulmones, donde a través de los capilares pasa a los alvéolos, sigue su migración hasta llegar a tráquea y posteriormente a faringe donde es deglutida para llegar al intestino. Es en este lugar donde las larvas que penetran el intestino pasan por las glándulas de Lieberkhun y luego de dos días regresan al lumen del intestino, muda 3 días después de la infestación y llegan a adultos (Alfaro, 2011). Estos parásitos son hematófagos, se fijan a la mucosa intestinal hasta alcanzar vasos sanguíneos originando ruptura de capilares y hemorragias. Los pacientes presentan diarrea de heces oscuras, alquitranada y si la infestación es más grave cuadros de anorexia, anemia y debilidad (Alfaro, 2011).



Figura 13.: Huevo de *Ancylostoma tubaeforme*.

Los anquilostomas son gusanos del intestino delgado, amarillentos en ayunas y rojizos oscuros cuando están recién comidos. Miden entre 1 a 2 cm de largo y tienen una cápsula bucal grande con dientes. El extremo anterior está curvado dorsalmente lo cual le ha validado el nombre de “gusanos gancho”. Las especies se diferencian por pequeños detalles en la morfología de los dientes o de la bolsa copuladora (Barriga, 2002).

2.1.4 Signología Clínica

Tabla 1. *Características Clínicas diarrea intestino delgado.*

Síntoma Clínico	Intestino Delgado
Frecuencia	Normal o levemente aumentada
Volumen	Gran cantidad, voluminosa o acuosa
Urgencia	Ausente
Tenesmo	Ausente
Moco en heces	Ausente
Sangre en heces	Negro oscuro (melena)
Pérdida de peso	Puede estar presente

Diarrea de intestino delgado, según Merck 2007.

2.2 Intestino Grueso

El ciego, colon y recto forman parte del intestino grueso, es aquí donde se produce la fermentación de la materia orgánica no digerida y se absorben líquidos, minerales y metabolitos bacterianos. En base a lo anterior y debido a la naturaleza carnívora del gato, su intestino grueso es pequeño, no presenta microvellosidades y las criptas de Lieberkhun contienen células de absorción y secretoras, además de tener una microbiota muy densa con gran actividad metabólica (Zentek *et al.* 2010).

2.2.1 Estructura

Su morfología, se dispone como signo de interrogación y se puede observar a la radiografía desde una perspectiva ventrodorsal. Normalmente, el diámetro del colon es menor que la longitud de la L7, siendo habitual que sea mayor que el del intestino delgado (Burillo, 2010).

2.2.2 Fisiología

Los compartimentos fermentativos en posición distal respecto al intestino delgado son el ciego y colon, y al conjunto suele denominarse intestino grueso. En la digestión fermentativa, los sustratos moleculares se fragmentan por la acción de bacterias, la mayoría de estas bacterias son anaerobias estrictas (Thomas *et al.*, 2014).

El alimento que alcanza el intestino grueso es fibra, las bacterias fermentan esta fibra y producen nutrientes necesarios para el crecimiento de las células del colon. Estas bacterias beneficiosas son llamadas probióticas, además de producir productos beneficiosos para el colon (ácidos grasos de cadena corta) impiden la colonización de bacterias patógenas. La parte de la fibra que no se fermenta, proporciona volumen para la excreción de las masas fecales, y puede unirse a toxinas y productos de desecho ayudando a su eliminación por las heces. Finalmente, el recto y ano permiten la controlada eliminación de heces (Cascales & Doadrio, 2014).

2.2.3 Enteroparásitos

Es necesario conocer los parásitos que con mayor frecuencia afectan nuestras mascotas y actuar según corresponda. A continuación se describirá las especies más frecuentes encontradas en el intestino grueso del gato.

Protozoos

a) Entamoeba histolytica:

Posee dos formas, la forma infectante (quiste) y la forma vegetativa (trofozoítos), el contagio se produce cuando ingieren agua contaminada o inhalan tierra contaminada con la forma infectante. Los pacientes que están inmunosuprimidos son los más susceptibles a enfermarse, provocando en infecciones graves diarreas con sangre. Cuando la infección es adquirida, los quistes llegan al estómago, estos son resistentes a los efectos del pH ácido del hospedero por lo tanto la exquistación ocurre posteriormente en el intestino delgado, este proceso ocurre por las características alcalinas del medio o la acción de enzimas digestivas que terminan por debilitar la pared del quiste emergiendo una ameba (metaquiste). A través de varias divisiones se da origen al trofozoítos metaquístico que, incapaz de colonizar el intestino delgado, son arrastrados por las heces y llegan al intestino grueso, donde se alimentan de bacterias y otras células, de este modo aumentan su tamaño y alcanzan a ser trofozoítos maduros. En la luz y en las criptas de las glándulas de la mucosa del intestino grueso, los trofozoítos continúan multiplicándose y pueden llegar a invadir la pared de esta víscera e incluso hacer migraciones a órganos distantes (Fonte, 2003).

Entamoeba histolytica existe en todos los países del mundo y es la causa de amebiasis en el hombre y primates no-humanos, las amebas se diseminan a través del cuerpo por medio de los vasos sanguíneos y linfáticos especialmente a hígado, pulmón y cerebro, afectando de forma sistémica al ser humano. Se ha descrito la aparición espontánea en el perro, no así en el caso de los gatos que solo se obtienen registros de casos en infecciones experimentales, su patogenicidad es variable y está influenciada por factores como la dieta y el estado inmunitario del huésped, la forma sistémica no es propia de los gatos y perros, la amebiasis en estos animales solo causa colitis erosiva o ulcerativa que resulta en un síndrome clínico de diarrea sanguinolenta. Se ha reportado el caso de un gato persa macho de 3 años que desarrolló de forma espontánea colitis necrótica causada por *Entamoeba histolytica*, el animal llegó a la consulta veterinaria ubicada en Kobe- Japón, con signos de anorexia y diarrea, el examen hematológico solo indico un aumento de glóbulos blancos y la bioquímica no tuvo ninguna alteración, mientras que el examen radiológico solo mostro un aumento de grosor en la pared del intestino grueso. El paciente murió 17 días después de la primera consulta, la característica más sorprendente en la necropsia fue un marcado engrosamiento en grandes zonas de la pared del ciego y colon mostrando una necrosis difusa, con extensión de la mucosa que estaba completamente necrótica con exudado fibrinoso, hubo edema en la submucosa y muscular donde se observaron agrupaciones ocasionales de trofozoítos con reacción inflamatoria mínima a través de microscopía electrónica y óptica, el origen de las amebas no se logró determinar (Shimada *et. al*, 1992).

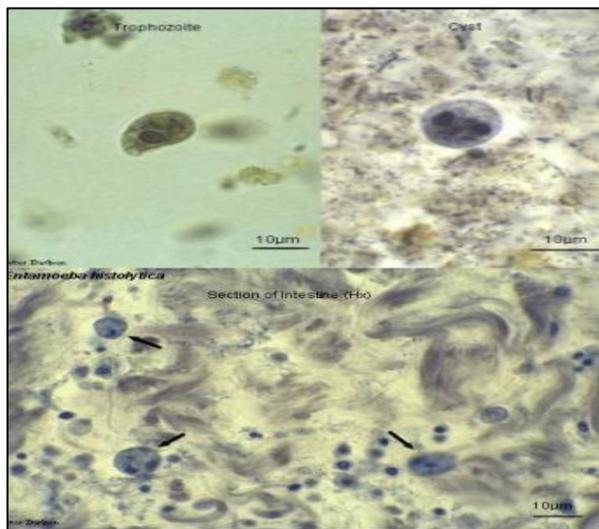


Figura 14.: *Entamoeba histolytica*.

Las formas parásitas activas, denominadas trofozoítos, presentan movimientos ameboides cuando se obtienen de heces frescas y se mantienen a temperatura corporal. La mayoría de las especies forma quistes, multinucleados y se encuentran en las heces formas (*Laboratorio de enfermedades parasitarias, s.f*).

Nemátodos

a) *Trichuris spp.*:

Los gatos pueden infectarse con la especie *Trichuris campanula*, los huevos que se eliminan con las heces contienen una única célula y no son infectantes. Aproximadamente en un mes se desarrolla dentro del huevo la larva infectante del primer estadio, aunque no eclosiona a menos que sea deglutida por un hospedador adecuado (Tuasa, 2015).

Una vez que los huevos son ingeridos, todo el desarrollo se produce en el epitelio del intestino, tras alcanzar el término del intestino delgado las larvas salen del huevo y permanecen allí durante 2 a 10 días antes de trasladarse al ciego donde completan su desarrollo a adultos y se reproducen. Dentro de su morfología poseen un extremo anterior filiforme con el cual se fijan a la mucosa del ciego y en la del intestino grueso, mientras que el extremo posterior que es más ancho, permanece libre y móvil en el lumen intestinal (Tuasa, 2015).

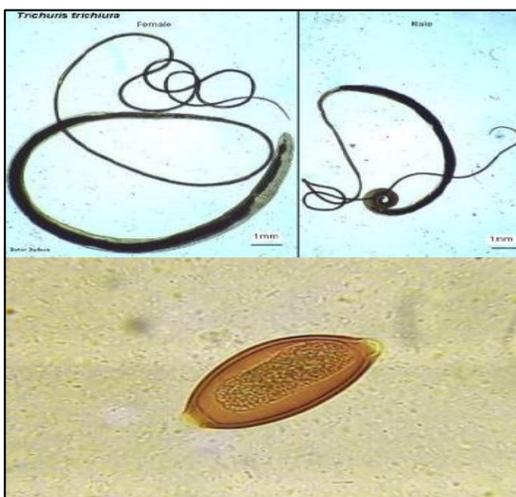


Figura 15.: Morfología *Trichuris spp.*

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

2.2.4 Signología Clínica

Tabla 2. Características Clínicas diarrea intestino grueso

Síntoma Clínico	Intestino Grueso
Frecuencia	Muy frecuente
Volumen	Pequeñas cantidades a menudo
Urgencia	Presente
Tenesmo	Presente
Moco en heces	Frecuente
Sangre en heces	Rojo (fresco)
Pérdida de peso	Raro

Diarrea de intestino grueso, según Merck 2007.

2.3 Examen Coprológico

Existen diversos tipos de parásitos cuyos huevos, quistes o larvas poseen características específicas, esto permite que puedan ser separados de residuos de alimentos y otros materiales que existen en las heces, para que puedan ser identificados y cuantificados. El uso de las técnicas en el laboratorio debe ser empleado a través de dos sentidos, el primero es que la técnica este acorde a la especie estudiada y el segundo tiene que estar enfocado a los parásitos más frecuentes descritos en la especie, su importancia clínica y ambiental (*Laboratorio de enfermedades parasitarias*, s.f).

Las infecciones por helmintos son comunes en los gatos, pero muchas veces el diagnóstico por flotación fecal subestima su prevalencia. Se realizó un estudio en gatos provenientes de un refugio de animales en el noreste de Oklahoma, durante un período de 12 meses entre los años 2010-2011, todos los gatos en este estudio fueron eutanasiados previo acuerdo con el refugio, se examinó todo el tracto gastrointestinal post mortem y se recolectó todo el material fecal proveniente del colon para su estudio por flotación fecal, en el que se obtienen los siguientes resultados: los estudios de necropsias históricas revelan que el 55.7% de los gatos tienen *Toxocara cati*, 33% están infectados con *Taenia spp.*, y 13% tienen *Dipylidium caninum*. Sin embargo, estos resultados cambian cuando se realizan solo mediante flotación fecal, la prevalencia disminuye a 21-36.2 % para *T. cati*, 3.9-5.3% para *Taenia spp.*, y del 0.1-1.1% para *D. caninum*. Las razones por las cuales la flotación fecal subestima la prevalencia estaría dada por dos factores: (1) los huevos de cestodos son eliminados en paquetes en lugar de distribuirse de forma uniforme en la masa fecal, y (2) los huevos son densos, por lo tanto, tienen menos probabilidad de flotar en la gravedad específica de las soluciones de

flotación estándar (Solución de nitrato de sodio). Es por estas razones que muchas veces los estudios de flotación fecal de animales con proglótidas identificadas visualmente por los propietarios, dan resultados negativos (Little *et. al*, 2015).

2.3.1 Método de Teuscher

Esta técnica permite detectar la presencia de protozoos (ooquistes y quistes), helmintos (huevos o larvas de distintos nemátodos, huevos de cestodos) y en algunas ocasiones es posible observar algunos artrópodos en las fecas. A pesar de ser una técnica con mayor uso en los laboratorios, presenta inconvenientes con el peso específico de la solución, esto puede deformar las estructuras (huevos de dístomas) y destruye quistes de protozoos (*Giardia sp.*) y no permite la observación de trofozoítos (*Laboratorio de enfermedades parasitarias, s.f.*).

