UNIVERSIDAD ESTATAL AMAZÓNICA

FACULTAD CIENCIAS DE LA VIDA

CARRERA DE BIOLOGÍA

TRABAJO DE INTEGRACIÓN CURRICULAR

TEMA:

IDENTIFICACIÓN DE ENDOPARÁSITOS Y POTENCIALES INFECCIONES PRESENTES EN OCELOTES (*LEOPARDUS PARDALIS)* EN EL BIOPARQUE YANACOCHA, ZOOREFUGIO TARQUI Y ZOOLÓGICO SAN MARTÍN.

AUTOR(ES):

Kerick Rainier Camacho Duran

Diana Carolina Ortiz Simbaña

DOCENTE - TUTOR:

Mgs. José Anibal Calvopiña Beltran

Puyo - Pastaza - Ecuador

2023

UEA
UNIVERSIDAD
ESTATAL AMAZÓNICA

FORMATO 4
APROBACIÓN DE LOS TRABAJOS DE INTEGRACIÓN CURRICULAR

En el siguiente cuadro se detalla un conjunto de criterios a evaluar con un total de cien (100) puntos.

Criterios	Puntaje	Argumentos de la calificación
1. TÍTULO		
El título es conciso e informativo de la idea principal del escrito. Genera expectativas de lectura que se cumplen.	5.0 / 5	Cumple con los parámetros establecidos, contiene información de la idea principal
2. RESUMEN		
Entrega información necesaria que oriente al lector a identificar de que se trata la investigación y su relevancia. Incorpora los objetivos, metodología, principales harrazgos y conclusiones.	4.5 / 5	Cumple con los lineamientos, se debió ampliar información de las conclusiones
3. INTRODUCCIÓN		
Entrega información sobre temática a tratar. Describe la relevancia del tema dentro de las temáticas de investigación, vinculación y docencia. Presentación del problema y objetivos del problema del artículo de manera clara y concisa.	18.0 / 20	Cumple con los enunciados solicitados, pero hace falta claridad en la descripción de la relevancia del tema
4. MARCO TEÓRICO		
Marco teórico coherente y articulado con los objetivos. Entrega conceptos de términos que son empleados en el estudio. Sustenta el referente conceptual con adecuadas fuentes de autoridad.	15.0 / 15	Cumple lo solicitado en los lineamientos en virtud que esta articulado al objeto del estudio
5. METODOLOGÍA		
Describe el tipo de investigación a desarrollar. Expone con claridad el procesamiento de la información y obtención de los datos. Plantea los criterios de análisis con que se abordo la información.	15.0 / 15	Cumple, se describe objetiva y claramente el proceso metodológico, desde la obtención de las muestras hasta la obtención de los resultados

6. ANÁLISIS DE RESULTADOS		
Entrega los resultados de manera organizada a partir del problema planteado, objetivos especificos, etc. Los cuadros y figuras son pertinentes y estan claramente representados. El texto no repite infromación entregada en los cuadros y figuras.	25.0 / 25	Cumple, los resultados están sistematizados a partir del problema y objetivos
7. CONCLUSIONES		
Las conclusiones deben ser claras y precisas, acorde a los objetivos trazados. Discute, reflexiona sobre los resultados obtenidos.	10.0 / 10	Cumple, las conclusiones se reflejan a los resultados obtenidos
8. REFERENCIAS		
Atiende las normas APA en las citas, fuentes y referencias. Las referencias bibliográficas tienen la fuente en el texto y viceversa.	4.0 / 5	Cumple sin embargo, el formato (sangría) de las referencias no está acorde a las normas APA
VALORACIÓN TOTAL	96.5	NOVENTA Y SEIS PUNTO CINCO

DICTAMEN

Marque la casilla correspondiente a su criterio de evaluación respecto al documento revisado.

Recomendación	Marque con X
Aprobar	X
No Aprobar	
CALIFICACIÓN	96.5

Atentamente,

CRISTIAN SANTIAGO JACOME SEGOVIA

CRISTIAN SANTIAGO JACOME SEGOVIA (PAR CIEGO)

Dado en la ciudad de , a los 12 dias del mes de SEPTIEMBRE de 2023

UEA
UNIVERSIDAD
ESTATAL AMAZÓNICA

FORMATO 4
APROBACIÓN DE LOS TRABAJOS DE INTEGRACIÓN CURRICULAR

En el siguiente cuadro se detalla un conjunto de criterios a evaluar con un total de cien (100) puntos.

