

**UNIVERSIDAD INTERNACIONAL PARA EL DESARROLLO
SOSTENIBLE
ESCUELA DE MEDICINA**



**«DIAGNOSTICO SITUACIONAL DE PARASITOS
GASTROINTESTINALES EN FELINOS
SILVESTRES EN EL ZOOLOGICO THOMAS BELT
DE JUIGALPA CHONTALES, FEBRERO 2021»**

**AUTOR (es): Br. Fransdy Daimary Mejía Ríos
Br. Scarleth Valeria Ruz Vallecillo**

TUTOR: Dr. Carlos Eduardo Molina

Juigalpa, 08.10.2021

CARTA DE APROBACIÓN

DEL DIRECTOR DE TESIS

En calidad de director de Tesis de Grado Titulada **“DIAGNOSTICO SITUACIONAL DE PARÁSITOS GASTROINTESTINALES EN FELINOS SILVESTRES EN EL ZOOLÓGICO THOMAS BELT DE JUIGALPA, CHONTALES, FEBRERO 2021”** presentada por los estudiantes Br. Fransdy Daimary Mejía Ríos y Br. Scarleth Valeria Ruz Vallecillo, como requisito a la obtención del grado de Medico Veterinario Zootecnista, de acuerdo con el Reglamento de Títulos y Grados, considero que el trabajo mencionado reúne los requisitos y méritos suficientes para ser sometido a la presentación pública y evaluación por parte del tribunal Examinador que designe.



MD. Carlos Molina
Médico Veterinario
Cód. IPSA No. 894

Dr. Carlos Eduardo Molina

DEDICATORIA

Dedico esta tesis primeramente a Dios creador del universo, por haberme llenado de sabiduría, salud, paciencia, fe, cada día durante mis estudios, por darme destrezas, y habilidades para lograr culminar un paso más en mi vida como es la realización de esta investigación, logrando así cumplir con el último requisito para culminar mi carrera profesional.

A mis padres, quienes han sido el pilar fundamental que me ha permitido llegar hasta donde estoy, por su apoyo moral, por motivarme cada día a seguir adelante, por creer en mi cada momento, por los valores que inculcaron en mí, por sus consejos y por estar ahí cuando los necesitaba.

Quiero agradecer de manera especial a quien en vida compartió todos sus conocimientos de una manera tan amorosa, mención especial para el profesor **Octavio Ramón Tablada Zelaya** (Q.E.P.D) hasta el cielo querido profesor.

Br. Fransdy Daimary Mejía Ríos

DEDICATORIA

Quiero dedicar esta tesis primeramente a Dios Padre, por darme fortaleza tenacidad, salud, sabiduría, por ser mi guía, refugio y compañía durante todo este proceso, que ha llegado a su fin permitiéndome de esta manera culminar mis estudios profesionales.

A mis padres quienes me brindaron su apoyo de manera incondicional, por su amor y comprensión, por creer en mí, quienes fueron mi sostén en momentos difíciles, quienes a pesar de la distancia sentía cerca de mi cada día, a ellos que le debo todo lo que soy.

A mi querido profesor que marchó de esta tierra de manera inesperada, quien durante toda la carrera estuvo presente en mi vida enseñándome con esa manera única que le caracterizaba, hasta el cielo querido profesor **Octavio Ramón Tablada Zelaya** (Q.E.P.D).

Br. Scarleth Valeria Ruz Vallecillo

AGRADECIMIENTOS

A Dios por permitirnos culminar nuestros estudios profesionales, un paso muy importante en nuestras vidas, a pesar de todas las dificultades en el camino, fue el quien nos guio y quien nos dio la fortaleza para continuar.

A nuestros padres, hermanos y familia que estuvieron apoyándonos en el transcurso de nuestros estudios, gracias infinitas por su paciencia, amor y cariño en todo este tiempo, sin su apoyo este trabajo no hubiese sido posible.

A nuestros docentes que con cariño compartieron sus conocimientos, y quienes se esforzaron por que aprendiéramos, especialmente al profesor Octavio Ramón Tablada Zelaya (Q.E.P.D), a nuestro tutor, por apartar de su valioso tiempo en la revisión de este trabajo.

Al personal del Zoológico de la ciudad de Juigalpa Thomas Belt, por su amabilidad y disponibilidad durante el tiempo de investigación y principalmente en las tomas de muestras.

A todos los que hicieron que este trabajo fuese una realidad, infinitamente gracias.

Resumen

El presente estudio consistió en realizar un muestreo coprológico a los felinos silvestres en cautiverios del zoológico Thomas Belt de la ciudad de Juigalpa, con el objetivo de realizar un diagnóstico situacional de parásitos gastrointestinales, identificando los tipos de parásitos que causan infecciones parasitarias. Considerando la gran importancia del zoológico como centro de conservación de especie, este trabajo será de gran utilidad para que los administradores del centro posean información valiosa y diseñar estrategias más convenientes en el manejo sanitario. El método utilizado para la identificación de los parásitos fue flotación de Willis con la modificación de la cámara de McMaster.

Se muestrearon 17 felinos agrupados en seis especies; León Africano (*Panthera leo*), Tigre de bengala (*Panthera tigris tigris*), Puma (*Felis concolor*), Ocelote (*Leopardus pardalis*), Yaguarundi (*Herpailurus yagauaroundi*) y Leopardo tigre (*Leopardus tigrinus*).

De los 17 felinos muestreados, 14 resultaron positivos (de un total de 64 muestras realizadas en el periodo febrero 2021, representando una prevalencia del 82%.

Los parásitos gastrointestinales identificados fueron; *Toxascaris leonina*, *Toxacara cati*, *Toxacara canis*, *Ancylostoma spp*, e *Isospora spp*, siendo el de mayor frecuencia *Toxascaris leonina* con el 50% y el de menor frecuencia fue *Toxocara cati*s con un 5%. En cuanto a la carga parasitaria el promedio más alto fue el *Toxocara canis* con 2,125 huevos por gramos de heces (HPG).

Palabras claves: Prevalencia, Parásitos, felinos, Cautiverio, zoológico.

INDICE

I.	INTRODUCCIÓN	10
II.	PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA.....	11
III.	ANTECEDENTES	12
IV.	JUSTIFICACIÓN	14
V.	OBJETIVO GENERAL	16
5.1.	OBJETIVOS ESPECÍFICOS	16
VI	MARCO TEORICO.....	17
6.1	Felinos	17
6.2	Ecología y comportamiento de los felinos	18
6.2.1	Puma (<i>Felis concolor</i>).....	19
6.2.2	León Africano (<i>Panthera leo</i>).....	20
6.2.3	Tigre de bengala (<i>Panthera tigris tigris</i>).....	21
6.2.4	Ocelote (<i>Leopardus pardalis</i>).....	22
6.2.5	Tigrillo (<i>Leopardus weidii</i>)	23
6.3	Parasitismo	25
6.3.1	Parasitismo en felinos silvestres	25
6.3.2	Nematodos	26
6.3.3	Nematodos gastrointestinales en felinos	27
6.4	Toxocariasis.....	28
6.4.1	<i>Toxocara cati</i>	29
6.4.2	<i>Toxascaris leonina</i>	32
6.4.3	<i>Toxocara canis</i>	34
6.5	Ancilostomiasis	36
6.7	Zoonosis	43
6.8	Técnicas de Laboratorio	45
6.8.1	Método por flotación	45
6.8.2	Cuenta de huevecillos por la técnica de McMaster.....	46
6.8.3	Prevalencia.....	47
VII.	PREGUNTAS DIRECTRICES O DE INVESTIGACIÓN	49
VIII.	DISEÑO METODOLOGICO	51
8.1	Tipo de estudio	51
8.2	Área de estudio	51
8.3	Población	52

8.4	Unidades de análisis: muestra	52
8.5	Criterios de Inclusión y Exclusión	52
8.6	Procedimiento aplicado en la recolección de datos.....	53
8.7	Recolección de las muestras de heces para análisis de laboratorio.....	53
8.8	Fases de Laboratorio.....	54
8.10	Análisis de datos	58
IX.	RESULTADOS Y DISCUSION	60
IX.	CONCLUSIONES	69
X.	RECOMENDACIONES.....	71
XII.	REFERENCIAS BIBLIOGRAFICAS	73
XIII.	ANEXOS	82

INDICE DE ANEXOS

Anexo No. 1 Toma de muestras coprológicas	82
Anexo No. 2 Tomas de muestras.....	82
Anexo No. 3 Tomas de muestras coprológicas	83
Anexo No. 4 Muestreando en la jaula de Kenia	83
Anexo No.5 Jaula de Puma Macho	84
Anexo No. 7 Jaula Tigrillo 1	84
Anexo No.9 Jaula de Yaguarundi	85
Anexo No.10 Jaula del Ocelote	85
Anexo No. 12 Jaula de tigre de bengala.....	86
Anexo No. 14 Jaula del León Africano	86
Anexo No. 16 Preparación de Muestras en el laboratorio	87
Anexo No. 18 Observación en el microscopio	88
Anexo No. 19 Observación directa en el Microscopio	88
Anexo No. 20 Huevos de <i>Toxascaris Spp</i>	89
Anexo No. 21 Huevos de <i>Toxascaris leonina</i>	89
Anexo No. 22 Huevo de <i>Ancylostoma Spp</i>	90
Anexo No. 23 Huevo de <i>Toxocara canis</i>	90
Anexo No. 24 Ciclo de vida de <i>Toxocara canis</i>	91
Anexo No. 25 Ciclo de vida de <i>Toxascaris leonina</i>	92
Anexo No. 26 Ciclo de vida de <i>Toxocara catis</i>	93
Anexo No. 27 Ciclo de vida de <i>Ancylostoma Spp</i>	94

I. INTRODUCCIÓN

El Zoológico Thomas Belt ubicado en la ciudad de Juigalpa es una de los tres existentes en el país, estos sitios son lugares de importancia porque se permite conservar las especies silvestres donde estas reciben cuidado, alimentación y protección.

La realización de nuestra investigación consistió en llevar a cabo muestreos de material fecal de los felinos en cautiverio. Para obtener la información de los objetivos planteados anteriormente tomamos muestras de los 17 felinos presentes en el zoológico se llevaron al laboratorio de diagnósticos clínicos y les realizamos los métodos para su identificación de flotación simple y flotación de McMaster. Las herramientas utilizadas fueron las muestras tomadas, el análisis de laboratorio, tabulación de datos, para luego proceder con el análisis. Para el análisis de resultados utilizamos las fórmulas de prevalencia, media y frecuencia.

Según Valdez *et all* (1) los parásitos gastrointestinales son los principales causantes de enfermedades en los felinos en cautiverio. Por tal razón este estudio es de gran interés; como lo es investigar los principales parásitos causantes de infecciones a los felinos silvestres en cautiverio del zoológico Thomas Belt de la ciudad de Juigalpa.

II. PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA

El zoológico fue fundado en 1958, por un grupo de intelectuales que decidieron crear un centro para diversión de niños y adultos. Durante todos estos años se han recibido un sin número de diferentes especies de animales, de los cuales los felinos son unos de los más llamativos por su ferocidad, imponente, aspecto y fortaleza.

Los felinos silvestres son reservorios de una gran variedad de parásitos, algunos de los cuales pueden permanecer en el hospedero en condiciones de cautiverio debido a la autoinfección o reinfección que se da ya sea por el hacinamiento, la alimentación, limpieza de las jaulas, instalaciones, condiciones sanitarias, presencia de hospederos intermediarios o vectores, asimismo dependiendo de la especie.

La parasitosis gastrointestinal constituye el principal grupo de enfermedades de los animales silvestres mantenidos en cautiverio, esta patogenicidad de los parásitos puede exacerbarse y ocasionar la muerte del hospedero (2). En los zoológicos se puede decir que las principales afecciones parasitarias en los animales ocupan un lugar muy importante por su alta morbilidad, los daños que ocasionan en la salud animal y en el aspecto económico para su lucha y control (1).

Ante lo expuesto consideramos una temática de mucha importancia para conocer la problemática de lo que pasa en el zoológico Thomas Belt de Juigalpa Chontales, por lo cual nos planteamos la siguiente pregunta:

¿Cuál es el diagnóstico situacional de parásitos gastrointestinales con relación a prevalencia y frecuencia en felinos silvestre del zoológico Thomas Belt de Juigalpa, en febrero 2021?

III. ANTECEDENTES

Según Barrios Cruz J (3). Que elaboró investigación sobre, Prevalencia de parásitos gastrointestinales en felinos silvestres hacinados en el zoológico nacional de Managua, en el periodo comprendido del 2014 al 2017, Ellos muestraron 38 felinos encontrando una prevalencia 23.67%, en el cual utilizó el método de flotación de Sheather.

Encontrando las siguientes especies: *Toxascaris leonina* con un 13.15% *Ancylostoma spp* 2.63%, *Cystoisospora spp* 2.63% *Molineus spp* 2.63% *Physaloptera praeputialis* 2.63%, para el 2016 la prevalencia de los parasitos fue de un 42.86% si realizamos una comparación de la prevalencia de parasitosis en ambos años para el 2015 existió una mayor prevalencia de estos parásitos gastrointestinales representándolo con un 58.62% y para el 2014 la prevalencia fue de un 38.71% (3).

Mientras tanto Cruz Hurtado, Sally et al (4) realizaron un trabajo de investigación parasitológico con el objetivo de identificar los parásitos gastrointestinales de carnívoros en cautiverio del Centro Recreacional Municipal del Cerro de la Libertad de Huancayo, Perú en el año 2016, utilizando varios métodos como el método de flotación de Willis-Molloy, Método de flotación de Sheather, Método de flotación de Faust, Método de sedimentación de Ritchie. Recolectaron 108 muestras de heces de carnívoros por tres días consecutivos de 36 animales pertenecientes a cuatro familias: Felidae, Canidae, Procyonidae y Ursidae. 66 muestras resultaron positivas a alguna forma parasitaria representando un 61.1%. Los parásitos gastrointestinales identificados son: *Toxascaris leonina*, *Toxocara cati*, *Trichuris spp*, *Capillaria spp.*, *Taenia spp.*, *Paragonimus spp.*, *Isospora spp.*, y *Giardia spp.*, en los felinos, *Toxocara canis*, *Ancylostoma caninum*, *Trichuris spp*, *Toxascaris leonina*, *Taenia spp.*, *Isospora spp.*, y *Giardia spp.*.

Morales Rambay, G (5). Investigó la prevalencia de nematodos gastrointestinales en felinos en la ciudad de Machala Ecuador, donde se planteó determinar la prevalencia de parásitos gastrointestinales de felinos, mediante la técnica de Faust. Encontrando como resultado que el 50,55% de las muestras analizadas presentaban prevalencia de parásitos.

Silva Caballero L. (6) analizó las parasitosis gastrointestinales de felinos silvestres en Nanchititla, México, realizado en el periodo de febrero de 2009 a enero de 2010, se colectaron 28 excretas de felinos dentro de la RNSN, posteriormente se analizaron mediante las técnicas de Faust y Sheather. Del total de muestras 17 (60.7%) presentaron evidencias de infección por los siguientes parásitos: 8 géneros del phylum Nemátoda (*Aelurostrongylus*, *Ancylostoma*, *Capillaria*, *Physaloptera*, *Spirocerca*, *Toxocara*, *Trichuris* y *Uncinaria*) 3 de los cuales se identificaron a nivel específico (*A. abstrusus*, *S. lupi* y *U. stenocephala*), 2 géneros del phylum Plathyhelminthes (*Spirometra* y *Taenia*) y 2 géneros del phylum Protozoo (*Isospora* y *Giardia*). Con los resultados obtenidos se contribuye al conocimiento de las enfermedades que afectan a las poblaciones de felinos silvestres, al igual que las implicaciones que éstas puedan tener en su manejo y conservación.