2.3.2 Método de Teleman

La técnica de Teleman modificado se utiliza para detectar estructuras de protozoos tales como quistes (*Giardia sp.*, *Entamoeba histolítica* y otros) y trofozoítos, aunque presenta un rendimiento algo inferior al método de Teuscher. Es por esto que esta técnica se utiliza complementaria al método de Teuscher (*Laboratorio de enfermedades parasitarias, s.f.*).

3. Objetivos

General.

Determinación de la presencia de enteroparásitos en gatos clínicamente sanos en cuatro comunas de Santiago mediante los métodos de Teuscher y Teleman.

Específicos

- a. Identificar enteroparásitos presentes en las heces de pacientes felinos y comparar su relación según la ubicación entre las comunas de Providencia, Pedro Aguirre Cerda, Estación Central y San Joaquín.
- b. Analizar la presencia de enteroparásitos en gatos clínicamente sanos según etapa de vida.
- c. Evaluar la presencia de enteroparásitos en pacientes indoor y outdoor

Capítulo 3

Metodología

4. Materiales

4.1 Material biológico

Para realizar este estudio descriptivo se utilizarán un total de 40 pacientes felinos, mayores de 2 meses de edad, de distinto sexo y condición reproductiva, sanos al examen físico con hábitos indoor y outdoor. Los dueños de estos pacientes serán citados previa coordinación en puntos de encuentro cercanos a sus viviendas ubicadas en las comunas de Estación Central, La Florida, Pedro Aguirre Cerda y Providencia, de cada comuna se evaluarán un total de 10 muestras de heces, de las cuales 5 serán pacientes indoor y 5 pacientes outdoor.

4.1.1 Material no biológico

- Frasco muestra de heces 100ml, tapa rosca roja
- Tubos de 22 ml
- Formol-sal 40 ml en cada frasco
- Formaldehído solución al 40% 50ml
- NaCl 5 gr
- Agua destilada 950 ml
- Lugol 1 gr
- Yoduro de potasio 2gr
- Tinción MIF
- 700 gr. de sulfato de zinc
- Microscopio
- Centrifuga sobremesa

4.1.2 Materiales para coproparasitológico

- Tubos cónicos 15 ml (falcon)
- Tamices para Teleman
- Caja portaobjetos
- Caja cubreobjetos
- Caja guantes procedimiento, talla S y M
- Cinta adhesiva
- Mortero con pistilo
- Vaso precipitado 250 ml
- Gotarios
- Mascarillas
- Espátula cuchara

4.2 Métodos

4.2.1 Tamaño de la muestra

El muestreo es una herramienta de la investigación científica, cuya función básica es determinar que parte de la población debe examinarse, con la finalidad de hacer inferencias sobre una población. El tamaño de la muestra se determinó en base a un muestreo no probabilístico de conveniencia, el cual permite seleccionar aquellos casos accesibles que acepten ser incluidos. Esto, fundamentado en la conveniente accesibilidad y proximidad de los sujetos para el investigador (Otzen & Manterola, 2017). Como un método complementario a este estudio, los datos aportados no serán seleccionados mediante un criterio estadístico, los individuos empleados en la investigación se seleccionan porque están fácilmente disponibles y nos entregarán una visión sobre los parásitos más frecuentes en las clínicas veterinarias de Santiago, el valor será un total de 40 pacientes felinos.

4.2.2 Recolección de muestra

Para el presente estudio se analizarán 40 muestras de heces frescas de felinos recolectadas entre el período de septiembre 2018 hasta octubre 2018, en las comunas de Providencia, Pedro Aguirre Cerda, Estación Central y San Joaquín.

Las muestras serán obtenidas, previo consentimiento informado del propietario, recogiendo una porción de heces emitidas desde la caja de arena durante 3 días alternos. Se tomarán porciones de un tamaño aproximadamente 2cm, las que serán colocadas en frascos plásticos previamente rotulados (en los que cada paciente será identificado y enumerado) y luego homogenizadas en Formol-sal como método de fijación, para ser almacenadas a temperatura de refrigeración. Las muestras una vez obtenidas tienen un periodo de duración de dos semanas hasta su procesamiento, el cual se realizará en los laboratorios de Universidad de las Américas, sede Santiago Centro.

4.2.3 Procesamiento de muestras

El procesamiento de las heces de gatos recolectadas se realizará en el Laboratorio de la Universidad de las Américas. Cada muestra será analizada mediante los métodos de Teuscher y Teleman, procesando las muestras durante el mes de Octubre y Noviembre.

a) Método de Teuscher

- Reactivo:
700 grs. de sulfato de zinc por cada 1000 cc de agua.

- Material y equipo necesario:
Morteros con pistilos, vasos de precipitado de 250 ml, tamiz con malla n° 60, tubos de 22 ml, tubos de 10 ml porta objetos, cubre objetos, microscopio y centrífuga de sobremesa.

- Procedimiento:
 1. Separar las muestras fecales para posteriormente pesar 3 a 5 grs.
 2. La muestra se coloca en un mortero, se disuelve con agua y se homogeneiza.
 3. Verter la muestra, a través de un colador fino (n° 60) a un vaso de precipitado de 250 ml, lavando con porciones pequeñas de agua hasta completar un volumen de 200 ml
 4. Decantar durante 20 minutos, luego de los cuales se elimina el sobrenadante y se vierte el sedimento en un tubo de ensayo de 22 ml, hasta completarlo, enjuagando cuidadosamente el vaso de precipitado.
 5. Esperar 10 minutos y el sobrenadante resultante se elimina depositando el sedimento en un tubo de centrífuga de 15 ml de capacidad, cuidando de enjuagar el tubo de 22 ml con solución de sulfato de zinc al 70%; vertiendo al tubo de centrífuga hasta 10 ml

6. Centrifugar durante 10 minutos a 1.500 r.p.m.
7. Centrifugado el tubo de 15 ml se saca y se coloca en gradillas, adicionándoles con un gotario solución de sulfato de zinc al 70% hasta formar un menisco convexo, sobre el cual se deposita un cubre objeto de 18 x 18 ó 20 x 20 mm.
8. Esperar 5 minutos para que las estructuras presentes (huevos, ooquistes, quistes y otras) se adhieran a la cara inferior del cubre objetos mediante flotación.
9. Retirar el cubre objetos y montarlo sobre un portaobjetos observando luego al microscopio.
10. Leer con aumentos de 100x y 400x
11. Los resultados positivos se leen en la siguiente tabla:

Tabla 3. Interpretación de resultados positivos método de Teuscher

Campo	Cantidad
X	Escasa cantidad (1-10)
XX	Regular cantidad (11-50)
XXX	Abundante cantidad (51- 100)
XXXX	Muy abundante cantidad (>100)

Lectura e interpretación con aumento 100x y 400x, según guía de *Laboratorio de enfermedades parasitarias*.

b) Método de Teleman

- Soluciones Fijador:

- Formaldehído solución al 40% 50 ml
- NaCl 5 gr
- Agua destilada 950 ml

- Colorantes

- Lugol: Yodo 1 gr
- Yoduro de potasio 2gr
- Agua destilada

- Tinción MIF (Merthiolate, Iodo y Formol)

- Lugol 0.10 MI
- Formaldehído solución 40% 0.15%
- Timerosal (Merthiolate) 1:1000 0.75ml

- Materiales

Mortero con pistilo, pipeta pasteur, vaso p.p de 250ml, tamiz, tubo de 15 ml, porta objetos, cubre objetos, cámara húmeda.

- Procedimiento

1. Vaciar la mitad de la muestra al mortero y agregar fijador si la emulsión es muy espesa.
2. Tomar con una pipeta pasteur una gota de la emulsión fecal y colocarla en un portaobjetos numerado cubrir, con un cubreobjeto y dejar en una cámara húmeda. Esta es la preparación directa.
3. Tamizar la emulsión hacia un vaso p.p de 250 ml y observar el material retenido para ver si se encuentran parásitos macroscópicos.
4. Depositar aproximadamente 10 ml de la emulsión tamizada en el tubo de 15 ml ya numerado, agregar una columna de 1 ml de altura de éter sulfúrico o etílico al tubo de centrifuga.
5. Ocluir el tubo con el pulgar y agitar enérgicamente, destapar lentamente para reducir la presión generada.
6. Colocar los tubos en la centrifuga. Centrifugar por 5 minutos a 1500 o 1800 r.p.m.
7. Vaciar el sobrenadante en forma brusca invirtiendo el tubo.
8. Con la pipeta pasteur colocar 2 gotas de tinción MIF separadas por 3 cms. entre sí, con la pipeta pasteur tomar 2 gotas de sedimento obtenido en el tubo centrifugado y colocarlas al

lado de cada gota de MIF.

9. Mezclar con un asa desechable las gotas de sedimento y MIF. Cubrir con el cubre objeto y repetir la operación con el otro par de gotas. Esta es la preparación concentrada.

10. Colocar en una cámara húmeda hasta el momento de su lectura.

11. La lectura se debe efectuar para ambas preparaciones con aumentos de 400 x y 100 x e inmersión cuando sea necesario.

Tabla 4. Interpretación de resultados positivos método de Telemán

Campo	Cantidad
X	Escasa cantidad (1-10)
XX	Regular cantidad (11-50)
XXX	Abundante cantidad (51- 100)
XXXX	Muy abundante cantidad (>100)

Lectura e interpretación con aumento 100x y 400x, según guía de *Laboratorio de enfermedades parasitarias*.

Capítulo 4

Resultados

5. Presentación de los resultados

De las 40 muestras de heces de gatos examinados en cuatro comunas de la ciudad de Santiago, un 17.5 % resulto positivo, de los cuales un 2.5% corresponde a la comuna de Pedro Aguirre Cerda, 12.5% pertenece a la comuna de Estación Central, 2.5% a la comuna de San Joaquín. Los gatos provenientes de la comuna Providencia obtuvieron resultados negativos (Tabla 4). Estas muestras se analizaron mediante los métodos de Teuscher y Teleman obteniendo los mismos resultados en cada uno de los análisis.

Tabla 5: *Porcentaje de infección parasitaria gastrointestinal según comuna y tipo de hábito, en 40 muestras de heces de gatos provenientes de la ciudad de Santiago, Chile.*

Comuna	Tipo de Hábito	N° de gatos	N° de muestras	N° de Muestras positivas	Total (%)
Providencia	Indoor	5	10	0	0%
	Outdoor	5		0	
Pedro Aguirre Cerda	Indoor	5	10	1	2.5%
	Outdoor	5		0	
Estación Central	Indoor	5	10	1	12.5%
	Outdoor	5		4	
San Joaquín	Indoor	5	10	0	2.5%
	Outdoor	5		1	
Totales		40	40	7	17.5%

De los 10 pacientes analizados por cada comuna, se tomó en cuenta el tiempo de desparasitación en pacientes, el rango para la comuna de Providencia varía de 1 mes hasta 1 año, dentro de los cuales: dos pacientes se desparasitaron hace 1 mes y el resultado de las muestras fueron negativas, otros dos pacientes se desparasitaron hace 2 meses y el resultado de las muestras fueron negativas, por otro lado cinco pacientes se desparasitaron hace 3 meses y el resultado de las muestras fueron negativas, solo un paciente no ha sido desparasitado hace 1 año y el resultado de la muestra fue negativa (Tabla 5).

Tabla 6: *Porcentaje de infección parasitaria gastrointestinal, según tiempo de desparasitación en 10 pacientes provenientes de la comuna Providencia, en la ciudad de Santiago, Chile.*

Tiempo	Desparasitación al día (n)		Muestras Positivas	Total (%)
	Sí	No		
1 mes	2	0	0	0%
2 meses	2	0	0	0%
3 meses	5	0	0	0%
1 año	0	1	0	0%
Totales	9	1	0	10%

El rango para la comuna de Pedro Aguirre Cerda varía de 2 meses hasta 3 años, dentro de los cuales: un paciente fue desparasitado hace 2 meses y el resultado de la muestra resultó negativa, otros tres pacientes se desparasitaron hace 3 meses y 1 paciente no ha sido desparasitado hace 3 meses y el resultado de las muestras fueron negativas, un paciente no ha sido desparasitado hace 4 meses y el resultado de la muestra fue negativa, por otro lado un pacientes no fue desparasitado hace 5 meses y el resultado de las muestras fue positiva, un paciente no ha sido desparasitado hace 6 meses y el resultado de la muestra fue negativa, otro paciente no fue desparasitado hace 2 años y el resultado de la muestra fue negativa, mientras que dos pacientes no han sido desparasitados hace 3 años y el resultado de las muestras fueron negativas (Tabla 6).