Criterios	Puntaje	Argumentos de la calificación
1. TÍTULO		
El título es conciso e informativo de la idea principal del escrito. Genera expectativas de lectura que se cumplen.	5.0 / 5	Cumple
2. RESUMEN		
Entrega información necesaria que oriente al lector a identificar de que se trata la investigación y su relevancia. Incorpora los objetivos, metodología, principales harrazgos y conclusiones.	4.0 / 5	Falta mejorar redacción-concordancia en el texto
3. INTRODUCCIÓN		
Entrega información sobre temática a tratar. Describe la relevancia del tema dentro de las temáticas de investigación, vinculación y docencia. Presentación del problema y objetivos del problema del artículo de manera clara y concisa.	16.0 / 20	Falta mejorar redacción y concordancia entre ideas. No está el objetivo
4. MARCO TEÓRICO		
Marco teórico coherente y articulado con los objetivos. Entrega conceptos de términos que son empleados en el estudio. Sustenta el referente conceptual con adecuadas fuentes de autoridad.	15.0 / 15	Cumple
5. METODOLOGÍA		
Describe el tipo de investigación a desarrollar. Expone con claridad el procesamiento de la información y obtención de los datos. Plantea los criterios de análisis con que se abordo la información.	14.0 / 15	Repite materiales y métodos como tema y subtema. Falta mejorar redacción

6. ANÁLISIS DE RESULTADOS		
Entrega los resultados de manera organizada a partir del problema planteado, objetivos específicos, etc. Los cuadros y figuras son pertinentes y estan claramente representados. El texto no repite infromación entregada en los cuadros y figuras.	20.0 / 25	Faltó mejorar la redacción. Presencia de monoparásitos ?? No sigue formato de tablas y figuras Faltó enfocarse en las potenciales infecciones. Faltó ampliar la discusión.
7. CONCLUSIONES		
Las conclusiones deben ser claras y precisas, acorde a los objetivos trazados. Discute, reflexiona sobre los resultados obtenidos.	10.0 / 10	Conclusiones no debe tener subtemas.
8. REFERENCIAS		
Atiende las normas APA en las citas, fuentes y referencias. Las referencias bibliográficas tienen la fuente en el texto y viceversa.	5.0 / 5	Cumple
VALORACIÓN TOTAL	89	OCHENTA Y NUEVE

DICTAMEN

Marque la casilla correspondiente a su criterio de evaluación respecto al documento revisado.

Recomendación	Marque con X
Aprobar	X
No Aprobar	
CALIFICACIÓN	89

Atentamente,

FRANKLIN ROLANDO VILLAFUERTE CARRILLO

FRANKLIN ROLANDO VILLAFUERTE CARRILLO (PAR CIEGO)

Dado en la ciudad de PUYO, a los 13 días del mes de SEPTIEMBRE de 2023

Analyzed document	Aticulo Corrección 1.pdf (D173509705)
Submitted	9/6/2023 7:15:00 PM
Submitted by	
Submitter email	ja.calvopinab@uea.edu.ec
Similarity	0%
Analysis address	ja.calvopinab.uea@analysis.urkund.com

Sources included in the report

Entire Document

Identificación de endoparásitos y potenciales infecciones presentes en Ocelotes (Leopardus pardalis) en el Bioparque, Yanacocha, Zoorefugio Tarqui y Zoológico San Martín Diana Carolina Ortiz Simbaña 1 dc.ortizs@uea.edu.ec Kerick Rainier Camacho Duran 1kr.camachod@uea.edu.ec José Aníbal Calvopiña Beltrán 2 Ja.calvopiñaab@uea.edu.ec Universidad Estatal Amazónica, Facultad de Ciencias de la Vida, Carrera de Biología Resumen. El ocelote (Leopardus pardalis) uno de los muchos felinos que se distribuyen en América es un félido de tamaño pequeño, ciertamente concentrado en los trópicos y a su vez siendo de hábitos diurnos y mayormente nocturnos este animal cumple un rol regulador del ecosistema. El problema que enfrenta este espécimen surgió hace bastante tiempo, cuando la cacería, deforestación y otras actividades humanas empezaron a incrementarse, alterando el hábitat y el estado de conservación del ocelote, a su vez, la aparición de posibles agentes patógenos como bacterias, virus o en su defecto, parásitos, comprometen de igual manera la vida del espécimen, en el caso del territorio ecuatoriano, son pocos los estudios correspondientes a las parasitosis que pueden enfrentar los ocelotes, a su vez que no se conoce en su totalidad la población que se tiene en estado salvaje y en los centros de rescate y refugio animal. Es por lo cual que este trabajo tiene como objetivo identificar endoparásitos en Ocelotes (Leopardus pardalis) criados en cautiverio, comprometiéndonos con tres centros de refugio de vida silvestre. El Bioparque Yanacocha, Zoorefugio Tarqui y el Zoológico San Martín, además de exponer las potenciales infecciones a las que puede enfrentarse y comparar los resultados obtenidos entre ocelotes. De junio a julio del 2023 se recolectaron muestras fecales de 6 individuos y se analizaron mediante los métodos directo, en fresco y Parodi Alcaraz. Del total de 6 individuos 5 evidenciaron parasitosis (83,33%) identificando huevos de los géneros Dipylidium, Toxacara y Toxascaris, presentando infecciones leves sin riesgo a zoonosis. La investigación contribuye al registro y conocimiento de parásitos y potenciales