IV. JUSTIFICACIÓN

Los zoológicos son sitios de preservación de todo tipo de animales incluyendo los silvestres entre ellos los felinos. Esto conlleva una serie de medidas de manejo que garanticen su bienestar como limpieza de jaulas, atención médica constantemente, (desparasitación y aplicación de vitaminas) y vigilancia.

Los carnívoros silvestres albergan una gran cantidad de parásitos gastrointestinales algunos de los cuales pueden permanecer por mucho tiempo en su huésped a causa de la autoinfección o reinfección debido a las condiciones de cautiverio y hacinamiento que viven, se puede decir que en los zoológicos la parasitosis gastrointestinal es la principal enfermedad de los animales silvestres mantenidos en cautiverio, esta patología en ocasiones puede llegar a causar hasta la muerte de sus hospederos.

La identificación de los parásitos causantes de las enfermedades gastrointestinales es de suma importancia para la contribución y elaboración de planes de acción en el manejo sanitario de los animales en cautiverio, esto permitirá no solo conocer los parásitos causantes de las enfermedades sino también las fuentes probables de infección, como tierra contaminada, los vectores como roedores, aves carroñeras, y el personal de mantenimiento del zoológico.

Por lo expuesto anteriormente nos propusimos hacer un diagnóstico situacional de parásitos gastrointestinales en felinos silvestres en el zoológico Thomas Belt de la ciudad de Juigalpa Chontales, con esta investigación contribuiremos a encontrar los tipos de parásitos que prevalecen en los felinos de este zoológico, identificando género y frecuencia, nuestra investigación proporcionará nuevos conocimientos en el tema de la

parasitos en felinos silvestres en cautiverio, esto servirá para que el personal administrativo de este u otros zoológicos puedan implementar y evaluar medidas para la prevención y control de los mismos, garantizando de esta manera el bienestar a los felinos sometidos a la investigación.

V. OBJETIVO GENERAL

- Describir a través de un diagnóstico situacional la prevalencia y frecuencia de parásitos gastrointestinales en felinos silvestres del zoológico Thomas Belt de Juigalpa Chontales, febrero 2021.

5.1. OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- ✓ Determinar la prevalencia de parásitos gastrointestinales en felinos silvestres por especie existente.
- ✓ Identificar a nivel de género los principales parásitos gastrointestinales existentes en felinos silvestres.
- ✓ Demostrar la frecuencia de especies parasitarias gastrointestinales en felinos silvestres.

VI MARCO TEORICO

6.1 Felinos

Los felinos son sin duda, uno de los grupos de animales que mayor fascinación ejercen en el hombre. De apariencia inconfundible, poseen un cráneo corto y redondeado y cuerpo esbelto y ágil. Capaces de trepar, correr, saltar y desplazarse con rapidez y sigilo, los felinos constituyen la familia de carnívoros mejor adaptada para la caza y más exclusivamente (7).

Los Felinos pertenecen al Orden Carnívora, Familia Felidae. Existen de 5 a 12 géneros dentro de dicha familia que comprenden 37 especies, distribuidas mundialmente, con excepción de Australia, Madagascar y algunas islas del Pacífico Sur (8) (9). Los integrantes de esta familia de mamíferos son carnívoros estrictos con gran especialización, que igualmente se han reportado como generalistas y oportunistas en cuanto a hábitos alimentarios, llegando a cazar mamíferos, aves, reptiles, peces, anfibios e incluso insectos (10).

En general tienen cuerpos livianos, cortos y musculosos, acompañados de cabezas redondeadas; los machos suelen ser más grandes que las hembras en la mayoría de las especies y, como la mayoría de los mamíferos, los felinos tienen hábitos crepusculares nocturnos. Poseen sentidos muy agudos, con poderosos colmillos y garras, además poseen ojos nictálopes (ojos que permiten una muy buena visión en la oscuridad), esto merced a una membrana reflectante en el fondo del ojo que concentra la luz en el campo focal de la retina (11).

6.1.1 Taxonomía y Clasificación de los felinos

Actualmente, para la familia Felidae existen aproximadamente 37 especies de felinos silvestres distribuidos en 16 géneros y 2 subfamilias (12).

Reino: Animalia

Subreino: Eumetazoa

Rama: Bilateria

Filo: Chordata

Subfilo: Vertebrata

Subclase: Eutheria

Orden: Carnivora

Familia: Felidae.

6.2 Ecología y comportamiento de los felinos

Los felinos se les consideran como los carnívoros por excelencia de los ecosistemas terrestres, pues sus adaptaciones morfológicas los hacen muy eficientes durante el asechamiento, ataque, captura e ingestión de presas. Esto explica en gran medida sus característicos desplazamientos sigilosos y lo audaz de su comportamiento; además, que sean capaces de cazar presas superiores a su propio tamaño y peso (13).

Todos los felinos, a excepción de los leones, muestran comportamientos solitarios y en general son buenos nadadores.

Salvo algunas especies de gran tamaño, los felinos tienden a ser hábiles escaladores. Se les encuentra en todo tipo de hábitats terrestres, menos en las regiones polares y de tundra abierta. Tampoco habitan Australia, Nueva Zelanda, Japón y otras islas oceánicas (13).

Sus hábitos son en general de vespertinos a nocturnos; son de movimiento generalmente ágil, ligero y silencioso; caminan, corren, saltan y trepan; habitan en zonas en condiciones muy diferentes, pero originalmente son animales arborícolas; las especies más grandes son terrestres (13).

Son carnívoros y consumen presas que ellos mismos cazan. La mayor parte de ellos lo hacen al acecho y sólo unos pocos lo hacen a la carrera; algunos se alimentan de carroña; son cazadores que utilizan habitualmente la vista. Se alimentan desde peces, moluscos, aves y mamíferos, así como reptiles. Sin embargo, *Felis planiceps*, que vive en Asia, se alimenta de frutos (13).

La prole permanece mucho tiempo con la madre, la cual los protege y contribuye con su aprendizaje.

6.2.1 Puma (*Felis concolor*)

También llamado León, León Americano, León Bayo, Pantera, Onza, Mountain Lion, Cougar, Red Tiger (14), es un felino grande de color uniforme (amarillento, grisáceo o rojizo, hasta tonos blancuzcos crema); su cabeza es pequeña en comparación a su cuerpo, los animales adultos llegan a pesar entre 24-120 kg. Longitud total de cabeza y cuerpo entre 0.86 y 1.54 m, la cola mide entre 0.53 y 0.96 m.

El puma es el mamífero terrestre de más amplia distribución en el hemisferio occidental, se le encuentra desde Alaska y el centro de Canadá hasta el Sur de Argentina y Chile, en México habita en casi todo el país (14). Es un gato adaptable, hallado en la mayoría de tipos de hábitat de América, desde Los Andes (5,800 msnm), bosques y hasta desiertos (15).

Igualmente se reporta que se alimenta de presas medianas (1,015 kg), se le encuentra en lugares predominantemente secos (rocas, zonas boscosas tales como el bosque de encino y pino encino, etc.), en altitudes mayores a los 1,500 msnm, alejado de las poblaciones en un rango que va de los 2,326 a los 4,650 m y en territorios generalmente de 60 a 800 km² (16).

6.2.2 León Africano (*Panthera leo*)

Los leones se caracterizan por ser los segundos félidos más grandes. Existen algunas variaciones en el aspecto físico entre las subespecies y las regiones geográficas en donde habitan, tales como el color del pelaje, tamaño y las características de su melena. Por lo general los leones que habitan en el sur de África son más grandes a diferencia de los que se encuentran en la parte este. Además, el color de su pelaje tiende a ser castaño/dorado oscuro y más luminoso en las partes inferiores. La melena del león puede variar desde un color más rojizo a uno más oscuro y puede seguir oscureciéndose a medida que envejecen. Los leones asiáticos poseen un pliegue de piel que en la línea media ventral del abdomen (17).

El rasgo más distintivo del león es la melena que posee, ella los caracteriza dentro del grupo de los mamíferos carnívoros como una de las especies con notorio dimorfismo

sexual. La melena comienza a crecer alrededor de los 11 meses de edad, pero su apariencia varía en cada individuo: la melena puede ayudar a la identificación de los felidos en su hábitat y a gran distancia.

Por lo general, la melena se hace más gruesa, larga y oscura al envejecer. Asimismo, como su melena les brinda una apariencia impresionante e intimidante, ésta también les aporta un grado de protección al momento de exponerse a interacciones de agresividad con otros animales (18).

Los leones se caracterizan por ser depredadores de emboscada y acechado, por lo tanto, la disponibilidad de vegetación y otros para ocultarse es clave. Ellos también tienden a robar las presas que los leopardos, hienas y guepardos cazan. Los leones han sido reconocidos por alimentarse de “casi todos los mamíferos terrestres imaginables” además de algunos acuáticos (18). Los ungulados son sus principales presas, pero se sabe que estos animales se alimentan de huevos de avestruz, cocodrilos, chimpancés, otros leones, e incluso en Skeleton Coast en Namibia, cazan lobos marinos. Cabe destacar que los leones tienden a cazar presas que los superan en tamaño, tales como jirafas, hipopótamos, y con frecuencia búfalos. Estos felidos son depredadores muy adaptables, lo que les permite aprovechar las especies de presas que se encuentran disponibles según tipo de hábitat y la estación del año (18).

6.2.3 Tigre de bengala (*Panthera tigris tigris*)

El tigre de Bengala (*P. t. tigris*) es la subespecie de tigres más numerosa y se encuentra en India, Nepal, Bután, Birmania y Bangladesh. El tigre de Amur (*P. t. altaica*) vio su

población recuperada luego de experimentar un “cuello de botella” en la primera mitad del siglo 20 y ahora se estima que quedan 500 o menos individuos. (19).

En la vida silvestre, los tigres viven en diversos hábitats, incluidos bosques espinosos secos, pantanos de manglar, bosques tropicales húmedos, y cimas cubiertas de nieve. Las subespecies tropicales suelen ser un poco más pequeñas en tamaño (por ejemplo, los machos adultos que viven en áreas tropicales pesan entre 100 y 140 kg [220-308 lb], en comparación con el tigre de Bengala o el tigre de Amur, los cuales pesan entre 180 y 225 kg [396-496 lb]). Se plantea la hipótesis que se trata de una adaptación para disipar el calor (18).

6.2.4 Ocelote (*Leopardus pardalis*)

El ocelote o *Leopardus pardalis* (Linnaeus, 1,758) es el segundo felino manchado más grande de Sudamérica, con un rango geográfico de Norte, Centro y Sudamérica: desde el sur de Texas hasta el norte de Argentina. Se le puede hallar en una gran variedad de hábitats, incluyendo bosques húmedos tropicales, pantanos, terrazas aluviales, bosques de coníferas y zonas de matorrales espinosos (20). Cada individuo tiene un único patrón de manchas lo cual permite identificarlos (20).

Este felino es principalmente nocturno, pero también tiene actividad diurna. Pasa la mayor parte del tiempo cazando durante la noche.

Los ocelotes son solitarios, territoriales y carnívoros. Se alimentan principalmente de roedores, aunque a menudo complementan su dieta con aves, serpientes, lagartijas y otros vertebrados pequeños (20). Según Ludlow y Sunquist (21), los ocelotes tienen hábitos oportunísticos de alimentación, lo que se relaciona con un alto consumo de

mamíferos pequeños que pesan menos de un kilogramo y que son la presa más abundante de la selva baja. En la Amazonía peruana, los ocelotes viven en simpatía y competencia interespecífica con los margays (*Leopardus wiedii*) y yaguarundis (*Puma yagouaroundi*) (21).

6.2.5 Tigrillo (*Leopardus weidii*)

El tigrillo es un felino de tamaño pequeño; cabeza pequeña; orejas cortas, erectas y con las puntas redondeadas; cola larga, gruesa y está cubierta con abundante pelo. El pelo es relativamente largo, suave y grueso. El patrón de coloración varía entre individuos, pero generalmente va de un gris mate a un intenso ocre rojizo en los costados, café pálido hacia la parte baja de los costados, con un tinte amarillo pálido en la parte del vientre y en la parte interna de las patas (22).

Hay una gran variación en el patrón de motas, desde estrechas rayas hasta rosetas irregulares con anillos negros o café oscuro y su centro más oscuro que la coloración del dorso. Las rosetas pueden unirse dando la impresión de formar bandas largas o cortas. Sin embargo, el patrón general consiste de manchas sólidas en la parte media y de largas y completas rosetas en los costados. La cola tiene cerca de 12 anillos oscuros, muchos de ellos incompletos en la parte de abajo y la punta es oscura (23). El tigrillo es muy parecido al ocelote, pero de menor tamaño, en México es el felino más pequeño. Las medidas promedio corporales (en mm) para machos y hembras son: longitud del cuerpo, 563.9 - 554; longitud de la cola, 395.9 - 406.4; las siguientes medidas son un promedio de ambos sexos: longitud de la pata, 89 - 132; longitud de la oreja, 40 – 55. El peso corporal es de 2.6 a 5 kg. Formula dentaria i 3/3, c 1/1, p 3/2, m 1/1 = 30 (22).

El tigrillo, *Leopardus weiddi*, (Carnivora: Felidae), se distribuye en el Nuevo Mundo desde Arizona y Texas, en Norte América, a través de Centro America, hasta Argentina y Uruguay, en América del Sur (24). Este felino habita diferentes ecosistemas, entre los que se incluyen sabanas, bosques secos y lluviosos de tierras bajas, así como bosques secos y lluviosos premontanos y montanos (25).

El tigrillo es más frecuente en tierras bajas que en áreas montanas (25) e incluso algunos autores mencionan que en Colombia no se halla por encima de los 2400 m de altura por esto, aunque el tigrillo es la especie mejor estudiada entre los felinos pequeños de América, es poca la información acerca de su biología en regiones montañosas y, en particular, no hay datos sobre su dieta en hábitat andinos (26).

Los estudios disponibles sobre la dieta del tigrillo, que se han realizado en bosques tropicales de zonas bajas, indican que se alimenta principalmente de vertebrados pequeños, <400g, entre los que se cuentan: pequeños mamíferos, aves, reptiles, peces y anfibios (25); (20). También caza invertebrados y animales de mayor tamaño, como roedores caviomorfos (>3kg), por ejemplo, *Dasyprocta* y *Agouti*; primates (> 3kg), como *Alouatta* y *Brachiteles* y artiodáctilos (>5kg), tales como saínos y venados (25).

Los tigrillos (*Leopardus pardalis*) son considerados como una especie ecológicamente importante y de carácter carismático, considerada además como especie bandera en términos de la conservación de los hábitats en los que está presente (27). Por su posición en la red trófica, tienen un rol importante al regular las poblaciones de sus presas en los ecosistemas donde habita (20).

6.3 Parasitismo

El parasitismo es un tipo de simbiosis, una estrecha relación en la cual uno de los participantes, el parásito, depende del otro, el huésped, (también llamado hospedante, hospedador o anfitrión) y obtiene algún beneficio. En la mayoría de los casos de parasitismo el hospedador percibe un daño o perjuicio por parte del parásito en algún momento del ciclo (28).

La parasitología veterinaria estudia todos los aspectos de la biología, clínica y epidemiología de las enfermedades causadas por parásitos que afectan a los animales. Estos parásitos son principalmente protozoarios, trematodos, cestodos, nematodos y artrópodos; y muchas de las parasitosis que provocan son zoonosis (transmitidas entre humanos y animales, sobre todo domésticos), en las que, por lo general, la persona actúa como huésped definitivo (29).