Tabla 7: *Porcentaje de infección parasitaria gastrointestinal, según tiempo de desparasitación en 10 pacientes provenientes de la comuna Pedro Aguirre Cerda en la ciudad de Santiago, Chile.*

Tiempo	Desparasitación al día (n)		Muestras Positivas	Total (%)
	Sí	No		
2 meses	1	0	0	0%
3 meses	2	1	0	0%
4 meses	0	1	0	0%
5 meses	0	1	1	10%
6 meses	0	1	0	0%
2 años	0	1	0	0%
3 años	0	2	0	0%
Totales	3	7	1	10%

El rango para la comuna de Estación Central varía de 2 meses hasta 6 meses, dentro de los cuales: tres pacientes fueron desparasitados hace 2 meses y el resultado de sus muestras fue negativo, solo 1 paciente no fue desparasitado hace 2 meses y su muestra fue positiva a enteroparásitos; un paciente fue desparasitado hace 3 meses y el resultado de la muestra fue negativa, otros cinco pacientes no fueron desparasitados hace 6 meses resultando positivas 4 de las 5 muestras (Tabla 7).

Tabla 8: *Porcentaje de infección parasitaria gastrointestinal, según tiempo de desparasitación en 10 pacientes provenientes de la comuna Estación Central en la ciudad de Santiago, Chile.*

Tiempo	Desparasitación al día (n)		Muestras Positivas	Total (%)
	Sí	No		
2 meses	3	1	1	10%
3 meses	1	0	0	0%
6 meses	0	5	4	40%
Totales	4	6	5	50%

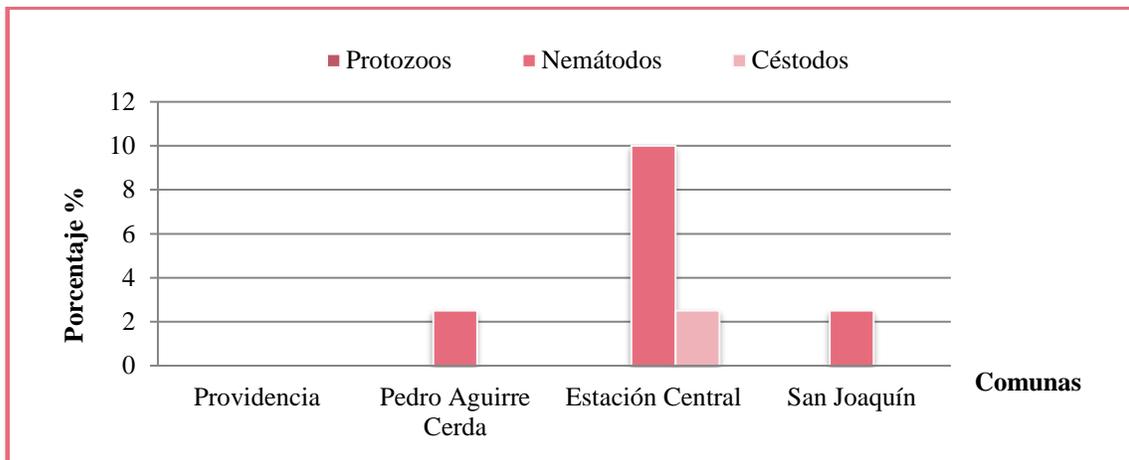
El rango para la comuna de San Joaquín varía de 1 mes hasta 2 años, dentro de los cuales: dos pacientes fueron desparasitados hace 1 mes y el resultado de su muestra resulto negativa; dos pacientes fueron desparasitados hace 2 meses y el resultado de sus muestras fueron negativas; otros tres pacientes fueron desparasitados hace 3 meses y el resultado de las muestras fueron negativas; dos pacientes no han sido desparasitados hace 6 meses y solo 1 de las 2 muestras resulto positiva a enteroparásitos, solo un paciente no ha sido desparasitado hace 2 años y su muestra resulto negativa (Tabla 8).

Tabla 9: *Porcentaje de infección parasitaria gastrointestinal, según tiempo de desparasitación en 10 pacientes provenientes de la comuna San Joaquín en la ciudad de Santiago, Chile.*

Tiempo	Desparasitación al día (n)		Muestras Positivas	Total (%)
	Sí	No		
1 mes	2	0	0	0%
2 meses	2	0	0	0%
3 meses	3	0	0	0%
6 meses	0	2	1	10%
2 años	0	1	0	0%
Totales	7	3	0	10%

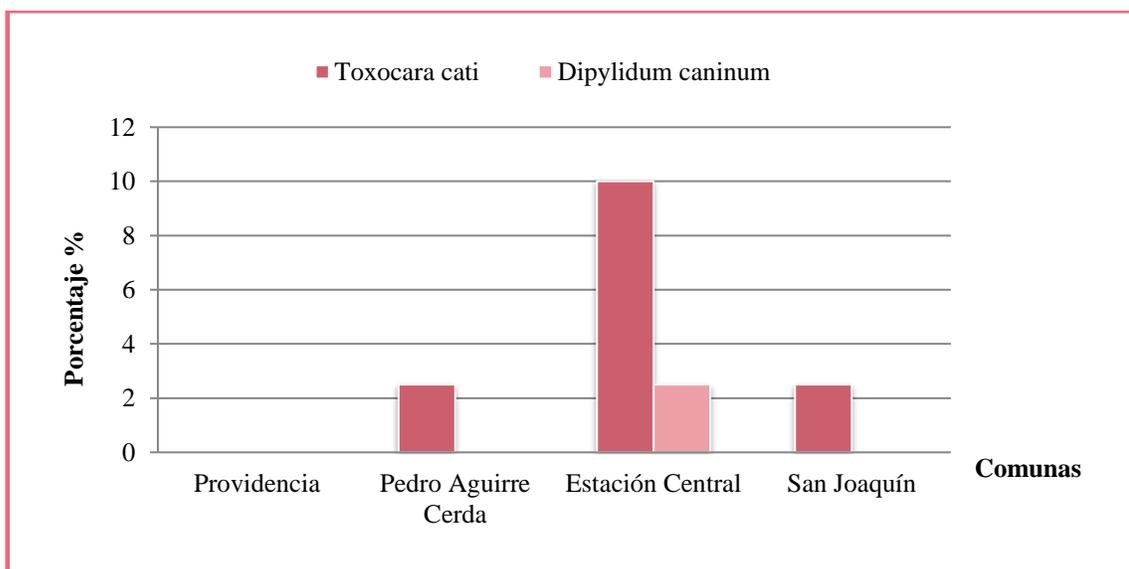
Dentro de este estudio se obtuvieron resultados positivos a nemátodos 15 % correspondientes a la comuna de Pedro Aguirre Cerda, Estación central y San Joaquín, un 2.5% fue positivo a cestodos que pertenece a la comuna de Estación Central, de un total de 40 muestras todas resultaron negativas a protozoos en las cuatro comunas y solo en la comuna de Providencia no se obtuvieron resultados positivos a nemátodos, cestodos y protozoos (Grafico 1).

Grafico 1: Porcentaje de enteroparásitos en cuatro comunas de Santiago, Chile.



De las cuatro comunas de Santiago, se obtuvieron un total de 40 muestras y por cada comuna se recolectaron 10 muestras de heces, dentro de las cuales 5 fueron pacientes indoor y 5 pacientes outdoor. Los resultados de la presencia de helmintos expresados en porcentaje por comuna reflejan ausencia de helmintos en Providencia, 2.5% Pedro Aguirre Cerda que corresponde a *Toxocara cati*, 12.5% Estación Central que corresponden a 10% *Toxocara cati* y 2.5% *Dipylidium caninum*, mientras que en la comuna de San Joaquín se encontró un 2.5% que corresponde a *Toxocara cati* (Grafico 2).

Grafico 2: Porcentaje de Helmintos en cuatro comunas de Santiago, Chile.

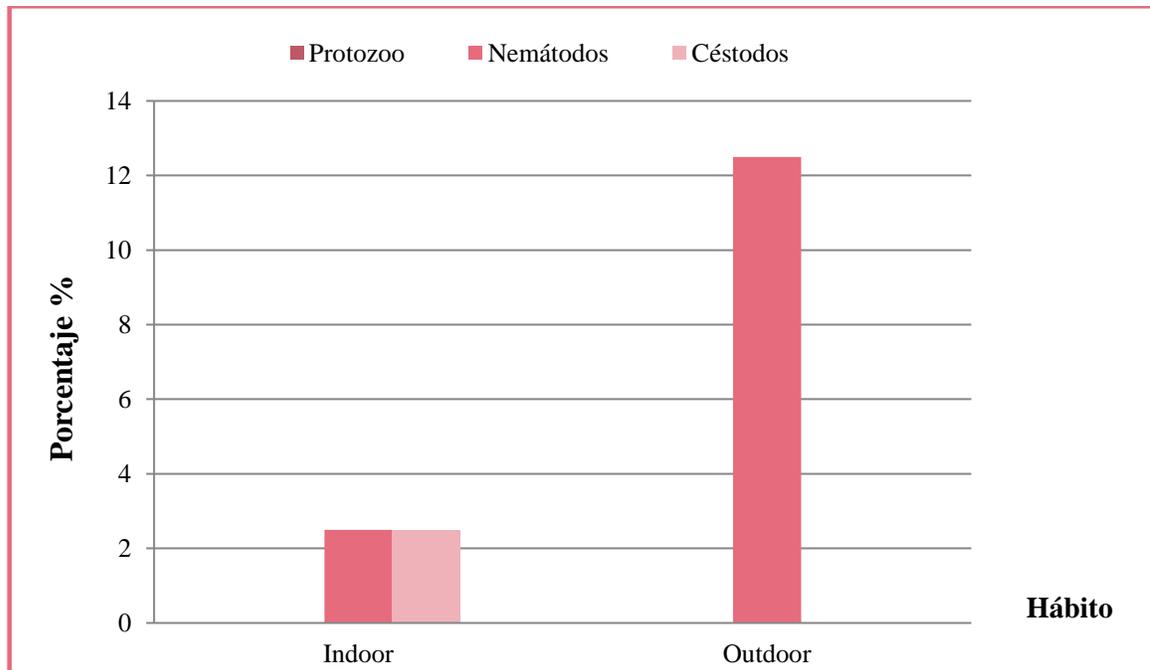


En cuanto a las muestras positivas estas se distribuyeron según la etapa de vida de menor a mayor edad y el tipo de hábito de cada paciente, siendo ordenadas en Kitten, Junior, Prime, Maduro, Senior y Geriátrico. Las muestras positivas corresponden a 7.5% a la etapa Junior y un 10% a la etapa Prime, de las cuales se obtuvo un mayor número de muestras (Tabla 10).

Tabla 10: *Porcentaje de infección parasitaria gastrointestinal según etapa de vida y tipo de hábito, en 40 muestras de heces de gatos provenientes de cuatro comunas de la ciudad Santiago, Chile.*

Etapa de vida	N° de muestras		Muestras positivas	Total (%)
	Indoor	Outdoor		
Kitten (0 – 6 meses)	2	0	0	0%
Junior (7 m – 2 años)	7	7	3	7.5%
Prime (3 - 6 años)	7	10	4	10%
Maduro (7 – 10 años)	2	2	0	0%
Senior (11 – 14 años)	0	1	0	0%
Geriátrico (> 15 años)	2	0	0	0%
Totales	20	20	7	17.5%

Gráfico 3: Porcentaje y tipo de enteroparásitos en pacientes indoor y pacientes outdoor



De un total de 40 pacientes, los pacientes con hábito indoor, que presentan resultados positivos a nemátodos (*Toxocara cati*) corresponden a un 2.5% (1/40) y el 2.5% (1/40) presenta resultados positivos a cestodos (*Dipylidium caninum*). Por el contrario, los pacientes con hábito outdoor, el 12.5% (5/40) presentan resultados positivos a nemátodos (*Toxocara cati*) y no se obtuvo resultados positivos a cestodos. Tanto los pacientes con hábito indoor, como los pacientes con hábito outdoor tuvieron resultados negativos a protozoos (Gráfico 3).

Capítulo 5

Análisis de los Resultados y Conclusión

6. Discusión de los resultados

La enfermedad es el resultado de la interacción entre el agente, huésped susceptible y el ambiente dando como resultado la triada epidemiológica, teniendo en consideración estos tres factores analizaremos los resultados obtenidos en este estudio. En relación al agente, este no siempre es suficiente para causar la enfermedad, puede ser infeccioso o no infeccioso pero lo que determina la exposición del individuo son los propios factores del huésped, tales como: susceptibilidad, capacidad de respuesta, edad, género, estado socioeconómico y estilo de vida. Los factores sociales, físicos y biológicos conforman el ambiente, para que exista la enfermedad se deben cumplir estos 3 factores fundamentales en el desarrollo de la enfermedad (OPS, 2011).