Document Information

Identificación de endoparásitos y potenciales infecciones presentes en Ocelotes (*Leopardus pardalis*) en el Bioparque Yanacocha, Zoorefugio Tarqui y Zoológico San Martín.

Diana Carolina Ortiz Simbaña
dc.ortizs@uea.edu.ec

Kerick Rainier Camacho Duran
kr.camachod@uea.edu.ec

Mgs. José Anibal Calvopiña Beltran
Ja.calvopiñaab@uea.edu.ec

Universidad Estatal Amazónica, Facultad de Ciencias de la Vida, Carrera de Biología

Resumen

El ocelote (*Leopardus pardalis*) uno de los muchos felinos que se distribuyen en América es un félido de tamaño pequeño, ciertamente concentrado en los trópicos y a su vez siendo de hábitos diurnos y mayormente nocturnos este animal cumple un rol regulador del ecosistema. El problema que enfrenta este espécimen surgió hace bastante tiempo, cuando la cacería, deforestación y otras actividades humanas empezaron a incrementarse, alterando el hábitat y el estado de conservación del ocelote, a su vez, la aparición de posibles agentes patógenos como bacterias, virus o en su defecto, parásitos, comprometen de igual manera la vida del espécimen, en el caso del territorio ecuatoriano, son pocos los estudios correspondientes a las parasitosis que pueden enfrentar los ocelotes, a su vez que no se conoce en su totalidad la población que se tiene en estado salvaje y en los centros de rescate y refugio animal. Es por lo cual que este trabajo tiene como objetivo identificar endoparásitos en Ocelotes *(Leopardus pardalis)* criados en cautiverio, comprometiéndonos con tres centros de refugio de vida silvestre. El Bioparque Yanacocha, Zoorefugio Tarqui y el Zoológico San Martín, además de exponer las potenciales infecciones a las que puede enfrentarse y comparar los resultados obtenidos entre ocelotes. De junio a julio del 2023 se recolectaron muestras fecales de 6 individuos y se analizaron mediante los métodos directo, en fresco y Parodi Alcaraz. Del total de 6 individuos 5 evidenciaron parasitosis (83,33%) identificando huevos de los géneros

Dipylidium, Toxacara y Toxascaris, presentando infecciones leves sin riesgo a zoonosis. La investigación contribuye al registro y conocimiento de parásitos y potenciales enfermedades en ocelotes en cautiverio, además el trabajo favoreció en afirmar que los desparasitantes utilizados son funcionales a corto y largo plazo.

***Palabras Clave**:* ocelotes, endoparásitos, *Dipylidium, Toxacara y Toxascaris.*

Abstract

The ocelot (*Leopardus pardalis)*, one of the many felids found in the Americas, is a small-sized feline primaly concentrated in the tropics. This species exhibits diurnal and predominantly nocturnal habits, fulfilling a regulatory role in the ecosystem. The problem emerged quite some time ago when hunting, deforestation and other human activities began to intensify, thereby altering the habitat and conservation status of the ocelot. Additionally, the emergence of potential pathogens such as bacteria or viruses, or, in their absence, parasites, equally threatens the life of this species. In the case of Ecuadorian territory, there are not enough studies related to the parasitosis that ocelots may face, and the total population in the wild and in rescue and animal refuge centers are not fully known. Therefore, the objective of this work is to identify endoparasites in ocelots (*Leopardus pardalis)* raised in captivity, in collaboration with three wildlife refuge centers, The Yanacocha Biopark, Zoorefugio Tarqui and the San Martín Zoo, in addition to exposing the potential infections that ocelots may face, also compared the results obtained among ocelots. From June to July 2023, fecal samples were collected from 6 individuals and analyzed using direct, fresh, and Parodi Alcaraz methods. Out of the total of 6 individuals, 5 showed evidence of parasitosis (83.33%), identifying eggs from the genera Diplydium, Toxocara and Toxacaris, with mild infections without the risk of zoonosis. The research contributes to the record and understanding of parasites and potential diseases in captive ocelots. Additionally, the work supported the assertion that the dewormers used are effective in both the short and belong term.