6.3.1 Parasitismo en felinos silvestres

Las parasitosis gastrointestinales son de impacto negativo en la salud de los animales silvestres, los daños que pueden existir van desde afecciones leves, daños graves e incluso la muerte. Todo esto depende de la localización de los parásitos, el grado de infestación y las condiciones de vida (30). Estudios realizados en varios países han podido demostrar que los felinos silvestres son hospedadores de varios endoparásitos, en los cuales se incluyen nematodos, platelmintos y protozoos algunos de carácter zoonótico (31).

6.3.2 Nematodos

Este es uno de los Phylum más abundante en la naturaleza algunos son de vida libre y otros son organismos parásitos de plantas y animales vertebrados. Son gusanos de cuerpo cilíndrico (32). Los nemátodos pueden medir desde pocos milímetros hasta más de un metro, carecen de estructuras para engancharse al hospedador, pero se mantienen dentro de ellos por medio de un mecanismo de contracción, realizan ciclos directos e indirectos, en su ciclo de vida se incluye la forma de huevos y cuatro estadios larvales. (33).

De acuerdo a su localización en el huésped se clasifican en intestinales, tisulares y filarias (34). La palabra nematodo proviene de nematoide, que significa similar a un hilo. Estos son llamados de forma común como gusanos redondos, gusanos filamentosos o lombrices. Existen muchas especies parásitas, que exhiben diferentes grados de parasitismo y atacan a todos los grupos de animales. Viven en distintas partes del cuerpo del huésped, tales como: intestino, pulmones, vías pulmonares, sistema sanguíneo, linfático y riñones.

Son varias las vías de transmisión. En la vía más simple, los huevos o las fases juveniles incluidas en la cápsula del huevo penetran por vía oral, en otros casos lo hace activamente por la piel, al igual que cuando existe un huésped intermediario que puede introducir las larvas en el huésped definitivo por una picadura. Su reproducción es por copula. Estos parásitos están distribuidos por casi todo el mundo. Las formas libres son en general incoloras y las parásitas blanquecinas. Los nematodos son estructuralmente organismos simples, característicamente cubiertos por una cutícula proteínica (34).

6.3.3 Nematodos gastrointestinales en felinos

Existen diferentes tipos de parásitos que pueden vivir y parasitar el tracto gastrointestinal en los felinos, algunos de estos parásitos producen enfermedades zoonóticas, por lo tanto, pueden infestar a las personas. Existen varios tipos de parásitos que pueden infestar a los felinos, los más conocidos son los vermes (lombrices o gusanos) de los cuales hay dos tipos: los redondos denominados Nematodos y los planos o tenías denominados Cestodos (35).

Los nematodos más frecuentes e importantes en los felinos son *Toxocara cati* y *Toxascaris leonina*. Los huevos de estos parásitos salen en las heces de los felinos parasitados y así pueden infestar y transmitirse al ser ingeridas por otro felino (35).

Otra vía de contagio es mediante la ingestión de pequeños roedores que previamente habían ingerido heces de felinos con huevos de parásitos, también se da el contagio de la madre a las crías, a través de la leche. (36).

Dentro del phylum Nemátodo, las enfermedades de interés que producen los nematodos y afectan a los felinos son:

- ✓ Toxocariasis
- ✓ Ancylostomiasis
- ✓ Trichuriasis

6.4 Toxocariasis

La toxocariasis en felinos es una infección parasitaria debida a la presencia y acción de varios nematodos, estos son: *Toxocara cati* y *Toxascaris leonina*. Esta enfermedad se manifiesta clínicamente por alteraciones entéricas provocadas por el estado adulto y por alteraciones viscerales en hígado y pulmón que son causadas por la migración errática de las larvas. La transmisión se realiza por la tierra contaminada con materia fecal y la infección se realiza por vía oral mediante depredación e ingestión de huevos, por vía lactogénica y/o por vía transplacentaria (37).

La toxocariasis también es conocida como: Toxocariosis, ascariasis, gusano redondo.

T. cati y *T. leonina* se encuentran distribuidos en gatos de todo el mundo (38).

Clasificación taxonómica

Clase - Nematoda

Orden - Ascaroidea

Familia - Ascaridae

Género - Toxascaris (*T. leonina*)

-Toxocara (*T.canis*, *T.cati*)

Prevención y control

Desinfectantes

Los huevos de Toxocara son sensibles a etanol al 70%, hipoclorito sódico al 2% y a distintas concentraciones de yodo.

Inactivación física Inactivación de los huevos por temperaturas extremas (las larvas mueren a temperaturas inferiores a -15°C), desecación y luz ultravioleta (luz solar directa). Antimicrobianos Albendazol, mebendazol, tiabendazol, febendazol y dietilcarbamazina (1,4). Todos estos desparasitantes son de la familia de los benzimidazoles que atacan especialmente a los nematos en sus tres formas, huevos, larvas y adultos.

Medidas preventivas generales: Control higiénico-sanitario de los animales domésticos y silvestres (felinos) de las materias primas: carnes, vegetales y agua.

Diseño adecuado de los locales de trabajo, con superficies impermeables, lisas y fáciles de limpiar. Limpieza y desinfección periódica de los lugares de trabajo, instalaciones y equipos. Manipulación y eliminación adecuada de residuos (excrementos de animales). Control de vectores, desinsectación. Correctas medidas de higiene en el puesto de trabajo: lavado frecuente de manos, después del contacto con animales o materiales contaminados, después de quitarse los guantes, antes de las comidas y al final de la jornada. Utilización de ropa de trabajo y equipos de protección individual (39).

6.4.1 *Toxocara cati*

Toxocara cati (sinónimo de *Toxocara mystax*) es un helminto gastrointestinal que parasita frecuentemente a los felinos. Su gran potencial biótico y la resistencia de sus huevos en el ambiente, hacen de este una fuente de infección para hospedadores definitivos y paraténicos, dentro de los cuales se encuentra el hombre. *T. cati* es un ascárido pequeño, en el cual los machos miden de 3 a 6 cm y las hembras de 4 a 10 cm de largo (37).

Ciclo biológico:

Los felinos son el huésped definitivo para *T. cati*. Se cree que el ciclo de vida del *T. cati* es similar al de *T. canis*; sin embargo, *T. cati* no se transmite por vía intrauterina y los cachorros sólo se infectan por la leche o el calostrum. Las larvas se transmiten en la leche únicamente si el felino se infecta de manera aguda en la última etapa de la gestación; las larvas hipobióticas no parecen ser una fuente de transmisión lactogénica (40).

Los felinos adultos pueden desarrollar infecciones patentes luego de ingerir huevos o larvas. Si bien en los felinos adultos hay menos cantidad de larvas que completan la migración traqueal que en los cachorros, la disminución no es tan significativa como en los caninos (Anexo No. 27). En los felinos, las larvas de *T. cati* se encuentran principalmente en los músculos (40).

Ciclo evolutivo:

Los gusanos adultos se encuentran en el intestino delgado y producen huevos que se excretan en las heces, al principio este huevo no es embrionado, este pasa a desarrollarse después de 15 a 19 días siempre y cuando exista un ambiente óptimo de temperatura y humedad en el medio ambiente suceden dos mudas hasta lograr que la larva llegue al tercer estadio. El hospedador se infecta por consumo de los huevos o roedores infectados. Por lo general las larvas que siguen el recorrido de migración hígado-pulmones regresan nuevamente a estómago a través de la tráquea y su posterior ingestión (41).

Los huevos son esféricos u ovales, miden 65 x 75 micras, contienen una sola célula, y la membrana es gruesa y rugosa (42).

Signos y síntomas.

Los cachorros de felinos se pueden infectar de su madre solo a través de la leche materna. En la mayoría de casos los hospedadores desarrollan una forma subclínica, mientras que en casos con alta carga parasitaria aparecen signos clínicos muy evidentes de la infección, el felino puede mostrar el abdomen abultado, el médico en ocasiones podría palpar las asas intestinales engrosadas, obstrucciones, vómito, anorexia y mal estado en general de la condición corporal (43).

Diagnóstico

El diagnóstico se basa en varias pruebas de laboratorio como la visualización directa a través de exámenes coprológicos, si el análisis es negativo no se descarta la posibilidad de que el paciente está pasando por el periodo de prepatencia, por lo que se recomienda repetir la prueba (44). El diagnóstico de larva migrans visceral se basa en el test de ELISA. En los casos de larva migrans ocular se realizan diagnósticos oftalmológicos, incluso se podrían realizar pruebas imagenológicas, las cuales permiten identificar lesiones ovales localizadas en el hígado (45).

Prevención y control

Un control general de la transmisión de *Toxocara cati* se basa en que los animales deben ser tratados con un plan de desparasitación, lo que impide la excreción de huevos y su posterior transmisión a animales sanos. La limpieza de las instalaciones ayuda a reducir significativamente los casos positivos. En lo posible debe restringir el acceso de animales domésticos a las instalaciones donde permanezcan animales susceptibles. La

desinfección de las zonas de permanencia de animales se puede utilizar etanol al 70%, yodo en distintas concentraciones e hipoclorito sódico al 2% (46).

6.4.2 *Toxascaris leonina*

Toxascaris leonina es un áscari que se encuentra en todo el mundo los cuales se pueden localizar en el intestino delgado de animales domésticos y de vida silvestres (felinos). La transmisión ocurre cuando el huésped definitivo se come el roedor infectado con este parásito. (47). Este parásito tiene preferencia por los climas fríos, en estado adulto *Toxascaris leonina* alcanza el tamaño de 10 cm de largo (48).

Toxascaris leonina es un helminto nematodo parásito gastrointestinal específico de animales domésticos y silvestres carnívoros que son los hospedadores definitivos. En general, es más frecuente en gatos que en perros. Se da en todo el mundo. La enfermedad causada por las infecciones con este nematodo gastrointestinal se conoce como toxascariasis o toxascariosis. (49).

Son relativamente grandes de color blanquecino cuya cutícula poseen finas estriaciones transversales. Tienen tres labios y lateralmente dos alas cervicales. El extremo posterior es romo en las hembras y digitiforme en los machos con dos espículas desarrolladas.

En muchos países la Toxascariasis es la infección ascaridoidea más común, pero como los parásitos solo habitan en el intestino el daño que ocasiona es mínimo.

Los huevos de *Toxascaris leonina* tienen una cáscara lisa, son elipsoides y tienen unas dimensiones de aproximadamente 70 µm por 80 µm Warren (50) informó que los huevos tenían una dimensión de 54 por 74 µm (Anexo No. 21). Los huevos de *Toxascaris leonina* suelen aparecer más claros o más translúcidos que los huevos de *Toxocara cati*.

Ciclo biológico

Toxascaris leonina infesta al huésped por dos vías (51).

- 1.- La ingestión de huevos embrionados infestantes.
- 2.- La ingestión de huéspedes accidentales. No existe infección prenatal del parásito (51).

Una vez que el parásito embrionado se encuentra en las heces de los animales infectados que se desarrolla en un periodo de 6 días es deglutido y eclosiona penetrando intestino delgado donde se desarrolla durante dos semanas, ya en su fase adulta regresa a la luz intestinal llegando a medir hasta 8 milímetros, a partir de las 6 semanas después de la infestación llega a su quinto estadio, y a partir del día 74 comienza a producir huevos (50). No hay migración larvaria (50). Las larvas de *T. leonina* pueden encontrarse en ratones, en estos animales las larvas en su tercer estadio se distribuyen hacia muchos tejidos, y si un ratón infestado es ingerido por un felino se produce la digestión del tejido que rodea a las larvas, y estas alcanzan la madurez en la pared y lumen del intestino del hospedador definitivo (Anexo No. 26).

Ciclo evolutivo

Toxascari leonina tiene un periodo de prepatencia de 56 a 77 días, habita en el intestino delgado, excreta huevos no embrionados a través de las heces y tiene ciclo biológico corto, necesita una semana para llegar a su fase adulta infectante mientras que otras especies de *Toxascari* necesitan de cuatro semanas (44). Para poder completar el ciclo biológico este parásito necesita un hospedador intermediario como un roedor, los huevos eclosionan en su tracto digestivo y viaja a la mucosa intestinal, donde pasa por mudas

hasta llegar nuevamente a la luz del intestino a terminar su desarrollo. Estas larvas llegan a los tejidos y forman quistes musculares haciendo que los hospedadores finales se contagien cuando ingieren el roedor infectado (48).

Signos y síntomas.

La infección muchas de las veces no se ve reflejada en síntomas clínicos por lo que se recomienda exámenes coprológicos rutinarios para su diagnóstico (43). Los felinos con alta carga parasitaria muestran síntomas como apatía, inapetencia, pelo hirsuto, vómitos, debilidad y pérdida de peso. Muchas veces las crías pueden presentar el abdomen abultado. El vómito y las heces pueden contener larvas de parásitos (52). En adultos los síntomas son enteritis leve y obstrucciones a nivel intestinal (44).

Prevención y control

Las madres en periodo de gestación y lactancia deben ser desparasitadas, con el fin de neutralizar la transmisión a las crías. Se ha demostrado que el uso de febendazole elimina el 99% de larvas de *Toxascari leonina*. (44). Para el control de estos parásitos se deben hacer limpiezas de instalaciones mediante desinfectantes como el etanol al 70%, distintas concentraciones de yodo, también mediante inactivación física por temperaturas inferiores a 15° C, desecación y luz solar directa (46).

6.4.3 *Toxocara canis*

Son nematodos relativamente grandes, de color blanquecino cuya cutícula posee finas estriaciones transversales. Tiene tres labios y lateralmente dos a las cervicales. El extremo posterior es romo en las hembras y digitiforme en los machos con dos espículas desarrolladas. (53).

Ciclo biológico

La infección por *Toxocara canis* puede ocurrir por cuatro vías.

1.- La infección prenatal por migración transplacentaria.

2.- Infección a través de la leche como resultado de migración transmamaria

3.- Ingestión de huevos infectantes.

4.- La ingestión de un huésped intermediario. Además, existen tres formas más de migración que ocurren o pueden ocurrir una vez que se ha infestado el huésped (54).

Migración hepato pulmonar.

Migración a través del tracto gastrointestinal.

Migración a través del tejido somático.

La forma de transmisión por huésped intermediario se da por la ingestión de huéspedes accidentales del parásito como son, ratas, ratones, conejos y aves que fueron infestadas al ingerir los huevos de *Toxocara canis* y que desarrollaron la larva *migrans visceralis* (54). Las larvas que emergen de los huevecillos en el intestino del huésped perforan la pared intestinal y emigran a través de los pulmones del huésped. (54). La conducta migratoria de las larvas de *Toxocara canis* depende no solo de la especie sino también de la edad y el estado fisiológico del huésped. Así las larvas que incuban en huevos no alcanzan madurez en perros mayores de un mes de edad, sino que se enquistan en tejidos somáticos como larvas de segunda etapa.

Los machos de *Toxocara canis* miden de 4-10 cm de diámetro y las hembras de 5-18 cm. La boca se cierra con tres labios y lateralmente hay dos alas cervicales que miden 2.5 x 0.2 mm. Tienen forma de punta de lanza en la extremidadcefálica (Anexo No. 25).

Los huevos son esféricos de 75-90 μ m y poseen una cubierta gruesa y rugosa con varias capas concéntricas (Anexo No. 24). Son de color marrón oscuro, no segmentado y su contenido ocupa prácticamente todo el espacio interno (55).

6.5 Ancilostomiasis

Son procesos parasitarios relativamente frecuentes en los carnívoros domésticos y silvestres, causados por nematodos de la familia Ancylostomatidae, que se localiza en el intestino delgado y se caracteriza por su hematofagia (38).

La ancylostomiasis se le conoce como: Dermatitis verminosa reptante, erupción serpiginosa (56), gusano de gancho.

A. tubaeforme están distribuidos en una gran extensión geográfica del mundo mientras que *A. braziliense* está limitado por regiones tropicales y subtropicales del mundo, con temperatura alrededor de 29°C y humedad superior a 87%, se ha descrito también en zonas templadas (57).