Los resultados en base a la situación geográfica, nos parece indicar que existen fallas en los métodos preventivos para nuestras mascotas, en la que está presente la profilaxis individual (uso de antiparasitarios) y la profilaxis colectiva (reducción de la contaminación ambiental). Esto se puede deber a la falta de acceso de las personas a una consulta veterinaria para mantener a su mascota libre de enteroparásitos, provocando una falla en la profilaxis individual. Las especies encontradas fueron *Toxocara cati* 15% y *Dipylidium caninum* 2.5%, consideradas agentes de infecciones zoonóticas.

En la profilaxis individual los médicos veterinarios incluyen el uso de medicamentos con acción anti-helmíntica y escaso potencial para la eliminación de protozoos, esta medida depende principalmente de la atención veterinaria que reciben las mascotas muchas veces relacionadas con el nivel socioeconómico (NSE) del propietario. En un estudio realizado en Chile, 71% de los gatos con NSE alto y 21% de gatos con NSE medio-bajo están en control veterinario, estos resultados nos orientan al poco acceso que tienen los gatos a controles veterinarios y a su desparasitación rutinaria. En el caso de la profilaxis colectiva, existe un elevado grado de contaminación por parásitos en lugares públicos, esta tiene una directa relación con la individual ya que, si no se logra reducir las medidas de desparasitación interna aumentará la contaminación del ambiente (López *et al*, 2006). En este estudio se puede observar que el 40% de los gatos analizados no cuentan con su desparasitación al día, este porcentaje representa a las comunas de Pedro Aguirre Cerda, Estación Central y San Joaquín, donde el 15% resulto ser positivo a nematodos (*Toxocara cati*) y el 2.5%

resultado ser positivo a cestodos (*D. caninum*) proveniente de la comuna de Estación Central, en comparación con la comuna de Providencia donde solo el 2.5% no cuenta con su desparasitación interna al día y los resultados para nematodos y cestodos fueron negativos.

Al momento de analizar las muestras mediante el método de Teleman, estas fueron negativas a *Toxoplasma gondii*, *Giardia spp.*, *Isospora spp.* y *Entamoeba histolítica*. La nula presencia de protozoos en pacientes clínicamente sanos puede estar relacionada a diversas causas que se discutirán a continuación.

El diagnóstico para *Toxoplasma gondii* a través de heces es complicado a través de la flotación fecal o centrifugación ya que tienen una baja sensibilidad debido a que el gato elimina ooquistes fecales sólo una vez en su vida (Esch & Petersen, 2013).

Isospora spp. y *Giardia spp.* se encuentran con mayor frecuencia en poblaciones jóvenes densas, afectando principalmente a animales inmunosuprimidos o estresados, con una edad promedio de 6 meses, los gatos en etapa kitten actúan como reinfección para gatos adultos en hogares donde existen varios gatos. Los métodos utilizados para la detección de parásitos desempeñan un papel importante al momento de analizar la prevalencia de enteroparásitos, en un estudio realizado en el Reino Unido en gatos domésticos con signos gastrointestinales se ha comprobado una diferencia de tres veces en la prevalencia detectada con ELISA en comparación con la microscopía de frotis directo para trofozoítos, donde la prevalencia de *Giardia spp.* era de 15% usando un inmunoensayo para la detección de antígeno en comparación de un 4% detectado con microscopía, esto es debido a que los trofozoítos se desintegran rápidamente en las heces con el tiempo reduciendo la probabilidad de identificarlos a través del microscopio. El uso de PCR es superior frente a los dos métodos anteriormente señalados, pero la desventaja actual de la técnica incluye la disponibilidad comercial y su potencial riesgo de contaminación lo cual causa resultados falsos positivos (Tzannes *et. al*, 2008). En el caso de *Entamoeba histolytica* gatos solo se describe infecciones experimentales (Shimada *et. al*, 1992).

En el caso de los cestodos, solo se obtuvieron resultados positivos a *Dipylidium caninum* (2.5%) este resultado es bajo considerando la alta población en estudio que no contaba con su desparasitación interna al día (42.5%). Este resultado se logra justificar en base a un estudio realizado en gatos y perros extraídos por las autoridades locales y con método de eutanasia en Nueva Zelanda, en el cual se analizó la prevalencia de pulgas inmediatamente después de la eutanasia, en el que cada animal fue colocado en bolsas de plástico individuales, etiquetados y rociados con insecticidas. De un total de 1578 pulgas recolectadas de gatos, 1330 corresponden a

Ctenocephalides felis (99.24%) y 257 para *Ctenocephalides canis* (0.76%), la carga media de pulgas fue de 19.48 pulgas por gato, siendo la prevalencia de *C. felis* de un 92.59% en 75 gatos y *C. canis* 7.41% en 6 gatos, en los cuales se examinó la presencia de cisticercoides, teniendo resultados negativos para toda la población en estudio. La ausencia de cisticercoides de *D. caninum* en pulgas puede ser explicado por la natural baja tasa de infección en las pulgas, debido a las reacciones de defensa del artrópodo huésped, otro factor a considerar es cuando las pulgas son parasitadas, ya que estas se vuelven lentas aumentando su mortalidad al tener más probabilidad de ser ingeridas por el hospedero definitivo, limitando la incidencia de cisticercoides en las pulgas. Sin embargo, la ausencia de cisticercoides de *D. caninum* en las pulgas no indica que el potencial infeccioso y la importancia en la salud pública no existan para este helminto (Guzmán, 1984).

La infección con *Taenia taeniaeformis*, en el caso del gato la literatura solo tiene informes ocasionales de enfermedad clínica, debido al bajo número de huevos de *Taenia* en las heces, se pueden obtener resultados negativos a través del método de flotación fecal (Little *et. al*, 2015). Es muy probable que debido a estas razones al realizar el procesamiento de las muestras se hayan obtenido resultados negativos frente a esta *Taenia*.

En el caso de los nematodos se obtuvo un resultado positivo en el 15% de las muestras obtenidas, siendo principalmente oquistes de *Toxocara cati*, el nematodo encontrado en heces obtenidas de pacientes indoor y outdoor. La infección con *T. cati* puede ocurrir por la depredación de hospederos paraténicos que albergan larvas en sus tejidos, aunque la ingestión directa de huevos infectivos de un ambiente contaminado se considera una posible vía de infección (Little *et. al*, 2015). Estas infecciones se asocian con los huevos presentes en el ambiente, ya que los huevos en las heces no son infecciosos y requieren un período de incubación en el suelo para embrionarse, lo que sucede una semana después de la deposición, los huevos de totalmente embrionados contienen larvas infecciosas para los mamíferos y pueden permanecer infectivos en el medio ambiente durante años (Ancha & Szyfres, 2003).

Dentro de la literatura se describe la presencia de *Ancylostoma tubaeforme* y *Trichuris spp.* como los endoparásitos frecuentes en felinos, no obstante, aun teniendo registros de pacientes clínicamente sanos portadores de estos parásitos en nuestro estudio no se obtuvieron resultados positivos frente a estos dos nematodos, esto puede ser ocasionado ya que la infección de *Ancylostoma tubaeforme* se transmite por la ingestión de larvas, ya sea directamente en los tejidos del hospedador paraténico (ratón) o a través de la penetración de la piel, asociándose con pérdida de sangre, anemia, diarrea y pérdida de peso (Little *et. al*, 2015), signología ausente en nuestros pacientes en estudio.

Para los países del Caribe y América del Sur, se cree que la prevalencia de *Trichuris spp.* en gatos es alta. Se realizó un estudio en San Cristóbal (región del Caribe), para determinar la prevalencia de *Trichuris spp.* en 41 gatos de interior y exterior, que no hayan sido tratados 4 meses anteriores con un producto que contenga un principio activo para *Trichuris vulpis* (febendazol, febantel, moxidectina), se observaron en las heces de 9 gatos (22%) *Trichuris spp.*, este resultado fue mayor en gatos de interior (26%) frente a gatos de exterior (16.7%). De los 9 gatos positivos a este nematodo, 5 no tuvieron otra infección parasitaria y 4 tuvieron infecciones por parásitos como *Ancylostoma spp.* y de los 32 gatos negativos a *Trichuris spp.* el 3% tenía *Toxocara cati*, 9% *Ancylostoma spp.*, y 6% tenía coccidia (*Isospora spp.*). El 22% de prevalencia de este estudio es probablemente aplicable a otros países del Caribe y América del Sur, siendo la principal fuente de contagio en gatos interiores la presencia de huevos residuales en el ambiente después de que el gato haya sido desparasitado (Ketzis *et.al*,2015). En contraste con este estudio la ausencia de estos helmintos se debe a la baja exposición de ooquistes y huevos presentes en el ambiente que poseen los gatos indoor y outdoor.

Las infecciones por helmintos son comunes en los gatos, pero muchas veces el diagnóstico por flotación fecal subestima su prevalencia debido a que los huevos de cestodos son eliminados en paquetes en lugar de distribuirse de forma uniforme en la masa fecal, y debido a que los huevos son densos, por lo tanto, tienen menos probabilidad de flotar en la gravedad específica de las soluciones de flotación estándar y faltan más estudios contemporáneos que documenten la presencia de helmintos por recuperación directa a través de la necropsia (Little *et. al*, 2015).

7. Conclusión

En relación a la presencia de enteroparásitos según la ubicación de las cuatro comunas de Santiago se puede observar que el 15% de muestras positivas a nematodos provenían de las comunas Pedro Aguirre Cerda, Estación Central y San Joaquín, las muestras positivas a cestodos fue de un 2.5% proveniente de la comuna Estación Central, teniendo en consideración que dentro de estas comunas el 40% de los pacientes muestreados no contaban con su desparasitación interna al día, en comparación con la comuna de Providencia en la que solo el 2.5% tenía su desparasitación interna atrasada y se obtuvieron resultados negativos a enteroparásitos.

Los datos del presente estudio demuestran que los ascáridos y cestodos siguen siendo parásitos comunes de los gatos, teniendo un porcentaje de 17.5% en pacientes clínicamente sanos, la edad promedio de infección desde los 7 meses- 2 años (7.5%) correspondientes a gatos en etapa Junior y de 3-6 años (10%) en gatos en etapa Prime.

Los gatos positivos con hábito indoor representan el 5% de la población infectada en contraste con los gatos positivos con hábito outdoor 12.5%, siendo la principal ruta de infección el ambiente.

Por lo antes expresado, se debe tener en consideración que la literatura nos manifiesta la baja sensibilidad de los diagnósticos por método de flotación de fecas, los veterinarios deben informar y educar a los propietarios sobre la importancia en desparasitar a las mascotas en el hogar, en especial los que tengan acceso al ambiente ya que, si no adquieren los enteroparásitos de hospederos intermediarios mediante la caza, lo obtendrán del ambiente contaminado.

8. Bibliografía

Actualidad. (22 de Noviembre de 2013). ¿Por qué los gatos triunfan ante los perros? Recuperado el 30 de Septiembre de 2018, de RT: <https://actualidad.rt.com/sociedad/view/112078-gatos-triunfan-perros-civilacion-psicologia>.

ALFARO, M.2011. Prevalencia de *Ancylostoma caninum* En *Canis lupus familiaris* en el área urbana y periurbana de la Colonia Zacamil, del Municipio de Mejicanos, San Salvador. SILVA, O. Ciudad Universitaria, San Salvador. Universidad de El Salvador.6 p.

ANCHA, P. & SZYFRES, B. 2003. Sección B: Helmintiasis. 2 Cestodiasis. Dipilidiasis. En su: Zoonosis y enfermedades transmisibles comunes al hombre y a los animales. Tercera Edición. Organización Panamericana de la Salud.187 p.

ANCHA, P. & SZYFRES, B. 2003. Sección B: Helmintiasis. 3 Acantocefaliasis y nematodiasis. Larva migrans visceral y la toxocaríasis. En su: Zoonosis y enfermedades transmisibles comunes al hombre y a los animales. Tercera Edición. Organización Panamericana de la Salud. 305 p.

BARRIGA, O. 2002 .Las coccidiosis: B. Las isosporosis. En su : Las enfermedades parasitarias de los animales domésticos en la América Latina. Santiago, Chile. Editorial Germinal, 185-186p.

BARROS, M. 2013. Incidencia de parásitos gastrointestinales en gatos en la ciudad de Guayaquil.PLACENCIO,L. Guayaquil,Ecuador.Universidad de Guayaquil. 23-24p.

BECERRIL, E. & BECERRIL, M. 2011 . Capítulo3: Efectos de la parasitación en el aparato digestivo. En: BECERRIL, M. Parasitología médica. Tercera Edición. Editorial McGraw-Hill. 17-20p

BURILLO, F. 2010. Diagnóstico por imagen del abdomen. En su: Atlas veterinario de diagnóstico por imagen. Servet. 90-121p.

BOWMAN, D.2011. Protozoos. En su: Georgis parasitología para veterinarios, Novena edición,Barcelona, España. Elsevier. 84-114p.