Keywords: ocelots, endoparasites, *Dipylidium, Toxacara and Toxascaris.*

1. INTRODUCCIÓN.

Dentro de los felinos distribuidos por el continente americano se encuentra el *Leopardus pardalis* (Linneaus,1758) pequeño felino de rasgos muy llamativos, ágil depredador cumpliendo un rol ecológico de controlador de poblaciones pequeñas y medianas, mayormente nocturno, mencionar la población exacta o una estimación de este espécimen resulta muy compleja, para el 2015 se mencionaba que la población era de alrededor de 40.000 individuos en toda su distribución por el continente. De acuerdo a la información ofrecida por la UICN (2015) las poblaciones de ocelotes van en descenso y los cataloga como una especie en preocupación menor (LC). Claramente es una información ambigua ya que los datos se encuentran desactualizados e injustificados. De acuerdo al estudio realizado por (Mosquera, 2011). Se puede rescatar la información acerca de una estimación de la densidad de ocelotes en la Amazonía Ecuatoriana, su trabajo tuvo lugar en 2 periodos, el primer periodo (dic. 2004 – dic. 2008) y el segundo periodo (feb. 2010 – feb. 2011), los resultados arrojaron la identificación de 45 individuos y los cálculos de densidad entre estos dos por PMC (Polígono Mínimo Convexo) los cálculos respectivos fueron de 138Ind/Km2 a 102Ind/Km2, evidenciando un descenso en su población.

El principal conflicto son las actividades humanas que han empeorado el estado de los recursos que contenía el territorio ecuatoriano, la cacería, fragmentación de hábitat, deforestación y entre otras actividades han comprometido el estado y la conservación del ocelote, como resultado de estos impactos, estas especies se han visto en la necesidad de ser reubicados en centros de refugio animal para su cuidado, protección y reproducción.

Los Zoológicos y Centros de Rescate de Animales Silvestres constituyen a nivel nacional una de las medidas de conservación, educación, investigación y reintroducción de poblaciones de especies silvestres, por lo cual muchos de estos al mantenerse en cautiverio buscan prolongar la calidad de vida y mejorar su densidad y abundancia, por otra parte, existe el riesgo potencial de infecciones y viralidad, lo cual compromete la salud, comportamiento y estado de los animales. Una de sus principales amenazas es la parasitosis lo cual puede terminar en la muerte del hospedero y también cabe la posibilidad de que se genere una zoonosis con el personal involucrado (Celi & Luje, 2013).

La identificación de endoparásitos en felinos que se encuentren en cautiverio en Zoológicos o Centros de Rescate de Animales Silvestres, conforman un estudio base para

evaluar el estado y calidad de vida que requieren estos animales, también se debería garantizar que la jaula o hábitat sea debidamente adecuado y cuente con su correspondiente limpieza, ya que las condiciones ambientales y permanencia de suciedad y residuos pueden llegar a favorecer la transmisión y vialidad de un vector infeccioso (Cachique & Braga, 2017).

Ya que pocos son los estudios en Ecuador acerca de las potenciales infecciones parasitarias, el propósito del presente trabajo busca confiar la información a los administradores y cuidadores del Bioparque Yanacocha, Zoorefugio Tarqui y Zoológico San Martín para que mantengan un conocimiento de las posibles infecciones que puedan ocasionar los parásitos que se encuentren en los Ocelotes (*Leopardus pardalis*) en sus respectivos recintos.

2. MATERIALES Y MÉTODOS

El presente trabajo tuvo lugar en tres centros de rescate y refugio de vida silvestre, dos de ellos se encuentran en la Provincia de Pastaza, el Bioparque Yanacocha con las coordenadas 833706,1; 9831208,7 Zona 17S a 956 m.s.n.m., el Zoorefugio Tarqui con las coordenadas 167583,6; 9838404,9 Zona 18S a 922 m.s.n.m.; el Zoológico San Martín se encuentra en la Provincia de Tungurahua con las coordenadas 785184,6; 9845532 Zona 17S a 1820 m.s.n.m.