El género *Ancylostoma* spp de importancia en los felinos son: *Ancylostoma tubaeforme* y *Ancylostoma braziliense*.

Los Ancilostomidos adultos poseen capsulas bucales bien desarrolladas y se pueden alimentar de la mucosa que succionan, pero su patogenicidad se debe sobre todo que se alimentan básicamente de sangre. Su capacidad para succionar sangre está tan desarrollada que da la impresión de que pueden escoger un área de la mucosa en la que

esté presente, precisamente un vaso capilar arterial. Estos parásitos desperdician mucha de la sangre que ingieren y gran parte de esta sale por el ano del parásito sin haber sido digerida. Sin embargo, al parecer los Ancilostómidos utilizan la sangre que ingieren en parte para alimentarse y en parte para abastecerse de oxígeno (58).

Los huevos son ovoidales, miden unas 40 x 65 micras y, al tiempo de su deposición en las heces, contienen ya de 4 a 16 células (Anexo No. 23). Tienen una envoltura fina. Eclosionan 2 a 9 días tras la deposición (59).

Clasificación taxonómica.

Clase – Nematodo

Orden – Strongyloidea

Familia – Ancylostomatidae

Género – Ancylostoma

Especie – A. Spp.

Ciclo biológico

Ancylostoma tiene un ciclo de vida directo, pero bastante complejo. Tras la excreción de los huevos en las heces, las larvas se desarrollan en su interior y eclosionan en 2 a 9 días. Completan su desarrollo a larvas infectivas del estadio L-3 en el exterior. Son muy buenas nadadoras y aprovechan la humedad sobre la vegetación para desplazarse. Ahí esperan al paso de un hospedador adecuado (60).

Las larvas pueden sobrevivir durante semanas en suelos húmedos y frescos, pero no sobreviven mucho tiempo a temperaturas extremas o en suelos secos. Además de los

hospedadores finales, también pueden infectar a roedores (ratas ratones) como hospedadores secundarios. En ellos no completan el desarrollo a adultos, pero pasan al hospedador final cuando éste los caza y se los come (61).

Los huevos se excretan por medio de las heces donde maduran hasta alcanzar su estadio L-3 que es el infestante. Las larvas infectivas penetran en el hospedador final o intermediario por ingestión directa de agua, sólidos o presas contaminados, o a través de la piel (60). Tras la ingestión por loa animales domésticos o silvestres, la mayoría de las larvas L-3 llegan directamente al intestino donde completan el desarrollo a adultos, se instalan fijándose a la pared intestinal y comienzan a producir huevos. Sin embargo, algunas larvas penetran al interior del cuerpo e inician una migración a través de distintos órganos (larva migrans), para finalmente alcanzar la tráquea y, tras llegar a la boca volver a ser tragados. Durante esta migración pueden enquistarse en músculos, grasa u otros tejidos y permanecer enquistados por tiempo indefinido (60).

Las larvas que penetran a través de la piel alcanzan el sistema circulatorio, llegan a los pulmones y a través de la tráquea, por tos o estornudos llegan a la boca para ser tragados. (Anexo No. 28). De allí prosiguen hasta el intestino delgado donde se fijan, completan el desarrollo a adultos y comienzan a poner huevos (60).

Una vez reactivadas, las larvas en enquistadas en los tejidos pueden llegar a las glándulas mamarias de las madres e infectar a las crías a través de la leche; o atravesar el útero e infectar directamente el feto (61).

Prevención y control

Desinfectantes

La larva es sensible a borato sódico (se suele usar para desinfectar el suelo), solución de yodo entre 50 y 60 partes por millón a temperatura de 15°C a 30°C, etanol al 70% durante 10 minutos, 0,5% Dettol ® durante 20 minutos e hidrocarburos clorados (tetracloroetileno) (46).

Inactivación física: La larva filariforme se inactiva con calor (agua a temperatura superior a 80°C). Son también sensibles a la congelación, la desecación y la luz solar directa. Antiparasitario Albendazol, mebendazol, nitazoxanida y embonato de pirantel.

Medidas preventivas generales: Control higiénico sanitario de los animales, de los alimentos (vegetales) y del agua, diseño adecuado de los locales de trabajo, con superficies impermeables, lisas y fáciles de limpiar. Limpieza y desinfección periódica de los lugares de trabajo, instalaciones y equipos, manipulación y eliminación adecuada de residuos (heces humanas y de animales). Control de vectores, desratización y desinsectación. Correctas medidas de higiene en el puesto de trabajo: lavado frecuente de manos, después del contacto con animales o materiales contaminados, después de quitarse los guantes, antes de las comidas y al final de la jornada laboral, uso de ropa de trabajo y equipos de protección individual (46).

6.5.1 *Ancylostoma tubaeforme*

Los parásitos miden alrededor de 8 a 20 mm de largo, los machos son más cortos que las hembras, además de que las hembras terminan su cuerpo en punta y los machos poseen unos lóbulos que sirven para su reproducción. Los anquilostomas de

Ancylostoma tubaeforme es la especie que afecta a felinos en edades tempranas. Este parásito consta de cabezas con ganchos que les sirve para adherirse a la pared del intestino delgado y se comienzan alimentar de tejido y succionar sangre (62).

Ciclo evolutivo

Las formas adultas del parásito viven en el intestino principalmente se alimenta de sangre, los huevos son excretados en las heces, estos huevos no son infectivos inmediatamente, necesitan incubar y pasar por dos mudas hasta llegar al estado de larva infectante. En condiciones adecuadas para el parásito las larvas alcanzan el desarrollo en 4 a 7 días. En el hospedador estas larvas entran a través de la dermis y viajan por los vasos linfáticos y venas para llegar a pulmones, pasan por los alveolos hasta llegar a la tráquea y aquí son ingeridos nuevamente hasta llegar al intestino para su maduración a los 18 meses, en el sitio de implantación pueden dejar ulceras (44).

Signos y síntomas.

Los animales infestados por *Ancylostoma tubaeforme* presentan anemia y perdida de la condición corporal, en algunos casos se ha observado desde diarrea simple hasta diarrea sanguinolenta, estos signos se presentan de forma aguda o crónica. Los signos van a depender del número de parásitos con que el animal se encuentre, según estudios en felinos infectados experimentalmente con 1000 a 2000 larvas se observó pérdida de peso en comparación con los que recibieron de 100 a 500 larvas, incluso los animales que recibieron la mayor dosis murieron al cabo de 12 a 47 días. También se observó una caída de los niveles de hemoglobina (63).

Diagnóstico

El diagnóstico de la anquilostomiasis se realiza por exámenes coprológicos y por identificación de huevos, es recomendable tomar en cuenta también el hematocrito, con los signos clínicos y la condición corporal del animal (64). Muchas veces los huevos no son excretados por lo que es necesario repetir el muestreo para detectar la infección. Otra opción son ELISA y mediante cultivo de las heces fecales.

Prevención y control

Un método de control es la desinfección del suelo o superficies inanimadas, la larva es eliminada con borato sódico, etanol al 70% por 10 minutos, una solución de Yodo de 50 o 60 ppm usándolo entre 15 a 30°C. Por otro lado, se pueden limpiar las zonas donde habiten animales con agua caliente sobre los 80°C. En lo que refiere al control mediante fármacos antiparasitarios, los más usados son el Albendazol, Mebendazol, Nitazoxanida y el Embonato de Pirantel (46). En áreas endémicas donde se han reportado casos de infección por *Ancylostoma spp.* Se recomienda la desparasitación continua de animales especialmente los perros (65).

Coccidio

Los coccidios intestinales son parásitos protozoarios del phylum Apicomplexa pertenecientes a los géneros *Cryptosporidium*, *Cydospora* y *Cystoisospora*, Y se caracterizan por presentar un complejo apical en el que se localizan diferentes organelos que les permiten invadir y replicarse en la célula huésped. La infección se da a través de la ingesta de alimentos contaminados con ooquistes infectantes (66).

La morfología de estos protozoarios se determina por las formas de los ooquistes esporulados o infectantes, que se eliminan en la materia fecal del hospedero.

Los ooquistes son redondos u ovalados y en su interior contienen a los esporozoítos, que en el caso de Cydospora y Cystoisospora se ubican dentro de los esporoblastos. La morfología específica de cada coccidio (66).

Por otra parte, el número de huevos, larvas, quistes, etc. eliminados con las heces de los animales parasitados, varía de forma notable y no guarda relación con la carga parasitaria que tiene el hospedador. Uno de los factores más importantes en la cuantía de la eliminación es el «efecto multitudinario» crowding effect que hace que cuando la carga parasitaria es muy elevada, el número de huevos eliminados puede ser incluso menor que cuando la carga es baja. Por ejemplo, en las infecciones por *F. hepatica* se ha comprobado que el número de huevos que produce cada fasciola al día oscila entre 4000 en infecciones graves y 50,000 en infecciones ligeras. Ese mismo efecto se ha comprobado en las infecciones por *Eimeria spp* en pollos (67).

También tiene importancia la resistencia del hospedador que, a su vez, está relacionada con la dieta, factores genéticos, etc. Por último, hay que mencionar la elevación periparto, fenómeno muy conocido en los ovinos. Coincidiendo con las épocas húmedas de primavera y otoño, la producción de huevos por las hembras de algunos nematodos (estrongilados gastrointestinales y respiratorios) aumenta geométricamente, con incremento de la contaminación del pasto y del riesgo de infección en una época en la que existe una población de hospedadores especialmente sensibles (67).

6.6 Resistencia antihelmíntica

Una forma de adaptación de los parásitos que cada día adquieren mayor importancia económica, es la capacidad que tienen algunos Helmintos para desarrollar tolerancia a

los antihelmínticos. Al parecer este es un fenómeno bastante reciente y tal vez la razón sea que las primeras drogas que se usaron no eran completamente efectivas, y muchas veces se admitía (58) .

El único aspecto alentador es que los parásitos no se hicieron resistentes a los antihelmínticos sino más bien fue una adaptación de los procesos fisiológicos del parásito al efecto de los antihelmínticos elaborado para bloquear dicho proceso fisiológico (58).

La resistencia se presenta cuando dentro de una población existe una frecuencia alta de helmintos capaces de tolerar dosis de un compuesto dado, lo que una población normal de la misma especie no toleraría. El hecho de que dicha capacidad sea heredable determina el impacto de la resistencia. En realidad, la resistencia a los antihelmínticos ocurre como una respuesta a las presiones de selección que ejercen los fármacos sobre las poblaciones de parásitos que infectan a un organismo. De hecho, suele presentarse de forma simultánea en los nematodos parásitos, los cuales dejan de ser sensibles al efecto de varias drogas (68) .

La resistencia a los fármacos antihelmínticos no surge de manera espontánea en un parásito, sino que se adquiere con el tiempo, cuando una droga que es inicialmente efectiva para un fin terapéutico determinado, deja de serlo. Actualmente la resistencia se presenta hacia los tres principales grupos de fármacos antihelmínticos: 1) benzimidazoles, 2) imidazotiazoles y tetrahidropirimidinas, y 3) avermectinas y milbemicina (68).

6.7 Zoonosis

La toxocarosis humana es una importante zoonosis parasitaria causada por formas larvarias de especies del género *Toxocara*. La migración de la larva por los diferentes

tejidos blandos en el ser humano genera una serie de entidades clínicas en el paciente, tales como el síndrome de *Larva migrans visceral*, la toxocarosis ocular y la neurotoxocarosis (69).

El diagnóstico definitivo es mediante la histopatología en biopsias, pero resulta ser casi imposible de realizar y actualmente su diagnóstico se establece mediante el análisis de la sintomatología clínica, los antecedentes epidemiológicos del paciente y el uso de pruebas hematológicas e inmunológicas de laboratorio que son las que finalmente ayudan a confirmar la sospecha clínica de la enfermedad (69).

La zoonosis es más esporádica en animales domésticos que los silvestres, hay zoonosis de este tipo de parásito, pero es más común que se vea en especies domésticas ya que este es un factor no tan común en los animales silvestres con respecto a los cuidadores o con las personas que entren en un contacto directo con los felinos del zoológico.

6.7.1 Manejo de plagas

Se debe establecer un programa de control de plagas activo y agresivo. También, se debe cumplir con un control de roedores mediante el uso de trampas de resorte, trampas de captura viva, etc. Todos los químicos, previo a su uso, deben ser aprobados por un veterinario. Las aplicaciones se deben llevar a cabo por medio de un técnico en control de plagas autorizado, acompañado de los miembros del personal para asegurar el cuidado tanto del animal como del personal (70).

Es fundamental que exista un programa de control de plagas en cada recinto que alberga animales. Hay que señalar que los animales silvestres se consideran como potenciales fuentes de infección para los felinos. Aquellos animales, tales como roedores,

aves, gatos y perros domésticos, o cualquier otra plaga que logre tener contacto con un felino o con su hábitat pueden transmitir microorganismos o parásitos (70).

6.8 Técnicas de Laboratorio

Técnicas Coproparasitoscópicas (Diagnóstico parasitológico) Son técnicas de laboratorio que se utilizan en el diagnóstico parasitológico, y son tres principalmente: Técnica de flotación y Técnica de sedimentación, las cuales son técnicas cualitativas, es decir las que nos indican si existen huevecillos o no. Y la técnica de McMaster es una técnica cuantitativa la que nos muestra la cantidad de huevecillos por gramo de heces (71). (72).

6.8.1 Método por flotación

El principio por el cual se basa la técnica de flotación se ha utilizado desde hace muchos años en el diagnóstico parasitológico, consiste en que los huevecillos flotan en algunas soluciones en las que los desechos fecales no lo hacen, y por lo tanto los concentra y aclara la preparación. A mayor densidad específica de las soluciones se obtendrá un número mayor de huevecillos aunque el único problema como ya se dijo, es que las soluciones hipertónicas dañan la pared de algunos huevecillos (58).

La flotación se usa muy a menudo como método cualitativo y no es muy confiable para hacer una estimación del grado de infestación de un animal, debido a que se requiere de cierta habilidad para obtener los huevecillos de la solución.

Las soluciones se utilizan al punto de saturación o casi. Probablemente la solución saturada que se utiliza sea la solución de cloruro de sodio, que tiene una densidad específica de 1.200. Algo que dificulta el uso de esta solución, y algunas otras soluciones saturadas, es que la gravedad específica varía con la temperatura (58).

Como ya se dijo, el método de flotación tiene mayor aplicación en los exámenes cualitativo que en los cuantitativos, se han hecho estudios en los que se compara la efectividad de esta técnica con algunas otras y se ha demostrado que, por ejemplo, de muestras provenientes de rumiantes se obtienen por flotación menos de la mitad de huevecillos que por el método de McMaster (58).

6.8.2 Cuenta de huevecillos por la técnica de McMaster

Esta técnica es un refinamiento de la técnica de flotación común, y permite hacer una estimación del número de huevecillo o larvas presentes en las muestras. Se le han hecho muchas modificaciones, algunas para aumentar su efectividad y otras para realizar la prueba en menor tiempo. Se basa en el examen de un volumen preciso de suspensión de heces en una solución saturada (solución de flotación) (58).

El equipo esencial consiste de una laminilla con dos placas de vidrio separada con una distancia conocida con una distancia de 0,15 cm, están divididas en dos cámaras, cada una tiene un área cuadriculada de 1 cm².

Se cuentan los huevecillos de cada uno de los cuadros de las cámaras observando la laminilla al microscopio, se suman las dos cuentas y se multiplican por 100, para obtener el número de huevecillos o larvas por cada gramo de heces.

Se debe de considerar muchos factores al interpretar los resultados de la cuenta obtenida por el método de McMaster, puesto que cada uno califica hasta cierto grado la información resultante.