BOWMAN, D.2011. Helminetos. En su: Georgis parasitología para veterinarios, Novena edición,Barcelona, España. Elsevier. 115-230p.

CASCALES, M. & DOADRIO, A. (2014). Fisiología del aparato digestivo. Recuperado el 30 de Septiembre de 2018, de RT:<http://www.analesranf.com/index.php/mono/article/viewFile/1492/1555>

COMPANIONI, A., ATENCIO, I., CANTILLO, J., HERNÁNDEZ, N., GONZALEZ, R. & NUÑEZ, F. 2016. Prevalence of endoparasites in synanthropic rodents (Rodentia: Muridae) in an area of Havana, Cuba. *Revista Cubana de Medicina Tropical*. 68 (3). 240-247p.

ESCCAP. 2013. Control de protozoos intestinales en perros y gatos . Vol.6. Madrid, España. Editorial Novartis, Bayer, Merial, MSD, Zoetis, Elanco, 14p.

ESCH, K. & PETERSEN, C. 2013 .Transmission and epidemiology of zoonotic protozoal disease of companion animals. *Clinical Microbiology Reviews*. 1 (26). 58-85p

FOGLE, B. 1999. Conozca a su gato. Barcelona, España: Blume.

FOGLE, B. 2006. Guía visual. Gatos. Barcelona, España: Espasa.

FONTE, L. 2003. Amebiasis intestinal. Un problema de salud sobredimensionado. SARRACENT, J. La Habana, Cuba. Instituto de Medicina Tropical “Pedro Kouri” Departamento de Parasitología. 11-12p.

GARCÍA, M. 2014. Helminths and protozoa gastrointestinal of Cats (*felis catus*) of the city of Santiago, Chile. FREDES, F. Santiago, Chile. Universidad de Chile. 1-38p.

GUZMAN, R. 1984. A survey of cats and dogs for fleas with particular reference to their role as intermediate hosts of *Dipylidium caninum*. *New Zealand Veterinary Journal*. 32 (1). 71-73p.

KETZIS, J., SHELL, L., CHINAULT, S., PEMBERTON, C. & PEREIRA, M. 2015. The prevalence of *Trichuris* spp. Infection in indoor and outdoor cats on St. Kitts. *The Journal of Infections in Developing Countries*. 9 (01). 111p

Laboratorio de enfermedades parasitarias (CVE 425). (s.f). Universidad de las Américas. 1-97 p. Recuperado el 01 de octubre 2018, de RT: <https://accesoecampus.udla.cl/>

LITTLE, S., ADOLPH, C., DOWNIE, K., SNIDER, T. & REICHARD, M. 2015. High prevalence of covert infection with gastrointestinal helminths in cats. *Journal of the American Animal Hospital Association*. 51 (6). 359-364p.

LÓPEZ, J.; ABARCA, K.; PAREDES, P.; INZUNZA, E. 2006. Parásitos intestinales en caninos y felinos con cuadros digestivos en Santiago, Chile. Consideraciones en Salud Pública. Rev Méd Chile. Santiago, Chile. 134:193-200.

MANTECA, X. (2009). Conducta de termorregulación y de alimentación. En su: Etología veterinaria. Barcelona, España :Multimedica ediciones veterinarias. 83p.

MERCK , 2007. Sistema Digestivo: Introducción. En su: Manual Merck de veterinaria. Sexta Edición, Barcelona, España, Editorial Oceano. 123p.

NICOLETTI, A. 2013. Chapter 16: Toxocariasis. Handbook of clinical neurology. Tercera Edición. Editorial Elsevier. 217-228p.

OPS, 2011. Unidad 2: Salud y enfermedad en la población. En su: Módulo de principios de epidemiología para el control de enfermedades (MOPECE). Segunda Edición, Brasilia, Brasil, Editorial All type Asesoría Ltda. 21p.

OTZEN, T. & MANTEROLA, C. (2017). Técnicas de muestreo sobre una población en estudio. *Int. J. Morphol*, 35 (1), 227-232p

ROSS, M. & PAWLINA, W., 2007. Aparato digestivo II: esófago, estómago e intestino. En su: Histología, texto y atlas color con biología celular y molecular. Quinta Edición, Madrid, España, Editorial Panamericana. 562-609p.

SHIMADA, A., MURAKI, Y., AWAKURA, T., UMEMURA, T., SANEKATA, T., KUROKI, T. & ISHIHARA, M. 1992. Necrotic colitis associated with *Entamoeba histolytica* infection in a cat. *Journal of Comparative Pathology*. 106 (2). 195-199p.

SZWABE, K. & BLASZKOWSKA, J. 2017. Stray dogs and cats as potential sources of soil contamination with zoonotic parasites. *Annals of Agricultural and Environmental Medicine*. 24(1). 39-43p.

TUASA, C. 2015 . Prevalencia de helmintos gastrointestinales zoonóticos de caninos en tres parques turísticos de la ciudad de Ambato. AVILES, D.Cevallos, Ecuador. Universidad técnica de Ambato. 44p.

THOMAS, F., HERDT y AYMAN. & SAYEGH, I. Fisiología del tracto gastrointestinal .2014. En: Bradley, K. Cunningham Fisiología Veterinaria. Quinta Edición. Barcelona, España, Elsevier Saunders. 263- 358 p.

TZANNES, S., BATCHELOR, D., GRAHAM, P., PINCHBECK, G., WASTLING, J. & GERMAN, A. 2008. Prevalence of *Cryptosporidium*, *Giardia* and *Isoospora* species infections in pet cats with clinical signs of gastrointestinal disease. *Journal of feline medicine and surgery*. 10(1). 1-8 p.

VALDÉS, D. & VERA, K. Clase N°4 Generalidades de Protozoos. En su: Enfermedades Parasitarias CVE 425 Escuela de Medicina Veterinaria. 1-25 p. Recuperado el 07 de octubre 2018, de RT: <https://accesoecampus.udla.cl/>

VALDÉS, D. & VERA, K. Clase N°16 Introducción a Helmintos. En su: Enfermedades Parasitarias CVE 425 Escuela de Medicina Veterinaria. 1-12 p. Recuperado el 07 de octubre 2018, de RT: <https://accesoecampus.udla.cl/>

ZENTEK, J. & FREICHE, V. (2010). Patologías digestivas en el gato: papel de la nutrición. En: Pibot, P., Biourge, V., Elliot, D., Flatin, J-C. & Grupo Royal Canin. Enciclopedia nutrición clínica felina. París. Royal Canin, 78-137p.

Anexo 1**Ficha de recolección de datos***Datos del dueño*

Nombre:

Teléfono de contacto:Comuna.....

Datos del paciente

Nombre:

Condición corporal:

Sexo:

Condición reproductiva:

Edad /Raza:

Desparasitado Si /No:

Indoor/Outdoor:

Tiempo:

Hogar /Peso:

Principio Activo:

Anexo 2

Comuna Providencia

Fecha: 23/10/18

Tabla 11: Registro de pacientes indoor comuna Providencia

Datos	Paciente 1	Paciente 2	Paciente 3	Paciente 4	Paciente 5
Sexo	Hembra	Hembra	Hembra	Macho	Hembra
Edad	8 años	3 años	5 años	4 años	4 años
Peso	4.2 kg	5.2 kg	4 kg	7.2 kg	6 kg
Raza	DPL	DPC	Persa	Persa	DPC
Hogar	Depto.	Depto.	Depto.	Depto.	Depto.
Condición Corporal	4/5	3/5	3/5	4.5/5	4.5/5
Condición Reproductiva	Castrada	Castrada	Castrada	Castrado	Castrado
Desparasitado Sí / No	Sí	Sí	No	Sí	Sí
Tiempo	3 meses	1 mes	1 año	2 meses	3 meses
Principio activo	Praziquantel 50 mg + Mebendazol 220 mg	Praziquantel 50 mg + Mebendazol 220 mg	Praziquantel 50 mg + Mebendazol 220 mg	Flubendazol 220mg + Praziquantel 50 mg Pirantel Pamoato 144mg	Praziquante 1 50 mg + Mebendazo 1 220 mg
Método de Teuscher	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
Método de Teleman	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo

* Depto. : Departamento

* DPL : Doméstico Pelo Largo

* DPC: Doméstico Pelo Corto

Fecha: 23/10/18

Tabla 12: *Registro de pacientes outdoor comuna Providencia*

Datos	Paciente 1	Paciente 2	Paciente 3	Paciente 4	Paciente 5
Sexo	Hembra	Macho	Hembra	Macho	Macho
Edad	4 años	5 años	3 años	3 años	3 años
Peso	4 kg	3.4 kg	3.3 kg	5 kg	6 kg
Raza	DPC	DPC	DPC	DPL	DPC
Hogar	Casa	Casa	Casa	Casa	Casa
Condición Corporal	3/5	3/5	3/5	3.5/5	4/5
Condición Reproductiva	Castrada	Castrada	Castrada	Castrado	Castrado
Desparasitado Sí / No	Sí	Sí	Sí	Sí	Sí
Tiempo	1 mes	3 meses	3 meses	2 meses	3 meses
Principio activo	Praziquantel 20 mg + Embonato de Pirantel 230 mg	Praziquantel 20 mg + Embonato de Pirantel 230 mg	Praziquantel 20 mg + Embonato de Pirantel 230 mg	Praziquantel 20 mg + Embonato de Pirantel 230 mg	Praziquante 150 mg + Mebendazo 1220 mg
Método de Teuscher	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
Método de Teleman	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo

* DPL : Doméstico Pelo Largo

* DPC: Doméstico Pelo Corto

Comuna Pedro Aguirre Cerda

Fecha: 30/10/18

Tabla 13: Registro de pacientes indoor comuna Pedro Aguirre Cerda

Datos	Paciente 1	Paciente 2	Paciente 3	Paciente 4	Paciente 5
Sexo	Hembra	Hembra	Hembra	Hembra	Macho
Edad	6 meses	5 años	1 año	9 meses	10 meses
Peso	3 kg	4.5 kg	4.6 kg	2 kg	4.3 kg
Raza	DPL	DPC	DPC	DPL	DPL
Hogar	Depto.	Casa	Casa	Casa	Casa
Condición Corporal	3/5	3/5	3.5/5	3/5	4/5
Condición Reproductiva	Entera	Castrada	Castrada	Castrado	Castrado
Desparasitado Sí / No	Sí	No	Sí	No	Sí
Tiempo	2 meses	5 meses	3 meses	4 meses	3 meses
Principio activo	Praziquantel 50 mg + Mebendazol 220 mg	Praziquantel 50 mg + Mebendazol 220 mg	Praziquantel 50 mg + Mebendazol 220 mg	Información no aportada por propietario	Praziquante 120 mg + Embonato de Pirantel 230 mg
Método de Teuscher	Negativo	Positivo a ooquiste de <i>Toxocara cati</i>	Negativo	Negativo	Negativo
Método de Teleman	Negativo	Positivo a ooquiste de <i>Toxocara cati</i>	Negativo	Negativo	Negativo

* Depto. : Departamento

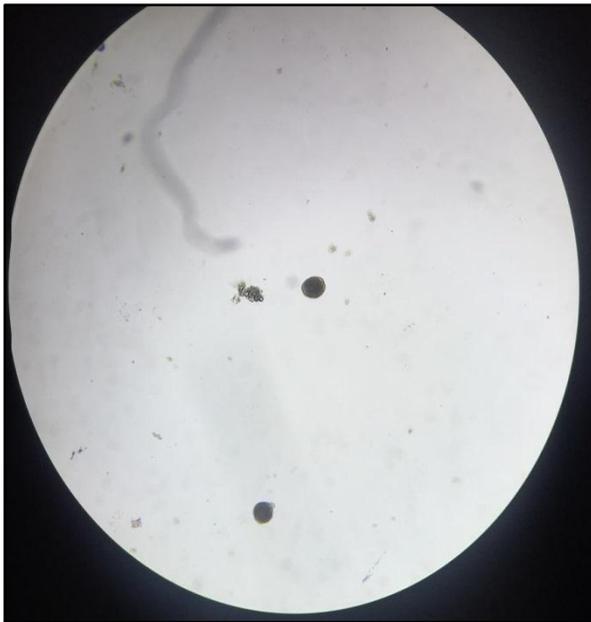
* DPL : Doméstico Pelo Largo

* DPC: Doméstico Pelo Corto

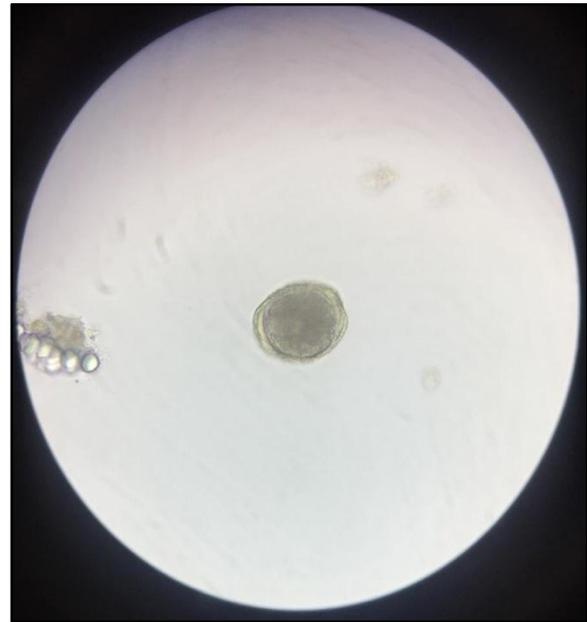
Comuna Pedro Aguirre Cerda

Fecha: 30/10/18

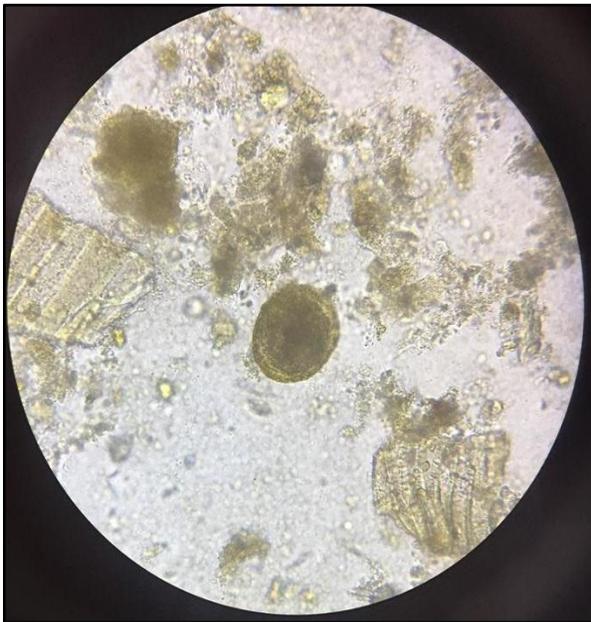
PACIENTE 2



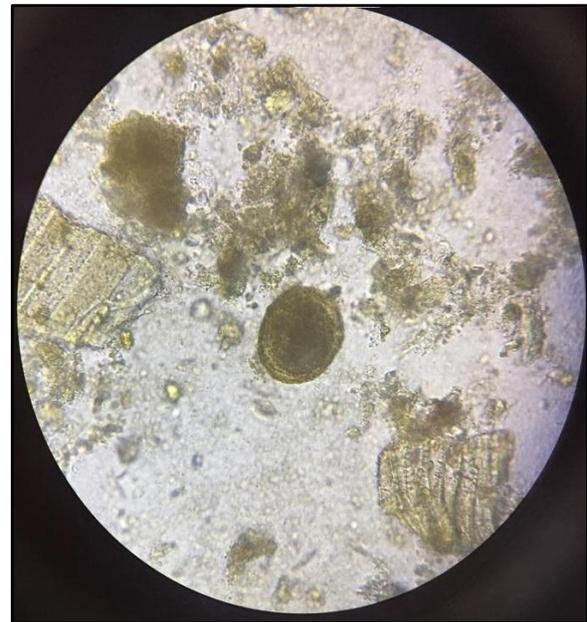
*Figura 16.: Ooquiste Toxocara cati 40x
Método Teuscher*



*Figura 17.: Ooquiste Toxocara cati 100x
Método Teuscher*



*Figura 18.: Ooquiste Toxocara cati 100x
Método Teleman*



*Figura 19.: Ooquiste Toxocara cati 100x
Método Teleman*

Fecha: 30/10/18

Tabla 14: *Registro de pacientes outdoor comuna Pedro Aguirre Cerda*

Datos	Paciente 1	Paciente 2	Paciente 3	Paciente 4	Paciente 5
Sexo	Hembra	Hembra	Macho	Hembra	Macho
Edad	12 años	7 años	1 año 5 meses	1 año	4 años
Peso	4 kg				
Raza	DPC	DPL	DPL	DPC	DPL
Hogar	Casa	Casa	Casa	Casa	Casa
Condición Corporal	3/5	2.5/5	3/5	3/5	3/5
Condición Reproductiva	Castrada	Castrada	Castrada	Entera	Castrado
Desparasitado Sí / No	No	No	No	No	No
Tiempo	3 años	3 años	1 año 5 meses	6 meses	3 meses
Principio activo	Información no aportada por propietario				
Método de Teuscher	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
Método de Teleman	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo

* DPL : Doméstico Pelo Largo

* DPC: Doméstico Pelo Corto

Comuna Estación Central

Fecha: 09/11/18

Tabla 15: Registro de pacientes indoor comuna Estación Central

Datos	Paciente 1	Paciente 2	Paciente 3	Paciente 4	Paciente 5
Sexo	Hembra	Hembra	Hembra	Macho	Macho
Edad	8 meses	1 año 5 meses	2 años	3 años	2 años
Peso	3 kg	2.5 kg	2.5 kg	3.5 kg	4 kg
Raza	DPC	Persa Exótico	Persa Exótico	Persa Exótico	DPC
Hogar	Casa	Casa	Casa	Casa	Casa
Condición Corporal	3/5	3/5	3/5	3/5	3/5
Condición Reproductiva	Entera	Entera	Entera	Castrado	Castrado
Desparasitado Sí / No	No	Sí	Sí	Sí	Sí
Tiempo	2 meses	2 meses	2 meses	2 meses	3 meses
Principio activo	Información no aportada por propietario	Flubendazol 220mg + Praziquantel 50 mg + Pirantel Pamoato 144mg	Flubendazol 220mg + Praziquantel 50 mg + Pirantel Pamoato 144mg	Flubendazol 220mg + Praziquantel 50 mg + Pirantel Pamoato 144mg	Información no aportada por propietario
Método de Teuscher	Positivo a cápsula ovígera de <i>Dipylidium caninum</i>	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
Método de Teleman	Positivo a cápsula ovígera de <i>Dipylidium caninum</i>	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo

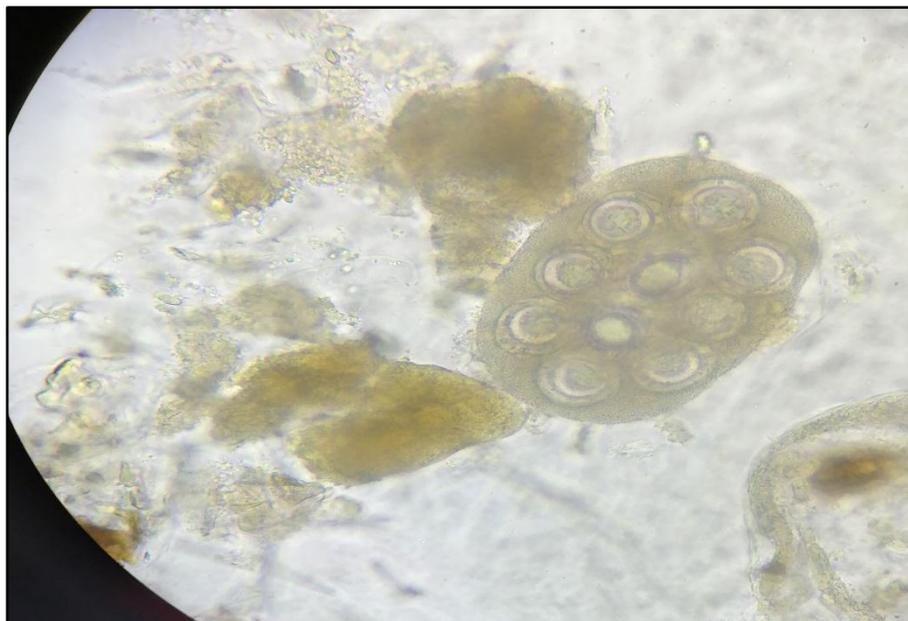
* DPL : Doméstico Pelo Largo

* DPC: Doméstico Pelo Corto

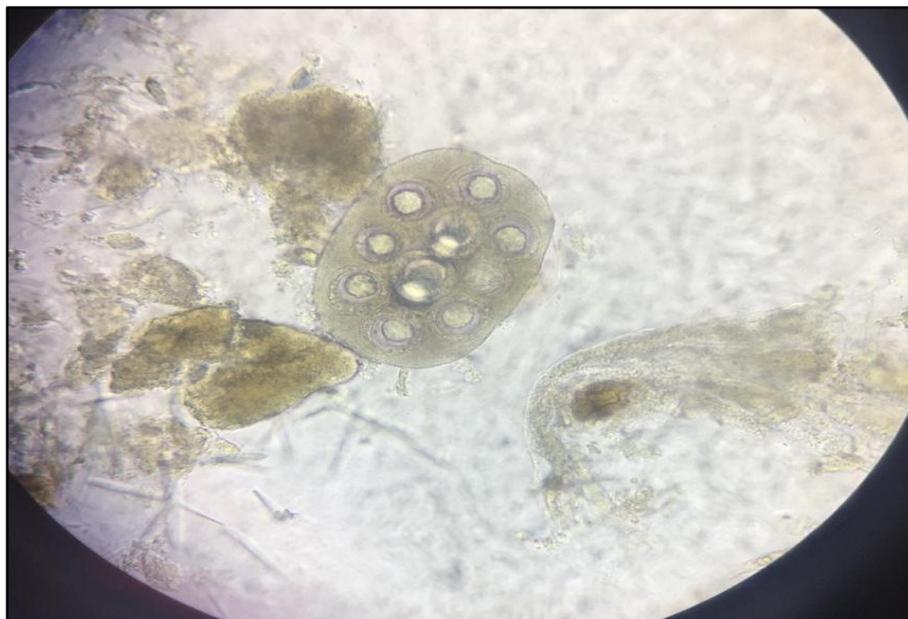
Comuna Estación Central

Fecha: 09/11/18

PACIENTE 1



*Figura 20.: Cápsula ovígera Dipylidium caninum 100x.
Método de Teuscher.*



*Figura 21.: Cápsula ovígera Dipylidium caninum 100x.
Método de Teleman.*

Fecha: 12/11/18

Tabla 16: *Registro de pacientes outdoor comuna Estación Central*

Datos	Paciente 1	Paciente 2	Paciente 3	Paciente 4	Paciente 5
Sexo	Hembra	Hembra	Macho	Hembra	Macho
Edad	3 años	2 años	5 años	2 años	7 años
Peso	4 kg	3 kg	4 kg	2 kg	5 kg
Raza	DPC	DPL	DPC	DPL	DPC
Hogar	Casa	Casa	Casa	Casa	Casa
Condición Corporal	3/5	3/5	3/5	3/5	3/5
Condición Reproductiva	Castrada	Castrada	Castrado	Castrada	Castrado
Desparasitado Sí / No	No	No	No	No	No
Tiempo	6 meses				
Principio activo	Praziquantel 20 mg + Embonato de Pirantel 230 mg	Praziquantel 20 mg + Embonato de Pirantel 230 mg	Praziquantel 20 mg + Embonato de Pirantel 230 mg	Praziquantel 20 mg + Embonato de Pirantel 230 mg	Praziquante 1 20 mg + Embonato de Pirantel 230 mg
Método de Teuscher	Positivo a ooquiste de <i>Toxocara cati</i>	Negativo			
Método de Teleman	Positivo a ooquiste de <i>Toxocara cati</i>	Negativo			