El método de McMaster se debe realizar con cuidado y es muy útil como medio de diagnóstico si se interpreta en forma consciente el resultado y no se considera como algo absoluto. (58)

6.8.3 Prevalencia

En febrero de 1981 el presidente de la AEP Elmer Noble, por recomendación del editor, Austin MacInnis, nombró un comité ad hoc “para establecer definiciones de trabajo de algunos términos usados y mal usados por el ecologista parasitológico” como una guía para los autores que envían artículos a la revista de parasitología. Nombrados para el comité fueron los Drs. Gerald Esch, John Holmes, Armand Kuris, Gerhard Schad y Leo Margoli (presidente). Como punto de partida, el comité examinó las recomendaciones (73) preparadas por un comité similar establecido por la sección de parasitología de la sociedad canadiense de zoológicos.

El comité canadiense se ocupó únicamente de los términos necesarios para expresar conceptos relacionados con el número de huéspedes en una muestra infectado con una especie particular de parásitos y con el número de individuo de un parásito particular en cada huésped en una muestra. Como se indica a continuación el presente comité también se ocupó de varios otros términos ecológicos que ahora no se utilizan de manera coherente en la literatura parasitológica (73). A continuación, algunos conceptos.

Termino: Prevalencia (generalmente expresada como porcentaje) número de individuos de una especie hospedante infectados con un parásito en particular entre el número de especie hospedadoras encontradas.

La prevalencia (P) cuantifica la proporción de individuos de una población que padecen una enfermedad en un momento o periodo determinado. Su cálculo se estima mediante la siguiente fórmula (74).

La prevalencia de parásitos gastrointestinales de felinos silvestres del presente trabajo en el zoológico Thomas Belth fue de un 82% presentando la mayor prevalencia los tigres

de bengalas y pumas con el 23%, seguido de leones africanos y tigrillos con el 12% y en menor prevalencia encontrada en ocelote y yaguarundí con el 6%.

Calculo de la prevalencia:

La prevalencia de las parasitosis gastrointestinales en los animales silvestres se calcula de acuerdo a la siguiente formula.

$$\text{Prevalencia} = \frac{\text{Número de población infestados} \times 100}{\text{Número de población}}$$

El porcentaje de los parásitos gastrointestinales se calculará de acuerdo a la siguiente fórmula:

$$\text{Frecuencia} = \frac{\text{número de animales parasitados por determinado parásito} \times 100}{\text{Número de animales muestreados}}$$

Media aritmética

La media aritmética o promedio simple (X) muestra el valor central de los datos constituyendo ser la medida de ubicación que más se utiliza. En general, es calculada sumando los valores de interés y dividiendo entre el número de valores sumados (75).

Se calcula con la siguiente formula:

$$\bar{X} = \frac{(X_1 + X_2 + X_3 + \dots + X_n)}{n}$$

VII. PREGUNTAS DIRECTRICES O DE INVESTIGACIÓN

¿Cuál es la prevalencia de parásitos gastrointestinales en felinos del zoológico Thomas Belt en Juigalpa?

¿Cuáles son los principales géneros de parásitos gastrointestinales presentes en los felinos?

¿Cuál es la frecuencia de los géneros de parásitos gastrointestinales?

Tabla No. 1 Operacionalización de Variables

Variable	Concepto Operacional	Dimensiones	Indicadores
Prevalencia	Prevalencia (generalmente expresada como porcentaje) número de individuos de una especie hospedante infectados con un parásito en particular entre el número de especie hospedadoras encontradas	Número de población infestada Número de población muestreada	Diagnóstico de laboratorio
Genero/Parásitos	Género es un grupo de organismos que a su vez puede dividirse en varias especies.	Identificación de huevos	Diagnóstico de laboratorio
Frecuencia	Número de veces que aparece un parásito en un determinado tiempo.	Número de animales parasitados por determinado parásito Número de animales muestreados	Diagnóstico de laboratorio

VIII. DISEÑO METODOLOGICO

8.1 Tipo de estudio

El presente trabajo según su enfoque de estudio es cuantitativo, de tipo descriptivo y de corte transversal. Según Hernández *et al.* (76), expresa que el enfoque cuantitativo usa la recolección de datos para probar hipótesis, con base en la medición numérica y el análisis estadístico, para establecer patrones de comportamiento y probar teorías.

Según el nivel del conocimiento es investigación aplicada y de campo Según Zorrilla (77), la investigación se clasifica en cuatro tipos: básica, aplicada, documental, de campo o mixta. La investigación aplicada guarda estrecha relación con la investigación básica pues depende de esta para enriquecer el estudio.

Según el lugar donde se desarrollará la investigación es de campo, Las investigaciones de campo son aquellos que se llevan a cabo en el lugar de ocurrencia del fenómeno. Y de acuerdo al tiempo de investigación en que se llevará el estudio es de corte transversal, puesto que se recogerá la información en un solo momento. Las investigaciones de corte transversal su propósito se centra en describir variables y analizar su comportamiento en un momento dado.

8.2 Área de estudio

Fue el zoológico Regional Thomas Belt ubicado en la ciudad de Juigalpa, cabecera departamental de Chontales a 137 km de Managua, fundado y administrado por “Clan Intelectual de Chontales.

8.3 Población

La población del presente estudio estuvo formada por 17 ejemplares de felinos silvestres presentes en el zoológico Thomas Belt de la ciudad de Juigalpa, a los cuales se tomaron 64 muestras fecales.

Tabla No. 2 Población de felinos

Nº de Individuos	NOMBRE COMÚN	NOMBRE CIENTÍFICO	TOTAL MUESTRAS
4	Tigre de Bengala	<u>Panthera tigris tigris</u>	13
4	Puma	<u>Felis concolor</u>	11
2	León Africano	<u>Panthera leo</u>	10
4	Tigrillo	<u>Leopardus weidii</u>	16
1	Ocelote	<u>Leopardus pardalis</u>	6
1	Yaguarundi	<u>Herpailurus yagouaroundi</u>	6
1	Leopardo tigre	<u>Leopardus tigrinus</u>	2
TOTAL 17			TOTAL: 64

8.4 Unidades de análisis: muestra

Para llevar a cabo el diagnóstico y las pruebas de laboratorio se tomaron como unidades de análisis los 17 felinos que conformaron la población; por lo cual no hubo necesidad de aplicar ningún procedimiento para generar la muestra.

8.5 Criterios de Inclusión y Exclusión

Criterios de Inclusión

- Todos los felinos silvestres que se encontraban en cautiverio del Zoológico Thomas Belt de Juigalpa Chontales.

Criterios de Exclusión

- Felinos que hayan sido desparasitados en los últimos tres meses

8.6 Procedimiento aplicado en la recolección de datos.

El procedimiento de estudio consistió en realizar un muestreo coproparasitológico para poder identificar los parásitos gastrointestinales en felinos silvestres del zoológico Thomas Belt de la ciudad de Juigalpa, y determinar la prevalencia en el mes de febrero 2021.

Para esto se recolectaron 64 muestras de heces (Tabla No.2) a los felinos silvestres en cautiverio del zoológico Thomas Belt de la ciudad de Juigalpa, se conservaron en termos con hielo para luego ser trasladadas al laboratorio de la Universidad, una vez en el laboratorio se utilizó el método de flotación y el conteo de huevecillos por la técnica de McMaster.

8.7 Recolección de las muestras de heces para análisis de laboratorio.

La recolección de las heces se realizó en dos diferentes momentos, la primera toma se hizo antes de desparasitar y la segunda toma 22 días después de la desparasitación, con el objetivo de que el desparasitante hiciera efecto.

El desparasitante utilizado fue Panacur (Es un antihelmíntico de amplio espectro de acción ovicida, larvicida y contra parásitos adultos, para mezclar en el alimento). Dosis utilizada de 20 mg/kg de peso vivo. Administrada vía oral en alimento.

La toma de muestra se realizó por mañanas en seriados consecutivos de tres días, antes de la limpieza de las jaulas, para esto los felinos fueron trasladados a las jaulas trampas para poder tomar las muestras de manera segura.

Se tomaron 30 gramos de muestras aproximadamente directamente del suelo, de la parte más superficial y evitando tomar la que estuviera en contacto con el suelo, una vez

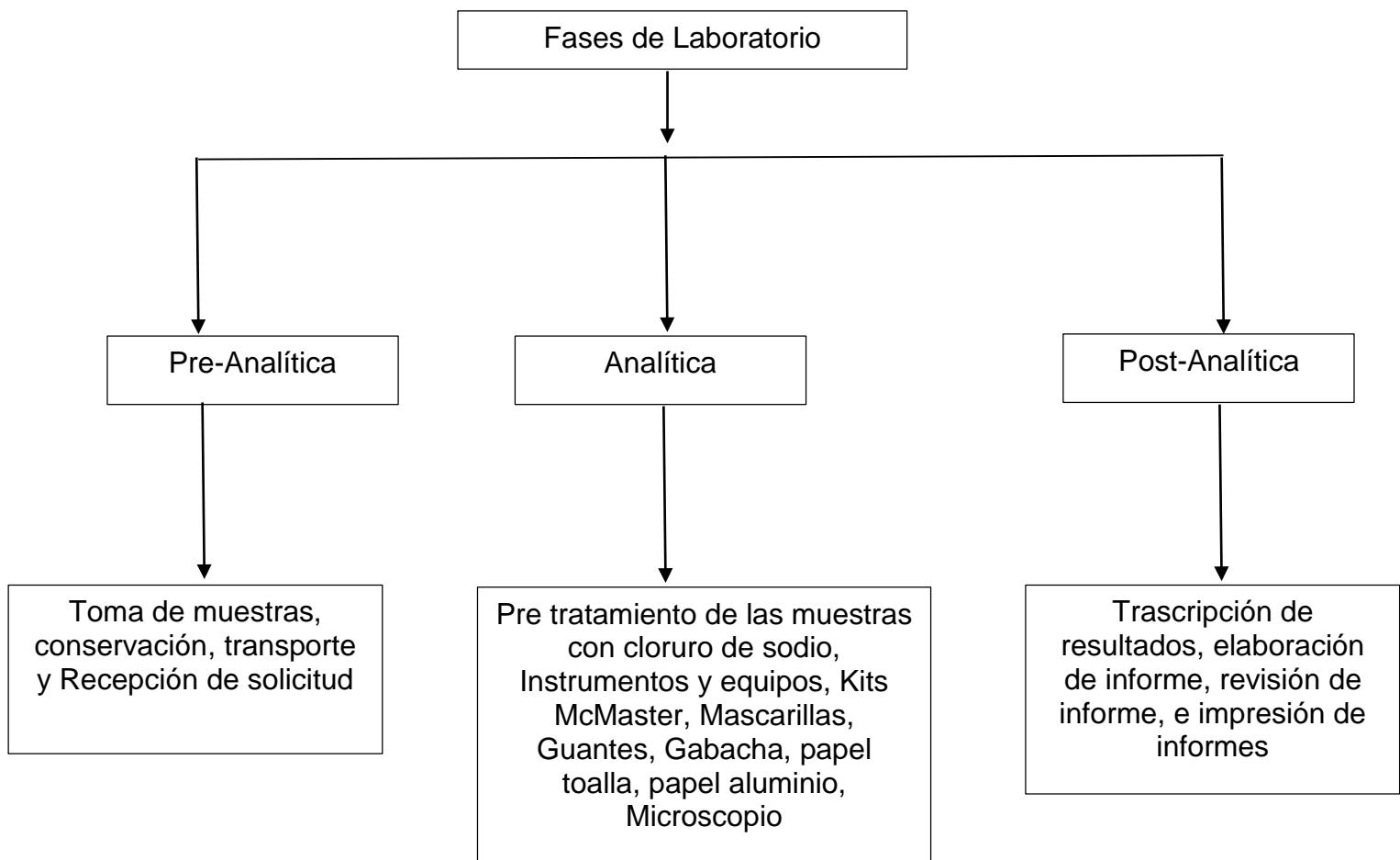
recogidas las muestras se procedió a rotularlas para su identificación individual, que consistía en el número de muestra, especie de felino, fecha y hora de toma de estas. Posteriormente se conservaron en un termo con hielo para ser trasladada al laboratorio para su debido procesamiento y análisis respectivo.

Se llenó en el laboratorio una hoja de recepción de muestra que contenía la información del establecimiento y datos del animal:

- Fecha de extracción de la muestra
- Dueño de la muestra
- Datos del establecimiento: Nombre, razón social, Ubicación, Departamento
- Especie y categoría a la que corresponde
- Teléfono de contacto.
- Datos de la persona que toma la muestra fecha nombre y firma.

8.8 Fases de Laboratorio

Esta fase consistió en el procesamiento de las muestras de heces en el laboratorio de acuerdo a la selección de los métodos establecidos para dicho análisis. El método de concentración por flotación simple y el método de Willis con la modificación de la cámara de McMaster.



Método de concentración por flotación simple

Este método es cualitativo, es la técnica coprológica más frecuente usada en medicina veterinaria con el propósito exclusivo de constatar la presencia o ausencia de huevos de helmintos para posteriormente proceder a su identificación (78).

La técnica se basa en un principio de flotación simple, utilizando una solución de cloruro de sodio de una densidad entre 1.200 y 1.250, en la cual los quistes, huevos flotan perfectamente (78).

Método de Willis con modificación de la cámara de McMaster

Es un método de concentración por flotación, pero no requiere centrifugación, en este caso se usa salmuera.

La cámara de Mcmaster se utilizó porque permite conocer el volumen de la suspensión fecal. Por lo tanto, si se usan un peso de heces y un volumen de líquido de flotación conocidos para preparar la suspensión, entonces el número de huevos por gramo de heces (h.p.g.) puede ser calculado.

Descrito en 1921, por Willis, este método se basa en la propiedad que tiene las soluciones de densidad mayor, de hacer flotar objetos menos densos, posteriormente Otto y Cols en 1941, sustituyeron el cloruro de sodio por sulfato de zinc y disminuyeron la densidad modificando así este método. La densidad aproximada de la solución de salmuera es de 1.200, lo que hace que la mayor parte de los huevos de helmintos floten (58).

Esta técnica de McMaster es un refinamiento de la técnica de flotación común, y permite hacer una estimación del número de huevecillo o larvas presentes en las muestras (58).

Guía de identificación de huevos

Para la identificación de los huevos parasito se utilizó como guía la descripción de Warren (50). Los huevos de *Toxascaris leonina* suelen aparecer más claros o más translúcidos *Toxocara cati*. son esféricos u ovales:

Los huevos de *Toxoara canis* son esféricos, poseen una cubierta gruesa y rugosa con varias capas concéntricas y son de color marrón oscuro.

Los *Ancilostomas* spp. Los huevos son ovalados de unos 45-75 µm, con una cubierta fina y transparente y tienen 6-8 células al salir con las heces (79).

Procedimiento del método

- ✓ Colocar una parte de cloruro de sodio en el frasco.
- ✓ Tomar 2 gramos de materia fecales con pinza y suspenderla en el cloruro de sodio:
Homogeneizar.
- ✓ Completar el cloruro de sodio hasta casi llenar el frasco (28 ml) y homogenizar nuevamente.
- ✓ Colocar la muestra del frasco tal al frasco de gerber y colar con pazuón.
Homogenizar nuevamente.
- ✓ Tomar un poco de la muestra con el gotero y colocarla en la cámara de McMaster.
- ✓ Dejar en reposo 3 minutos
- ✓ Observar con el microscopio 10X y 40X
- ✓ Identificar y contar los huevos sacando los dos cuadrantes, dividiéndolos entre 2 y multiplicándolos por 100, ya que el resultado es por gramo de heces.