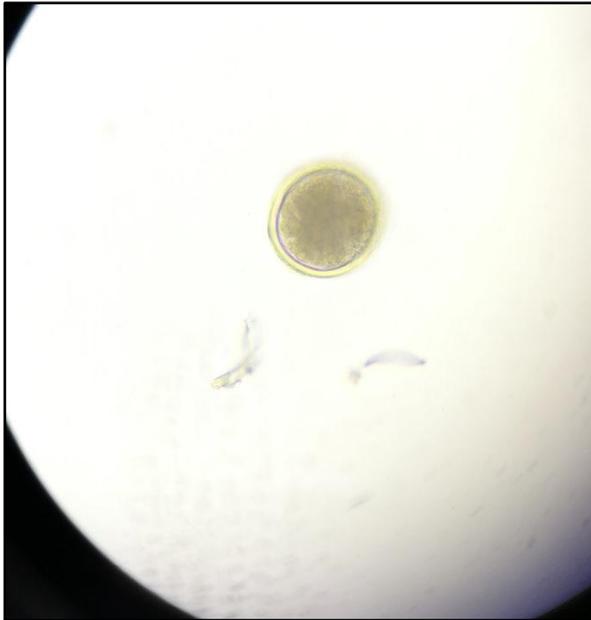
* DPL : Doméstico Pelo Largo

* DPC: Doméstico Pelo Corto

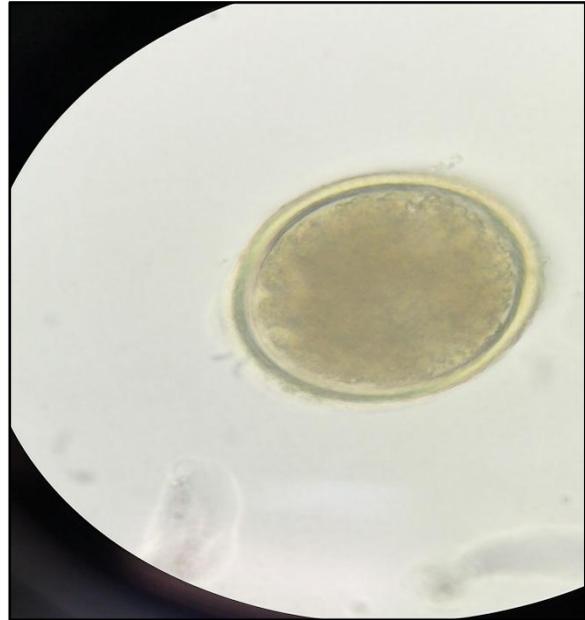
Comuna Estación Central

Fecha: 12/11/18

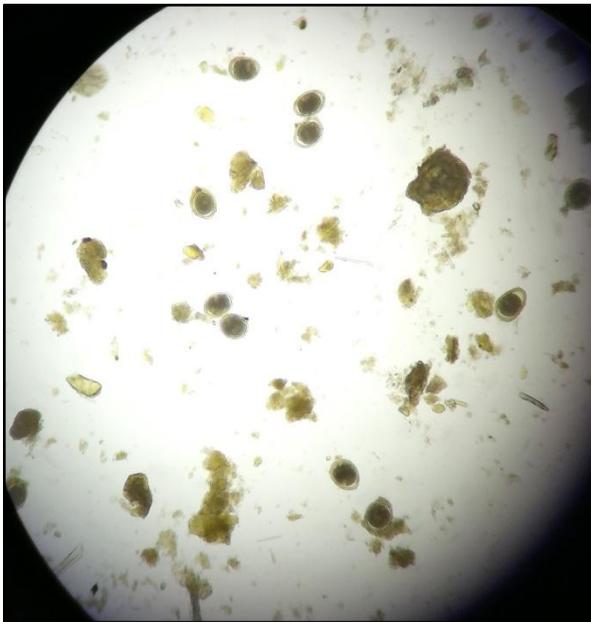
PACIENTE 1



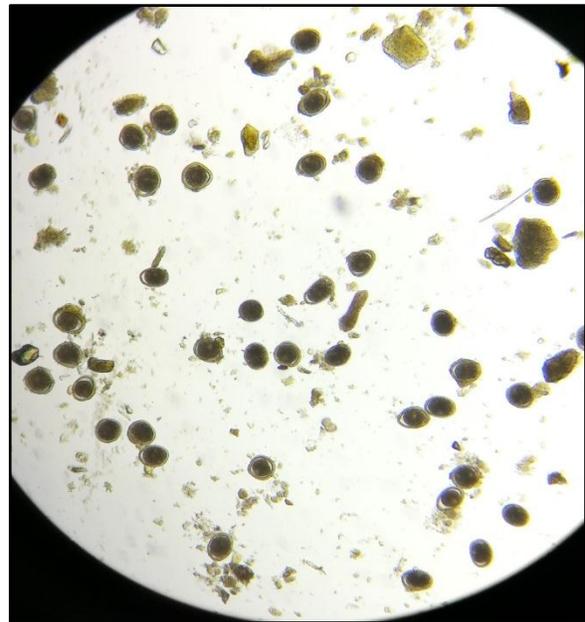
*Figura 22.: Ooquiste Toxocara cati 40x
Método Teuscher*



*Figura 23.: Ooquiste Toxocara cati 100x
Método Teuscher*



*Figura 24.: Ooquiste Toxocara cati 10x
Método Teuscher*



*Figura 25.: Ooquiste Toxocara cati 10x
Método Teuscher*

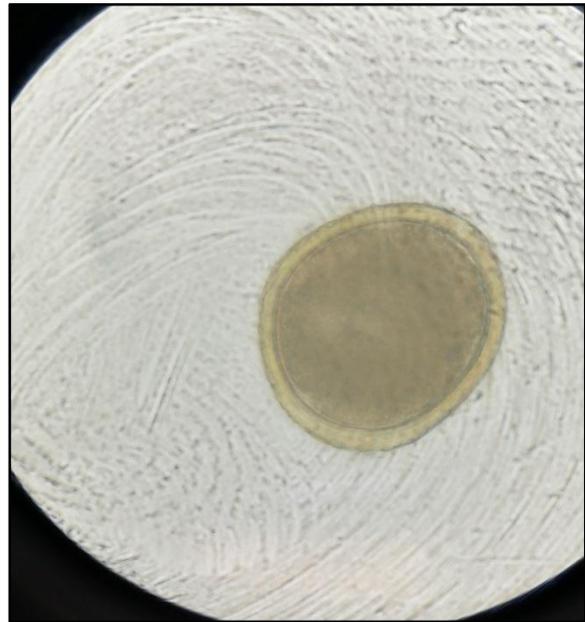
Comuna Estación Central

Fecha: 12/11/18

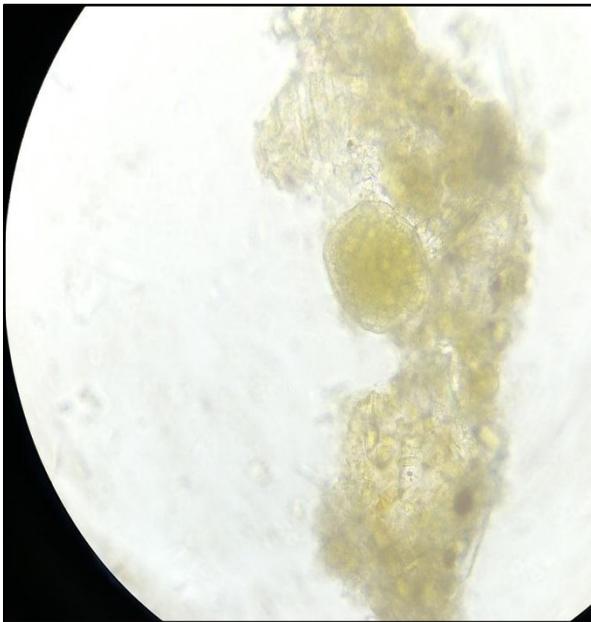
PACIENTE 2



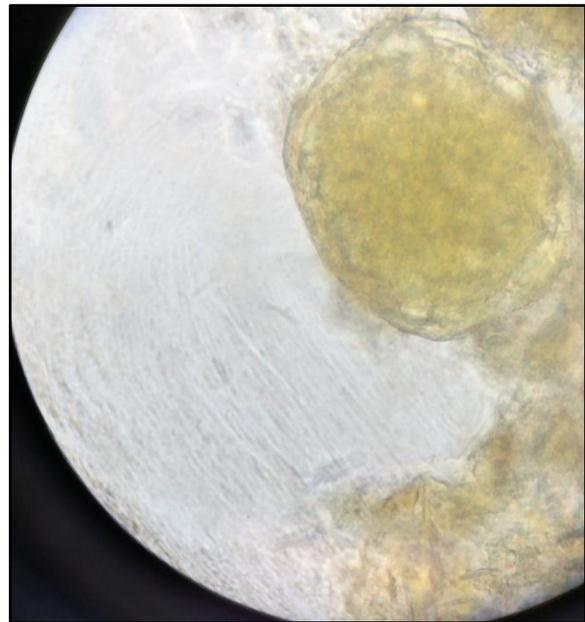
*Figura 26.: Ooquiste Toxocara cati 40x
Método Teuscher*



*Figura 27.: Ooquiste Toxocara cati 100x
Método Teuscher*



*Figura 28.: Ooquiste Toxocara cati 40x
Método Telean*

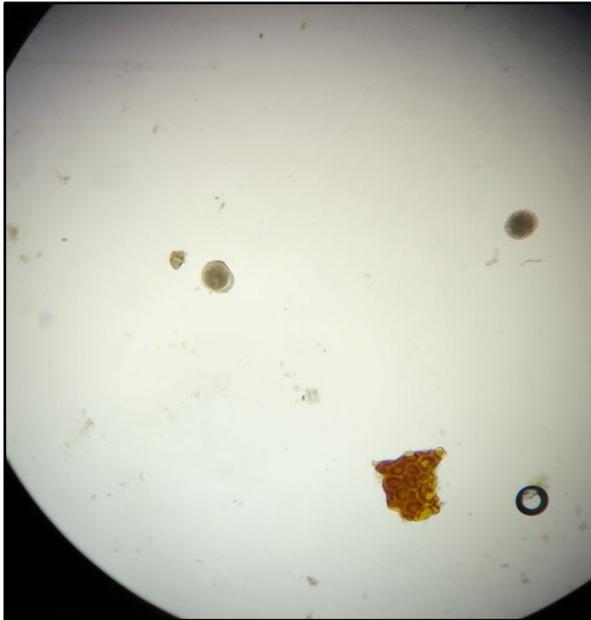


*Figura 29.: Ooquiste Toxocara cati 100x
Método Telean*

Comuna Estación Central

Fecha: 12/11/18

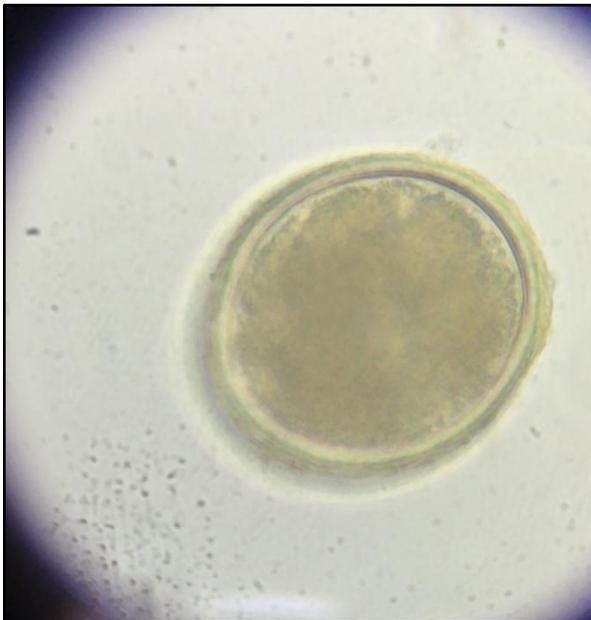
PACIENTE 3



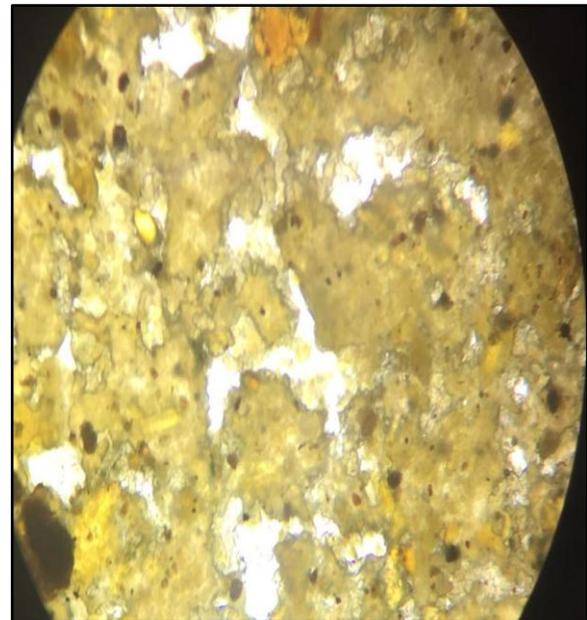
*Figura 30.: Ooquiste Toxocara cati 10x
Método Teuscher*