Material y reactivo

Para las tomas de muestras se requerirán los materiales siguientes:

- Bolsas plásticas ziploc
- Guantes
- Mascarillas

- Refrigerantes
- Termos

Material y reactivo

- Solución saturada de NaCl (Salmuera), densidad de 1.200.
- Frasco de Gerber
- Pinzas
- Papel toalla
- Guantes
- Mascarilla
- Papel de aluminio

Equipos

- Microscopio
- Kit de McMaster (Gotero, tubo y cámara)

8.10 Análisis de datos

Para los análisis de datos se elaboró una base de datos en el programa Excel, se hizo uso de estadística descriptiva, los datos obtenidos de todas las muestras tomadas, se tabularon en tablas, gráficos para su interpretación, se utilizó la media y porcentajes, para su posterior análisis e interpretación.

La prevalencia de las parasitosis gastrointestinales en los animales silvestres se calculó de acuerdo (80).

$$\text{Prevalencia} = \frac{\text{Número de población infestados} \times 100}{\text{Número de población}}$$

El porcentaje de los parásitos gastrointestinales se calculó de acuerdo a la siguiente fórmula:

$$\text{Frecuencia} = \frac{\text{número de animales parasitados por determinado parásito}}{\text{número de animales muestreados}} \times 100$$

$$\text{Número de animales muestreados}$$

Para el cálculo de la media aritmética (X), de una cantidad finita de números ($X_1, X_2, X_3\dots X_n$), es igual a la suma de todos ellos dividida entre el número de sumandos (n). Simbólicamente se expresa así: (75).

$$\bar{X} = \frac{(X_1 + X_2 + X_3 + \dots + X_n)}{n}$$

De esta manera utilizamos la expresión para obtener el promedio de huevos por gramo de heces (HPG).

IX. RESULTADOS Y DISCUSION

Los resultados de este trabajo de investigación fueron los siguientes de 17 felinos que se muestrearon para la identificación de los parásitos gastrointestinales resultaron positivos 14 para una prevalencia de 82%. Se analizaron un total de 64 muestras fecales, 16 pertenecieron a tigrillo (*Leopardus weidii*), 13 a tigres de bengala (*Panthera tigris tigris*), 11 a pumas (*Felis coocolor*), 10 a leones africanos (*Panthera leo*), 6 a Ocelote (*Leopardus pardalis*), 6 a Yaguarundi (*Herpailurus yagouaroundi*) y 2 a Leopardo tigre (*Leopardus tigrinus*). Se encontró un total de 24 muestras positivas, se logró identificar 5 especies de parásitos; *Toxascaris leonina* encontrado en pumas, tigres de bengala y leones. *Ancylostoma spp* encontrado en leones africanos y tigrillos, *Toxacara cati* encontrado en tigres de bengala. *Toxacara canis* encontrado en yaguarundi, leones africanos, pumas, ocelote y tigrillo, y *Isospora spp.* encontrado en león africano.



Grafico No. 1 Porcentajes de prevalencia de parásitos gastrointestinales observados en heces de felinos en cautiverio del zoológico Thomas Belt.

Ttabla No. 3. Base de Datos consolidados de los resultados del laboratorio

IDENTIFICACIÓN	D1	D2	D3	D4	D5	D6	TOTAL	PROMEDIO
Tigre de Bengala (Kenia)	NSOH	<u>T. leonina</u>	<u>T. leonina</u> <u>T. cati</u>	NSOH	NSOH	NSOH	T. leonina 160 T. cati 350	80 HPG 350 HPG
Tigre de Bengala Satanas	<u>T. leonina</u>	NSOH	<u>T. leonina</u>	NSOH	NSOH	NSOH	T. leonina 150	75 HPG
Tigre de Bengala 1	<u>T. leonina</u>	T. leonina	<u>NSOH</u>	NSOH	NSOH	NSOH	T. leonina 550	275 HPG
Tigre de Bengala 2	<u>T. leonina</u>	<u>T. leonina</u>	NSOH	NSOH	NSOH	NSOH	T. leonina 550	275 HPG
Puma 3	<u>T. canis</u> <u>T. leonina</u>	<u>T. leonina</u>	T. leonina	NSOH	NSOH	NSOH	T. canis 1,000 T. leonina 3,100	1000 HPG
Puma 4	<u>T. canis</u> <u>T. leonina</u>	<u>T. leonina</u>	<u>T. leonina</u>	NSOH	NSOH	NSOH	T. canis 1,000 T. leonina 3,100	1,033 HPG
Puma Hembra	<u>T. leonina</u>	<u>T. leonina</u>	<u>T. leonina</u>	NSOH	NSOH	NSOH	T. leonina 400	133 HPG
Puma Macho	<u>T. leonina</u>	<u>T. leonina</u>	NSOH	NSOH	NSOH	NSOH	T. lenina 150	75 HPG
Tigrillo 1	NSOH	T. canis	NSOH	NSOH	NSOH	NSOH	T. canis 50	50 HPG
Tigrillo 2	NSOH	NSOH	NSOH	NSOH	NSOH	NSOH	NSOH	NSOH
Tigrillo 3	NSOH	NSOH	NSOH	NSOH	NSOH	NSOH	NSOH	NSOH
Tigrillo 4	Ancylostoma spp	NSOH	NSOH	NSOH	NSOH	NSOH	Ancylostoma 50	50 HPG
Ocelote	NSOH	T. canis	NSOH	NSOH	NSOH	NSOH	T. canis 50	50 HPG
Yaguarundi	NSOH	T. canis	NSOH	NSOH	NSOH	NSOH	T. canis 10,450	10,450 HPG
León Africano (Taquerito)	<u>T. leonina</u>	NSOH	<u>T. leonina</u>	NSOH	NSOH	NSOH	T. leonina 900	450 HPG
León Africano (Gruñón)	<u>T. canis</u>	NSOH	- <u>T. leonina</u>	Ancylostoma spp <u>Isospora spp</u> -	Ancylostoma spp T. canis <u>T. leonina</u> -	- <u>T. leonina</u>	T. leonina 2200 T. canis 250 Ancylostoma 350 Isospora spp 150	733 HPG 125 HPG 175 HPG 150 HPG
Leopardo Tigre	NSOH	NSOH	NSOH	NSOH	NSOH	NSOH	NSOH	NSOH

Este cuadro se refiere a los resultados arrojados por el laboratorio en los seis días que se realizó el diagnóstico parasitario y que nos sirvió de base para la elaboración de los siguientes cuadros de análisis.

Tabla N0.4 Prevalencia de parásitos gastrointestinales por número de población infestados.

Nº	NOMBRE COMÚN	POBLACION	MUESTRAS POSITIVAS	MUESTRAS NEGATIVAS	PREVALENCIA absoluta %
1	Tigre de Bengala	4	4	0	23
2	Puma	4	4	0	23
3	León Africano	2	2	0	12
4	Tigrillo	4	2	2	12
5	Ocelote	1	1	0	6
6	Yaguarundi	1	1	0	6
7	Leopardo tigre	1	0	1	0%
Total		<u>17</u>	14	3	82 %

Comparando los resultados de este trabajo con el de Barrios C. Jimena (3) del zoológico nacional de Managua, donde realizó un muestreo en los años 2014, 2015 y 2016, obteniendo una prevalencia del 38.75%, 58.62% y 42.86% respectivamente, en cambio en este trabajo la prevalencia total fue de un 82%.

El cuadro anterior nos muestra (tabla No.4) que los tigres de bengalas (cuatro) y pumas (cuatro) presentan el mismo porcentaje de prevalencia que es del 23%, mientras que los leones africanos (dos) y los tigrillos (cuatro) presentan el 12%, por ultimo para Ocelote y Yaguarundi con 6%.

Tabla No. 5 cantidad de muestras por especies felinas.

Nº	NOMBRE COMÚN	NOMBRE CIENTÍFICO	TOTAL MUESTRAS	MUESTRAS POSITIVAS
1	Tigre de Bengala	<u>Panthera tigris tigris</u>	13	5
2	Puma	<u>Felis concolor</u>	11	8
3	León Africano	<u>Panthera leo</u>	10	7
4	Tigrillo	<u>Leopardus weidii</u>	16	2
5	Ocelote	<u>Leopardus pardalis</u>	6	1
6	Yaguarundi	<u>Herpailurus yagouaroundi</u>	6	1
7	Leopardo tigre	<u>Leopardus tigrinus</u>	2	0
Total			64	24

Como se observa en la tabla No. 5 no todas las especies presentaron la misma cantidad de muestra, debido a que la mayor problemática encontrada en los días de la toma de muestra fue que algunos animales no defecaban, otros tenían las heces contaminadas dentro del agua con orina y 2 felinos fallecieron.

Tabla No. 6 Especies parásitas encontradas por felino

Nombre del felino	Especie parasita observada	Total por felino
Tigre de bengala (Kenia)	T. leonina, T. catis	2
Tigre de bengala Satanás	T. leonina	1
Tigre de bengala 1	T. leonina	1
Tigre de bengala 2	T. leonina	1
Puma 3	T. leonina, T. canis	2
Puma 4	T. leonina, T. canis	2
Puma Hembra	T. leonina	1
Puma Macho	T. leonina	1
Tigrillo 1	T. canis	1
Tigrillo 2	NSOH	0
Tigrillo 3	NSOH	0
Tigrillo 4	Ancylostoma	1
Ocelote	T. canis	1
Yaguarundi	T. canis	1
León Africano Taquerito	T. leonina	1
León Africano Gruñón	T. leonina, T. canis, Ancylostoma, Isospora spp	4
Leopardo tigre	NSOH	0
Total: 17 Felinos	14 positivos, 3 negativos	20

Como se observa en la tabla No. 6 Se detallas que de los 17 felinos muestreados 14 resultaron positivos con una frecuencia de especies parásitas diferentes en 4 de los animales.

Tabla No.7 Frecuencia relativa de géneros parásitos gastrointestinales encontrados en felinos en cautiverio del zoológico Thomas Belt.

Nº	Género parasitos	Animales positivos a este parásito	Frecuencia relativa %
1	<i>Toxascaris leonina</i>	10	50
2	<i>Ancylostoma spp</i>	2	10
3	<i>Toxocara catis</i>	1	5
4	<i>Toxocara canis</i>	6	30
5	<i>Isospora Spp</i>	1	5
	Total	20	100

Este cuadro nos muestra la cantidad y porcentaje de parásitos encontrados en los 17 felinos muestreados y aunque la tabla nos indica 20 parásitos positivos, esto significa que hubieron felinos a los que se les encontró más de una especie parásita, por ejemplo: de los 17 felinos 10 resultaron con *T. leonina* y estos mismos animales fueron positivos a otros tipos de parásitos y solo en 2 animales se diagnosticaron *Isospora spp* y *T. catis*, en los 8 restantes se encontraron otros tipos de parásitos.(ver tabla No.7)

También observamos que el *Toxascaris leonina* presentó una frecuencia relativa más alta que las demás especies parásitas con un 50%, lo cual que de 17 felinos 10 estaban infestados. El *Toxascaris leonina* es el parásito con más frecuencia en los felinos muestreados, posiblemente se deba a que parásitos es más prolífica.

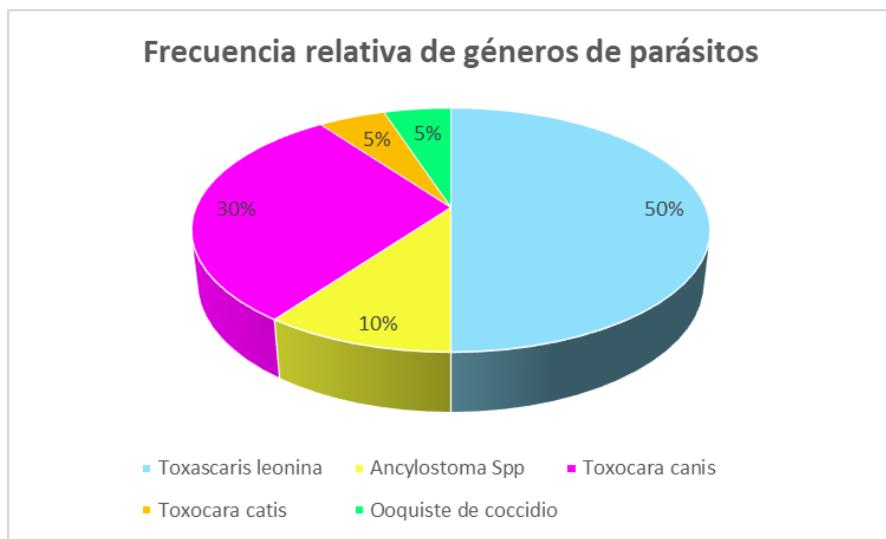


Gráfico No. 2 Frecuencia relativa de géneros de parásitos gastrointestinales encontrados

En el gráfico No. 2 se observa que la frecuencia relativa encontrada para *Toxascaris leonina* fue del 50%, *Toxocara canis* 30%, *Ancylostoma Spp* 10%, *Toxocara catis* 5% y 5% para *Isospora spp.*

Tabla No. 8 Carga parasitaria (HPG) encontrada en felinos en cautiverio del zoológico

Thomas Belt.

Parásitos identificados	FRECUENCIA	RECUENTO TOTAL DE HUEVOS	PROMEDIO HPG
<i>Toxascaris Leonina</i>	23	12,650	550
<i>Toxocara cati</i>	1	350	350
<i>Toxocara canis</i>	6	12,750	2,125
<i>Ancylostoma Spp</i>	3	400	133,33
<i>Isospora spp</i>	1	150	150

En la tabla No.8, se puede observar que la carga parasitaria más alta pertenece a *Toxocara canis*, con 2,125 huevos por gramo (HPG), seguido de *Toxascaris leonina* con 550 HPG. Aunque *Toxascaris leonina* es más frecuente y es el parásito que más prevalece en las muestras analizadas, *Toxocara canis* presenta mayor carga parasitaria. Comparando con el *Ancylostoma* la especie de *Toxocara* fue mayor la carga parasitaria. Posiblemente se deba a que los parásitos del género *Toxocara spp.* Son muy prolíficos la hembra adulta puede eliminar 200.000 huevos por día y los huevos embrionados son muy resistentes, lo que les permite sobrevivir en el ambiente por años, si las condiciones del clima y el suelo son favorables. Estas características de prolificidad y resistencia de los huevos de *Toxocara spp* incrementan el riesgo de infección para hospederos susceptibles incluyendo humanos (76). También podría deberse a la presencia de algunos vectores (roedores o lombriz de tierra) que intervienen en el ciclo de estos parásitos.

Otra de las causas posibles de la presencia de *Toxocara canis* en heces de felinos se deba a la contaminación cruzada, ya que al zoológico entran caninos callejeros y estos

pueden llevar los huevos, además el personal del zoológico puede llevar los huevos de una jaula a otra.

Mientras tanto las hembras de la *Ancylostoma*, después de instauradas en el intestino delgado, pueden depositar alrededor de 16.000 huevos/día (81).

En el caso de los *Isospora* spp podemos decir que el hecho que la carga sea mínima no significa que no afecte al animal, la eliminación de huevos, larvas o quistes varía de una forma a otra, y no tiene relación con la carga parasitaria, esto tiene que ver con el efecto multitudinario, que consiste entre más elevada la carga parasitaria el número de huevo eliminados puede ser más bajo (67).