*Figura 31.: Ooquiste Toxocara cati 40x
Método Teuscher*



*Figura 32.: Ooquiste Toxocara cati 100x
Método Teuscher*

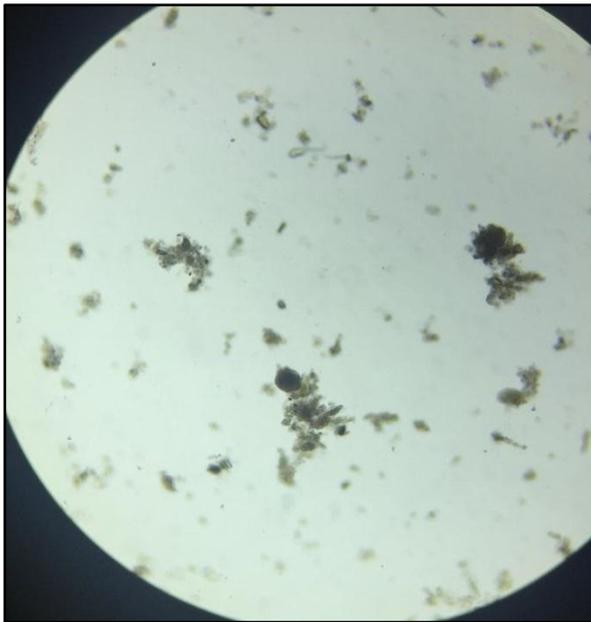


*Figura 33.: Ooquiste Toxocara cati 40x
Método Teleman*

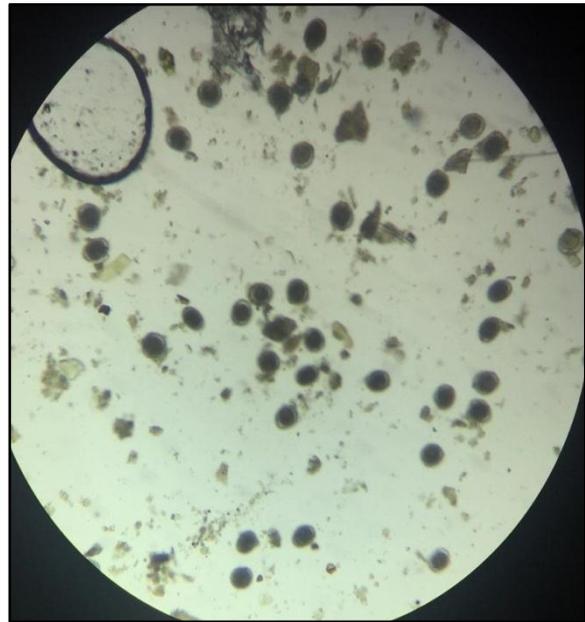
Comuna Estación Central

Fecha: 12/11/18

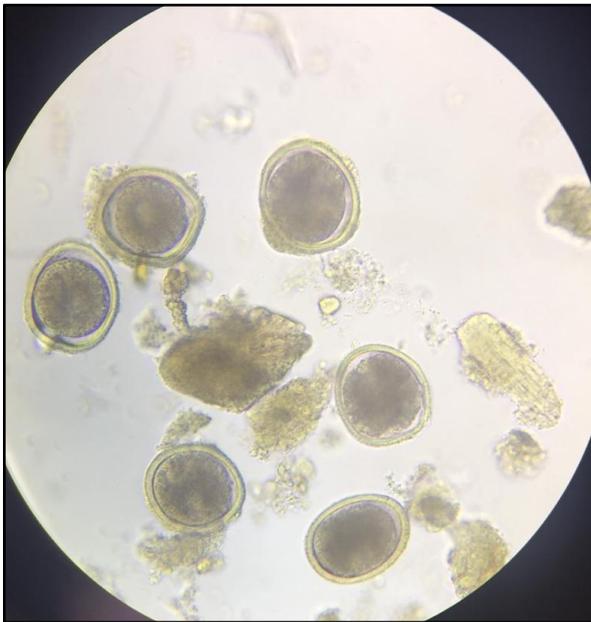
PACIENTE 4



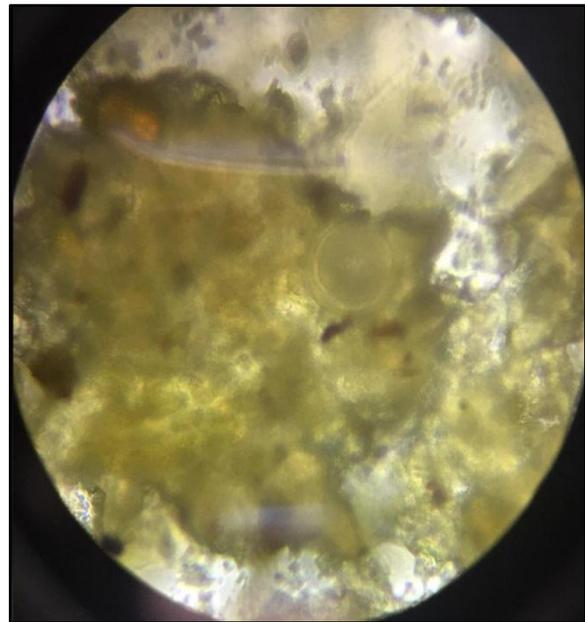
*Figura 34.: Ooquiste Toxocara cati 10x
Método Teuscher.*



*Figura 35.: Ooquiste Toxocara cati 40x
Método Teuscher.*



*Figura 36.: Ooquiste Toxocara cati 100x
Método Teuscher.*



*Figura 37.: Ooquiste Toxocara cati 100x
Método Teleman.*

Comuna San Joaquín

Fecha: 16/11/18

Tabla 17: Registro de pacientes indoor comuna San Joaquín

Datos	Paciente 1	Paciente 2	Paciente 3	Paciente 4	Paciente 5
Sexo	Hembra	Macho	Macho	Hembra	Hembra
Edad	16 años	5 años	3 meses	8 años	16 años
Peso	5 kg	6 kg	1 kg	4 kg	6 kg
Raza	DPL	DPC	DPC	DPL	DPC
Hogar	Casa	Casa	Depto.	Casa	Casa
Condición Corporal	3/5	3/5	3/5	4/5	4/5
Condición Reproductiva	Castrada	Castrado	Entero	Castrada	Castrada
Desparasitado Sí / No	No	No	Sí	No	No
Tiempo	3 meses	3 meses	1 mes	2 años	3 meses
Principio activo	Flubendazol 220mg + Praziquantel 50 mg + Pirantel Pamoato 144mg	Flubendazol 220mg + Praziquantel 50 mg + Pirantel Pamoato 144mg	Selamectina 6%	Información no aportada por propietario	Flubendazol 220mg + Praziquantel 50 mg + Pirantel Pamoato 144mg
Método de Teuscher	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
Método de Teleman	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo

* Depto.: Departamento

* DPL : Doméstico Pelo Largo

* DPC: Doméstico Pelo Corto

Fecha: 16/11/18

Tabla 16: Registro de Pacientes outdoor comuna San Joaquín

Datos	Paciente 1	Paciente 2	Paciente 3	Paciente 4	Paciente 5
Sexo	Macho	Hembra	Macho	Hembra	Macho
Edad	3 años	2 años	1 año 1 mes	2 años 8 meses	1 año 1 mes
Peso	3.5 kg	3 kg	5 kg	4.5 kg	6.2 kg
Raza	DPC	DPC	DPL	DPC	DPC
Hogar	Casa	Casa	Casa	Casa	Casa
Condición Corporal	3/5	2.5/5	4/5	3/5	5/5
Condición Reproductiva	Castrado	Entera	Castrado	Castrada	Castrado
Desparasitado Sí / No	No	No	Sí	Sí	Sí
Tiempo	6 meses	6 meses	1 mes	2 meses	2 meses
Principio activo	Praziquantel 20 mg + Embonato de Pirantel 230 mg	Praziquantel 20 mg + Embonato de Pirantel 230 mg	Praziquantel 50 mg + Mebendazol 220 mg	Praziquantel 20 mg + Embonato de Pirantel 230 mg	Praziquante 1 20 mg + Embonato de Pirantel 230 mg
Método de Teuscher	Positivo a ooquiste de <i>Toxocara cati</i>	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
Método de Teleman	Positivo a ooquiste de <i>Toxocara cati</i>	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo

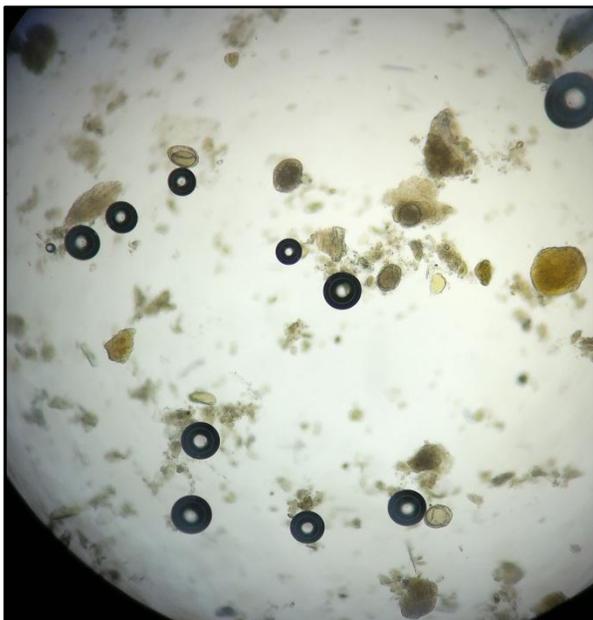
* DPL : Doméstico Pelo Largo

* DPC: Doméstico Pelo Corto

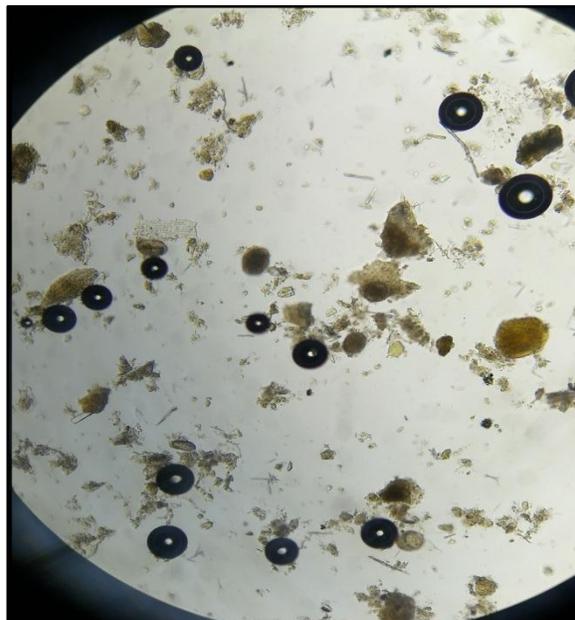
Comuna San Joaquín

Fecha: 30/11/18

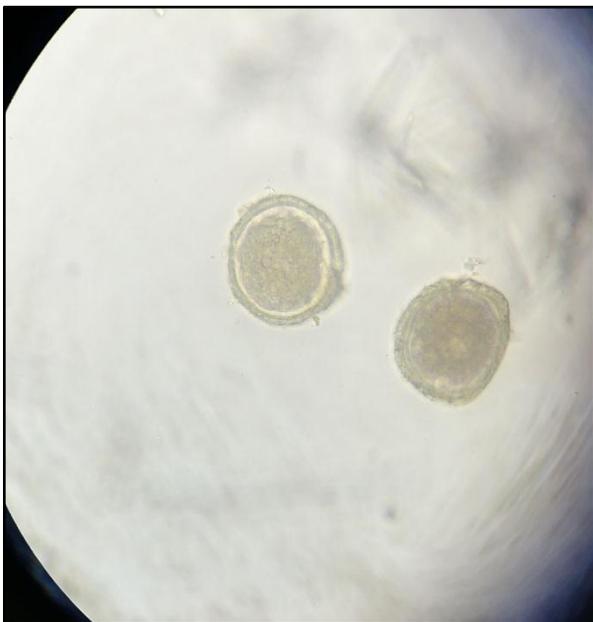
PACIENTE 1



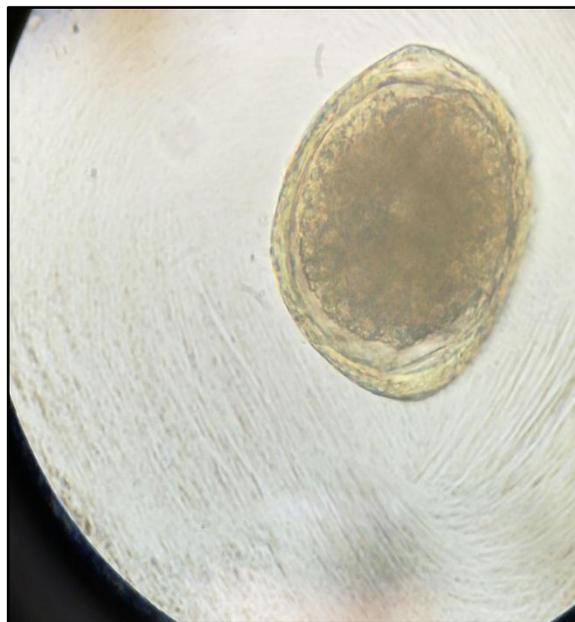
*Figura 38 .: Ooquiste Toxocara cati 40x
Método Teuscher.*



*Figura 39.: Ooquiste Toxocara cati 40x
Método Teuscher.*



*Figura 40 .: Ooquiste Toxocara cati 100x
Método Teuscher.*



*Figura 41.: Ooquiste Toxocara cati 100x
Método Teuscher.*