IX. CONCLUSIONES

Una vez realizada la fase de toma de muestras donde se visitó de manera constante el zoológico Thomas Belt, y se realizaron las muestras de laboratorio en la universidad siguiendo el protocolo orientado, consideramos que hemos cumplido con darles respuestas a todas las preguntas directrices planteadas concluyendo con lo siguiente:

- Se trabajó con 6 especies de felinos silvestres en cautiverio, Tigrillo (*Leopardus weidii*), tigres de bengala (*Panthera tigris tigris*), puma (*Felis coocolor*), león africanos (*Panthera leo*), Ocelote (*Leopardus pardalis*), Yaguarundi (*Herpailurus yagouaroundi*) y Leopardo tigre (*Leopardus tigrinus*).
- Se encontró una prevalencia de parásitos gastrointestinales del 82%
- Se tomaron un total de 64 muestras fecales de los felinos en cautiverio de las cuales 24 dieron positivos a parásitos gastrointestinales,
- Se identificaron 5 tipos de parásitas gastrointestinales en base a la diferencia morfológica de sus huevos por observación directa en el microscopio, *Toxascaris leonina*, *Toxacara catis*, *Toxacara canis*, *Ancylostoma spp* y *Isospora spp*.
- Se observó que *Toxascaris leonina* presentó una frecuencia relativa más alta con un 50%, lo que significa que de 17 felinos 10 fueron los infestados.
- En cuanto a la carga parasitaria se pudo observar que *Toxacara canis* a pesar que es menos frecuente, el número de HPG es mucho mayor que los demás

parásitos observados (2,125). Y la menor carga parasitaria presentada fue por Isospora spp.

X. RECOMENDACIONES

De acuerdo a lo observado podemos recomendar lo siguiente:

1. Este trabajo sirva para elaborar un plan sanitario en base a los parásitos encontrados y sus ciclos biológicos descritos en este documento.
2. Enriquecer plan de estrategias para el bienestar de los animales en cuanto al manejo sanitario.
3. Hacer uso adecuado de antihelmínticos para evitar la resistencia con productos variados, dosis correctas y en tiempo adecuado.
4. Proveer pediluvio en las entradas a las jaulas de los felinos para evitar la contaminación cruzada.
5. Los trabajadores del zoológico deben utilizar mascarillas y guantes (equipos de seguridad personal) al momento de alimentar y limpiar las jaulas de los animales por su bioseguridad.
6. Se recomienda realizar limpieza de las jaulas con desinfectantes como alcohol al 70% o yodo en concentraciones mayores al 2%.
7. Realizar examen coprológico antes y después de cada desparasitación. Para conocer si hay parásitos presentes y no hacer un gasto innecesario.
8. Es importantes que las jaulas donde se encuentran estos animales sean identificadas para facilitar cualquier tipo de trabajo.

9. A la Universidad le recomendamos darle continuidad a la investigación, ya que dejamos una línea base de estudio de prevalencia de parásitos gastrointestinales, haciendo énfasis en identificar los factores que prevalecen en la parasitosis en felinos en cautiverio.
10. En cuanto a la universidad recomendamos asesorar otros tipos de investigaciones que complementen este trabajo, como identificar las presencias de vectores en el sitio que contribuyan a la permanencia de los parásitos, el tipo de manejo sanitario a los que están sometido los felinos y un tercero más ambicioso relacionado con las características ambientales favorables al parásito.
11. Este es el primer estudio en evaluar la prevalencia de parásitos gastrointestinales en felinos del zoológico de Juigalpa, por lo que recomendamos profundizar acerca de la viabilidad de los huevos.
12. Validar los productos antiparasitarios en felinos. Con realización de análisis coprológicos después de las desparasitaciones
13. Elaborar planes de desratización y control de insectos.

XII. REFERENCIAS BIBLIOGRAFICAS

1. Valdés V. Prevalencia de la parasitosis gastrointestinal de artiodáctilos y primates de los zoológicos de Panamá. Tesis Doctoral en Ciencias Naturales para el Desarrollo. Universidad Nacional, Instituto Tecnológico de Costa Rica, Universidad Estatal a Distancia de Costa Rica.
2. Cambronero A, *et all*. Diagnóstico y control de los parásitos gastrointestinales de animales silvestres en cautiverio en Costa Rica. Boletín de parasitología, Universidad Nacional de Costa Rica. 2007; 8(3).
3. Cruz B. Prevalencia de parásitos gastrointestinales en félidos silvestres hacinados en el zoológico de Managua-Nicaragua, período 2014 al primer trimestre del 2017.
4. Cruz Hurtado Sally, Muñoz Muhamani, Modesta. Identificación de parásitos gastrointestinales de carnívoros en cautiverio criados en el centro recreacional Municipal del Cerrito de loa Libertad de Huancayo. 2016.
5. Morales Rambay G. Prevalencia de nematodos gastrointestinales en felinos en la ciudad de Machala. 2015.
6. Silva C. Adrian. Parasitos gastrointestinales en felinos silvestres en Nanchitlán, México. Universidad Autónoma del Estado de México. 2010.
7. Kitchener A. The natural history of the wild cats. Comstock Publishing Associates. 1991; p. 288.

8. Reid FA. A field guide to the mammals of Central America and Southeast of Mexico, Oxford Press University, USA. 1997.
9. Aranda M. Huellas y otros rastros de los mamíferos grandes y medianos de México. 3^a ed., CONABIO-Instituto de Ecología de Veracruz. 2000.
10. Hernández, Andres. Hábitos alimentarios del Puma (*Puma concolor*) en la Sierra de Nanchititla, tesis de licenciatura, Fac. de Ciencias de la Universidad Autónoma del Estado de México. 2006.
11. Villa R. Cervantes A. Los mamíferos de México. Instituto de Biología UNAM. 2003.
12. Plan de supervisión de especies de tigres. Manual para cuidado de tigres. Asociación de Zoológicos y Acuarios, Silver Spring, MD. 2016.
13. Sunquist F. Sunquist M. The wild cat book: everything you ever wanted to know about cats. University of Chicago Press. 2014.
14. Dewey T. Shirivaju A. *Puma concolor*. Animal Diversity Web. 2003.
15. Chamorro R. Cubillo R. *Puma concolor* (L., 1771)". Sistema de información sobre Biodiversidad de Colombia. 2007.
16. Gómez O. Yuriana. Contenido energético de la dieta del Puma *concolor* en la Sierra de Nanchititla, Estado de México, tesis de licenciatura, Fac. de Ciencias de la Universidad Autónoma del Estado de México. 2008.

17. Haas S.K, Hayssen,V. Krausman, P.R. *Panthera Leo*. Mammalian Species. 2005; 62: p. 1–11.
18. Sunquist M, Sunquist F. Wild Cats of the World. Chicago: University of Chicago Press. 2002.
19. Tilson R, Nyhus, PJ y Muntifering J. The Yin and Yang of Tiger Conservation in China. In R. Tilson and P. Nyhus (Eds.). *Tigers of the World: The Science, Politics and Conservation of Panthera tigris*(2nded.). 2010;: p. (pp. 439-461).
20. Emmons LH. Comparative feeding ecology of felids in a neotropical rainforest. *Behavioral Ecology and Sociobiology*. 1987; 20(4): p. 271-283.
21. Ludlow M.E. Sunquist M. Ecology and behaviour of ocelots in Venezuela. *National Geographic Research*. 1987; 3: p. 447-461.
22. Oliveira T.G. *Mammalian Species. Leopardus wiedii*. The American Society of Mammalogists. 1998;: p. 579.
23. Ceballos G. Miranda. *Guía de campo de los mamíferos de la costa de Jalisco, México*. Fundación Ecológica de Cuixmala, A. C. UNAN. 2000.
24. Wozencraf W.C. Order Carnivora. En: Wilson, D.E.; Reeder, D. M., eds. *Mammal species of the world*. Smithsonian Institute Press. 1993.

25. Bisbal F.J. Food habits of some Neotropical carnivores in Venezuela (Mammalia, Carnivora). 1986;(50): p. 329-337.
26. Murray J.L, Gardner G.L. *Leopardus pardalis*. Mammalian Species. 1997; 548: p. 1-10.
27. Gonzalez Maya et all. Ecología y conservación de felinos y presas en el Caribe colombiano. Capítulo 6. En: Castaño-Uribe. Plan de Conservación de Felinos del caribe Colombiano. 2013.
28. Castañeda T. Cepero O. Lazo L. Propuesta de una metodología para la bioseguridad en zoológicos tradicionales. REDVET. Revista electrónica de Veterinaria. 2010; 11(3): p. 1695-7504.
29. Romero Hector. Parasitología Veterinaria. Ciencias. 2017 Enero-Marzo; 68(1).
30. Arrojo L. Parásitos de animales silvestres en cautiverio en Lima, Perú. 2002.
31. Silva A. Parasitosis gastrointestinales en felinos silvestres en Nanchititla, México. Toluca, México. 2010.
32. Barros Núñez M. Incidencia de parásitos gastrointestinales en gatos en la ciudad de Guayaquil. 2013.
33. Montoya R. Phylum Nematoda. 2010.
34. Tassara R. Ascariasis. Atlas de Parasitología Médica, 4^a ed. Santiago de Chile: Mediterráneo. 1997;: p. 164-171.

35. Minovich F, Paludi, Rossano M. Libro de Medicina Felina Práctica. Editor Aniwa Publishing. París. 2002; p. 116.
36. Eiras M. Nematodes de carnívoros. 2009.
37. Quiroz H. Parasitología y Enfermedades Parasitarias de los Animales Domésticos. 1984.
38. Cordero M. Rojo F.A . Parasitología Veterinaria. 1999; 1ed Ed.
39. BDatabio. Toxacara spp. Instituto Nacional de Seguridad y salud en el Trabajo. 2019.
40. The Center for food security and public health. Toxocariasis. Mayo, 2005.
41. Bowman D. Barr S. Hendrix C y Lindsay D. Gastrointestinal Parasites of Cats. 2003.
42. Parasitipedia.net. Toxocara catis.
43. Bowman D. Barr S. Hendrix C y Lindsay D. Gastrointestinal Parasites of Cats. 2003.
44. Ramón G. Prevalencia De Helmintos Gastrointestinales (Cestodos Y Nemátodos) En Caninos De La Ciudad De Cuenca. Universidad de Cuenca. 2012.
45. Uribarren T. Strongyloidosis o Estrongiloidiasis. Universidad Nacional Autonoma de México. 2015.
46. DATABIO.. Ancylostoma spp. 2014.
47. Sheng Z H. et all. Characterization of *Toxascaris leonina* and *Tococaracanis* from cougar (*Panthera leo*) and common wolf (*Canis lupus*) by nuclear ribosomal DNA sequences of internal transcribed spacers. African Journal of Microbiology Research. 2012; 6(14): p. 3545-3549.

48. Rus C. Estudio de los elementos parasitarios presentes en heces de carnívoros domésticos en la ciudad de Jaen. 2014.
49. Schmidt G. Roberts Larry S. Foundations of Parasitology. ; (7th Ed.); p. 439.
50. Warren E.G. A new species of Toxascaris from hyenas. J Parasitol. 1971; 62: p. 171-178.
51. Hootez PJ WPT. America's most common neglected infection of poverty and a helminthiasis of global importance? PLoS Neglect Trop D. 2009; 3(3).
52. Junquera. P. *Trichuris* spp., gusanos nematodos parásitos del intestino grueso en el ganado bovino, ovino y porcino, perros y gatos: biología, prevención y control. Recuperado el 08 Noviembre. 2013.
53. Cordero del Campillo M. Parasitología veterinaria. ; p. 336-341.
54. Quiroz H. Parasitología y enfermedades parasitarias de animales domésticos. 1999.
55. Lapage G. Parasitología veterinaria. 1971; p. 35.
56. Acha P. Szufres B. Parasitosis en: Zoonosis y enfermedades transmisibles comunes al hombre y a los animales. Organización Panamericana de la Salud. 2003; 3(3ra Ed): p. 351.
57. Biagi F. Enfermedades parasitarias. El manual moderno. 2004.
58. Dunn A. Helmintología Veterinaria. 2nd ed. D.F: El Manual Moderno, S.A de C.V; 1983.
59. Parasitipedia.net. Ancylostomiasis.

60. Barr S.I. *Ancylostoma caninum*. 2016.
61. Loza V.E, et all. Estudio epidemiológico de oxocara sp. y *Ancylostoma* sp. Encanes y paseos Públicos de los distritos I al V de Santa Cruz dela Sierra. Redvet. 2006.
62. Youssefi M. et all. First report of *Ancylostoma tubaeforme* in Persian Leopard (*Panthera pardus saxicolor*). 2010.
63. Soulsby J. Parasitología y enfermedades parasitarias. Interamericana. 1987.: p. 243–245.
64. Alfaro M. Prevalencia de *Ancylostoma caninum* en *Canis lupus familiaris* en el área urbana y periurbana de la colonia Zacamil, del Municipio de Mejicanos, San Salvador. 2011.
65. Cazares M., Juarez A & Mejía C. Larva Migrans; Una zoonosis Que Afecta A Humanos De Ciudad Nezahualcóyotl, Estado De Mexico. Congreso Iberoamericano de Ciencias, Tecnología, Innovación y Educación. 2014.
66. Garcia D. Paola. El ciclo biológico de los coccidios intestinales y su aplicación clínica. Revista de la Facultad de Medicina de la UNAM. 2017.
67. Cordero del Campillo M. Parasitología Veterinaria. McGraw Hill Interamericana. 2001.
68. Marquez D.L. Resistencia a los antihelmínticos: origen, desarrollo y control. Revista Corpoica. 2003; 4(1): p. 55-57.

69. Roldán William H. Diagnóstico de la toxocarosis humana. Rev Peru Med Exp Salud Publica, Sección de Parasitología. 2010; 27(4): p. 613-620.
70. Plan de Supervivencia de Especies de tigres. Manual para cuidado de tigres. Asociación de Zoológicos y Acuarios, Silver Spring, MD. 2016.
71. Coffin D.L. Laboratorio clínico en medicina veterinaria. 1998;(Quinta edición): p. 21.
72. Rodriguez V. Técnicas diagnósticas de parasitología veterinaria. Universidad autónoma de Yucatán. 1994;: p. 57-59.
73. Margolis L. Recommended usage of selected terms in ecological and epidemiological parasitology. Bull Canada society zoology. 1982;: p. 13-14.
74. Quero A. Parasitología. Universidad de Oviedo. 2001
75. Karim Paz. Media aritmética simple. Facultad de Ingeniería - Universidad Rafael Landívar. ; Boletín Electrónico No. 07.
76. Hernández Sampieri. *et all.* Metodología de la investigación. 2014.
77. Zorrilla Arena S. Guía para elaborar la tesis /por Santiago Zorrilla Arena y Miguel Torres Xammar. 2001;(2a. ed.).
78. Beltrán M. Otárola J., Tarqui K. Manual de Procedimientos de laboratorio para el Diagnóstico de los Parasitos Intestinales del Hombre. Serie de normas técnicas N°37, Instituto Nacional de Salud. 2003.

79. Soulsby E. Parasitología y enfermedades parásitarias en los animales domésticos. Interamericana. 1987;: p. 199-207.
80. Sibaja K. Identificación de los parásitos gastrointestinales y ectoparásitos de animales silvestres en cautiverio en Costa Rica. Trabajo final de Graduación para optar por el Grado Académico Licenciatura en Medicina Veterinaria. Universidad Nacional Facultad de Ciencias de la Salud Escuela de Medicina Veterinaria. 2006.
81. Giraldo M. Prevalencia Helmintica intestinales en caninos del departamento del Quindío. Biomedica. 2009; 25(11): p. 346-352.

XIII. ANEXOS

Anexo No. 1 Toma de muestras coprológicas



Anexo No. 2 Tomas de muestras

Anexo No. 3 Tomas de muestras coprológicas



Anexo No. 4 Muestreando en la jaula de Kenia



Anexo No.5 Jaula de Puma Macho



Anexo No. 6 Jaula Puma Hembra



Anexo No. 7 Jaula Tigrillo 1



Anexo No.8 Jaula tigrillo 2 y 3



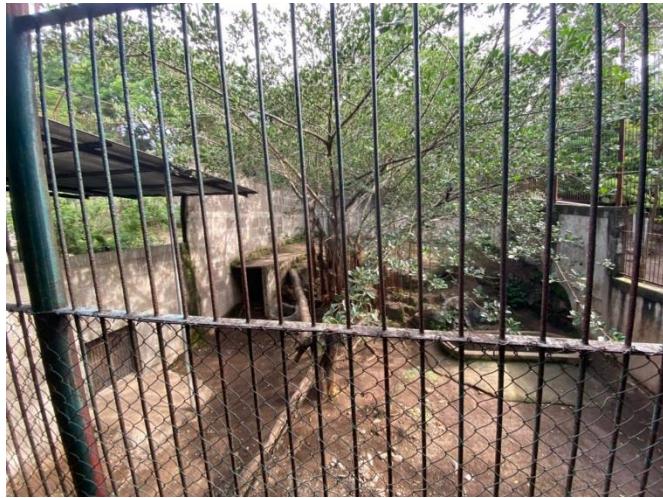
Anexo No.9 Jaula de Yaguarundi



Anexo No.10 Jaula del Ocelote



Anexo No.11 Jaula Trampa de los tigres de bengala



Anexo No. 12 Jaula de tigre de bengala



Anexo No. 13 Jaula de tigre de bengala



Anexo No. 14 Jaula del León Africano



Anexo No. 15 Jaula del León Africano

Anexo No. 16 Preparación de Muestras en el laboratorio



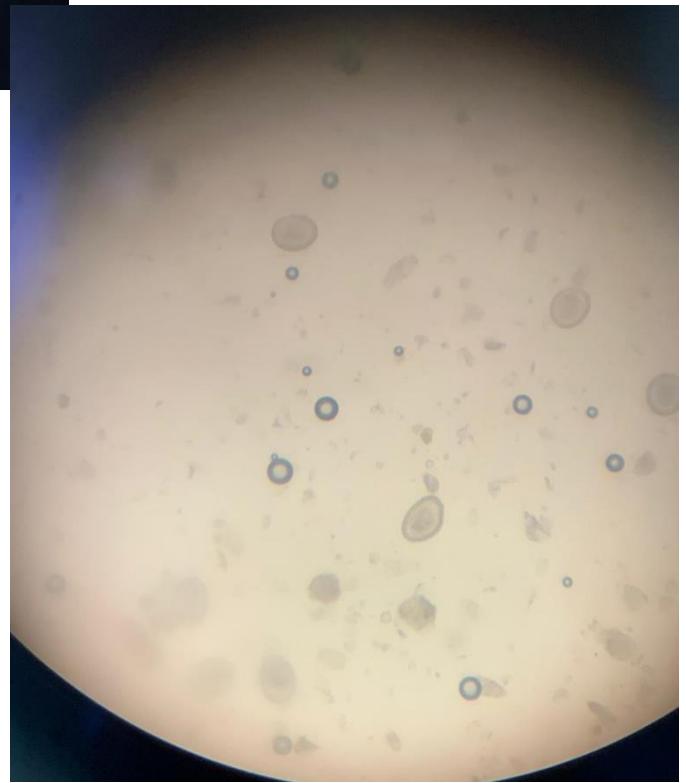
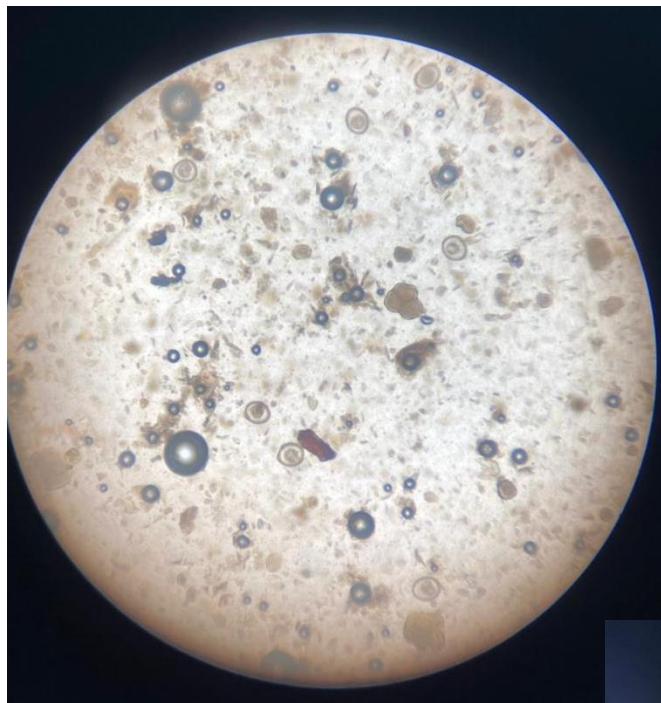
Anexo No. 17 Preparación de muestras

Anexo No. 18 Observación en el microscopio

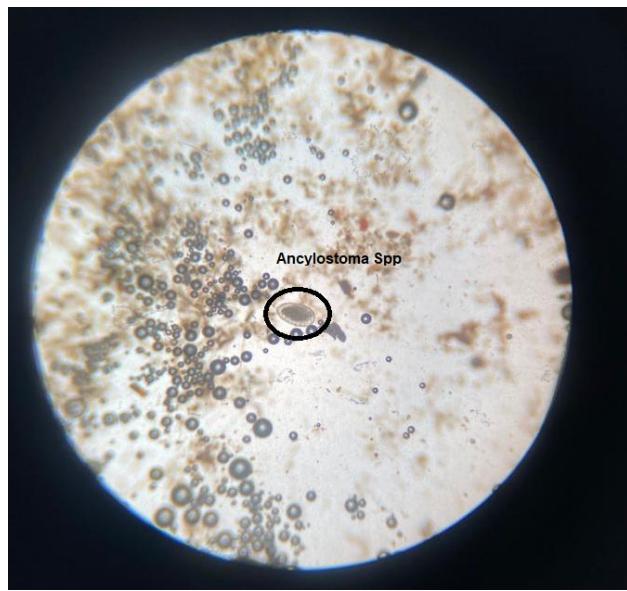


Anexo No. 19 Observación directa en el Microscopio

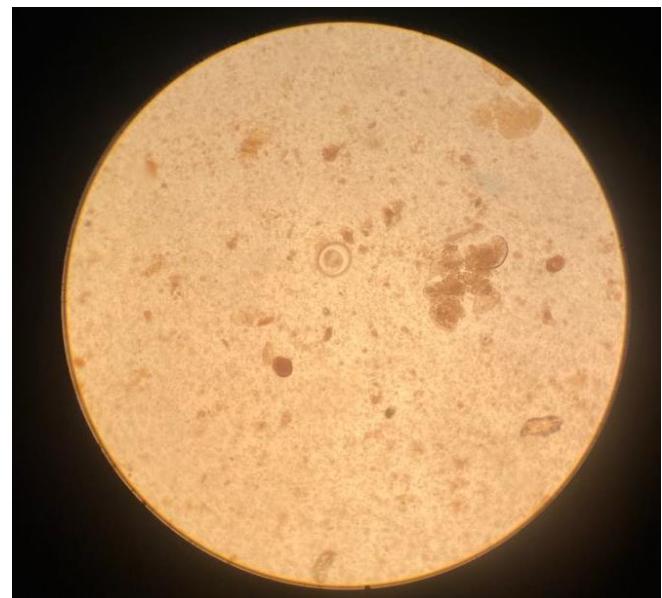
Anexo No. 20 Huevos de *Toxascaris Spp* vista 40X



Anexo No. 21 Huevos de *Toxascaris leonina* vista 40X

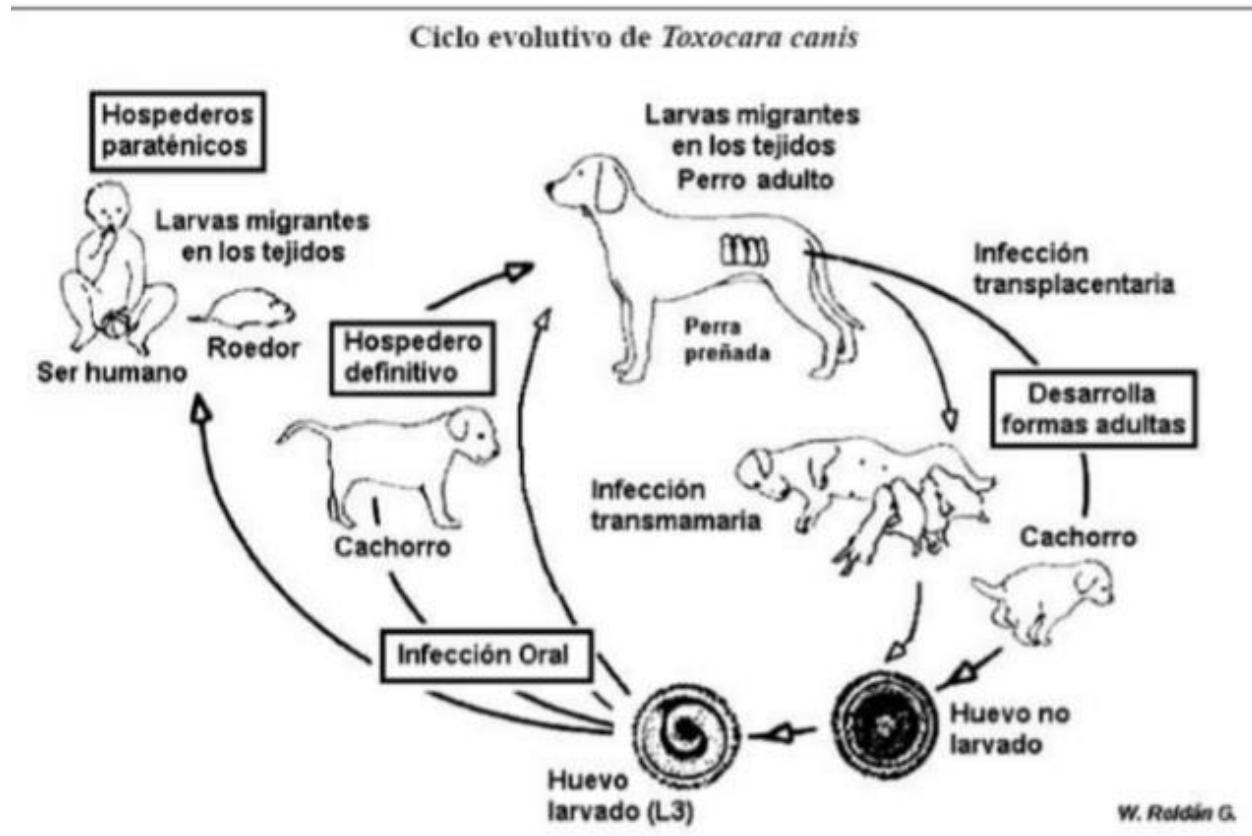


Anexo No. 22 Huevo de Ancylostoma Spp Vista 40X

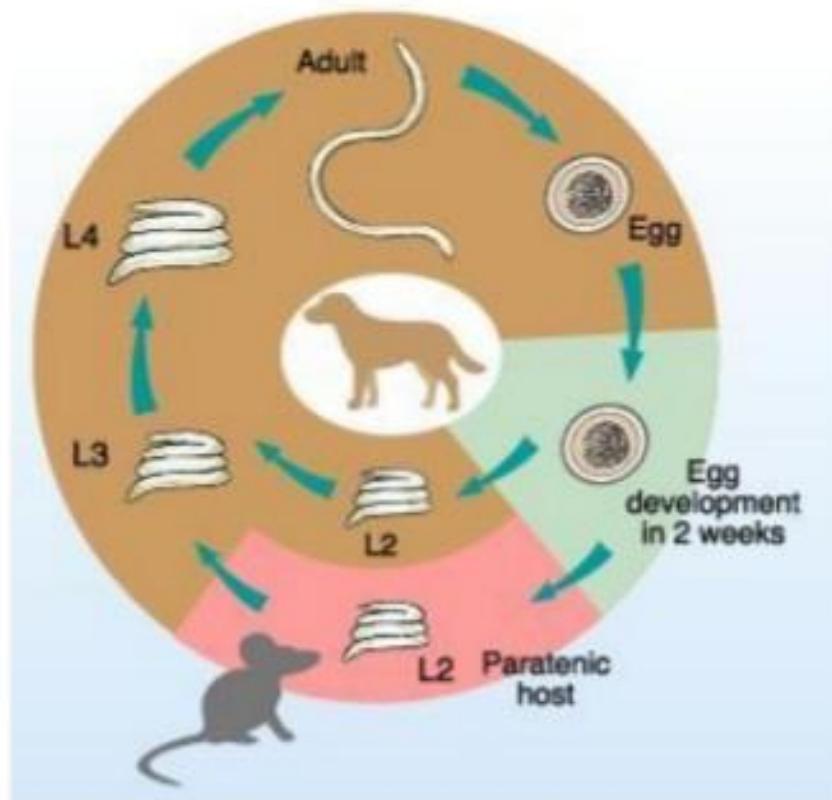


Anexo No. 23 Huevo de Toxocara canis vista 40X

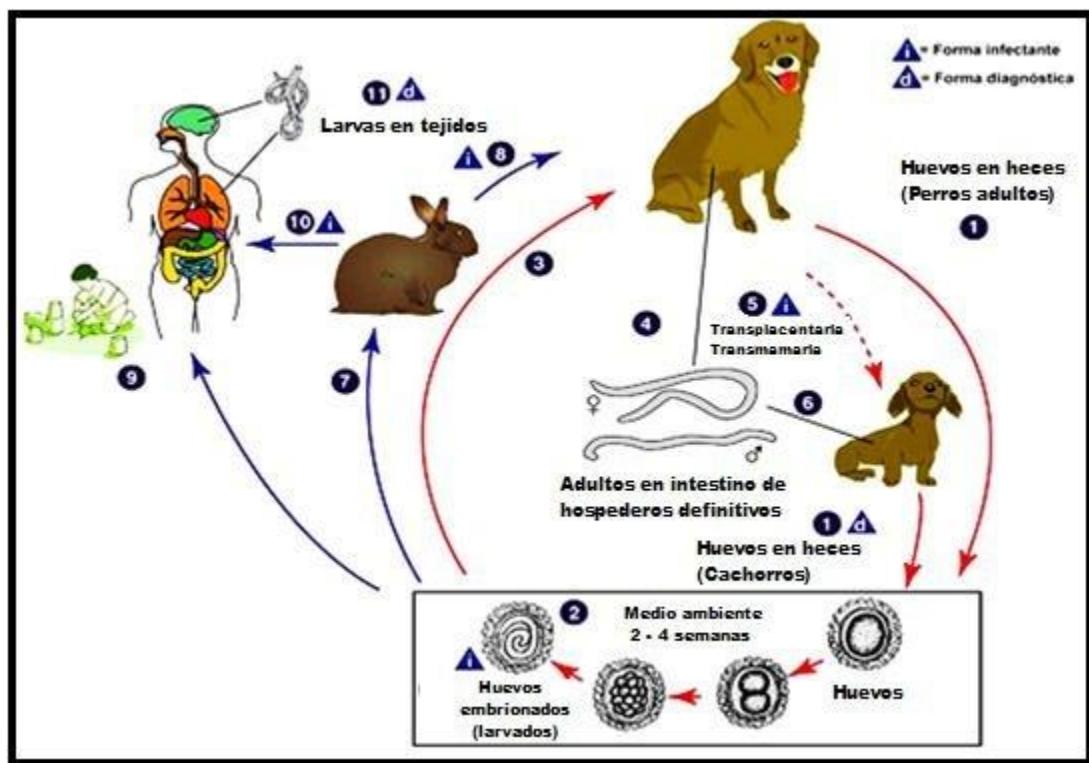
Anexo No. 24 Ciclo de vida de *Toxocara canis*



Anexo No. 25 Ciclo de vida de *Toxascaris leonina*



Anexo No. 26 Ciclo de vida de *Toxocara catis*



Anexo No. 27 Ciclo de vida de Ancylostoma Spp.