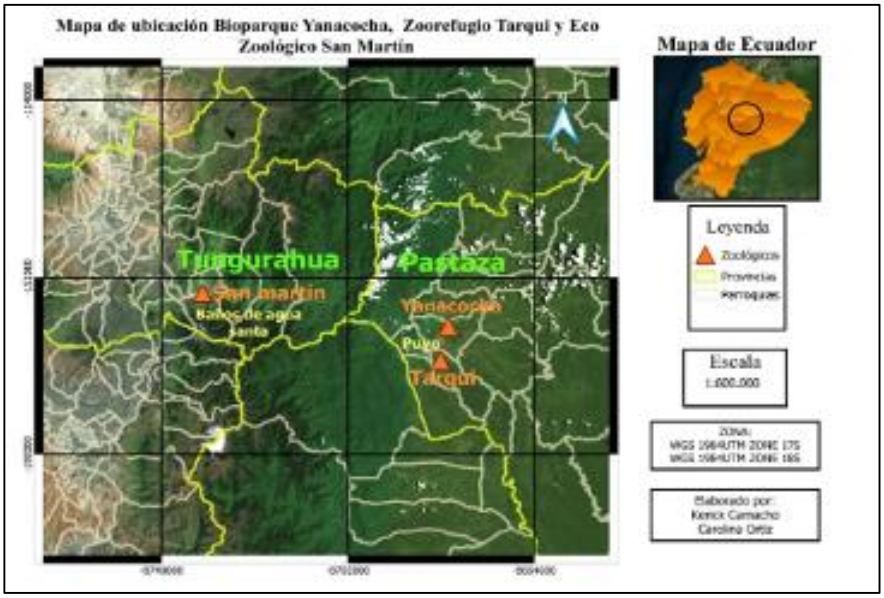

Figura 1. Mapa de ubicación Bioparque Yanacocha, Zoorefugio Tarqui en la provincia de Pastaza y Eco Zoológico San Martín la provincia de Tungurahua

2.1. Materiales y Métodos

2.1.1 Población y muestreo

El trabajo de muestreo fue realizado en los meses de junio y julio, en el mes de junio de 2023 se recolectó un total de 6 muestras de heces de 6 individuos de *Leopardus pardalis.* En el Bioparque Yanacocha se llevó a cabo un seriado de colecta y análisis en los días: 26 de junio de 2023, 27 de junio de 2023 y 30 de junio de 2023 obteniendo 3 muestras en total. En el Zoorefugio Tarqui la colecta tuvo lugar el día 26 de junio de 2023, obteniendo un total de 1 muestra. En el Eco Zoológico San Martín la muestra fecal fue recogida el día 25 de junio de 2023, obteniendo 2 muestras fecales en total. Las heces se colectaron entre 8am-9am e inmediatamente analizadas en un lapso de 3 horas.

Para el mes de julio de 2023 se recolectó un total de 6 muestras fecales de 6 individuos, en el Bioparque Yanacocha la muestra fue tomada el día 17 de julio de 2023, obteniendo el total de 2 muestras fecales. En el Zoorefugio Tarqui la colecta tuvo lugar el día 19 de julio de 2023, obteniendo 2 muestras fecales. En el Eco Zoológico San Martín la muestra fue recogida el día 24 de julio de 2023, obteniendo 2 muestras fecales en total.

El trabajo de muestreo y análisis finaliza obteniendo un total de 12 muestras en un lapso de 60 días. Con la finalidad de clasificar a los individuos por su lugar de origen se les asignó un código de identificación presentados en la Tabla 1.

Tabla 1. Códigos de los individuos de Leopardus pardalis en los tres lugares de estudio.

	Sexo	***Edad***	***Código***
Yanacocha	Hembra	Adulto	YHA01
	Macho	Adulto	YMA02
San Martín	Macho	Adulto	SMA03
	Macho	Adulto	SMA04
Tarqui	Hembra	Adulto	THA05
	Hembra	Adulto	THA06

La recolección de muestras fecales se estableció en las horas de la mañana, entre un rango de 8:00 – 9:00 am, asegurando de esta manera la recolección de muestras frescas, ya que, por el tipo de clima húmedo que presentan dos de los sitios de recolección, las muestras podrían presentar crecimiento bacteriano con el paso de las horas, además de atraer insectos que degradan con mayor rapidez la muestra fecal inhabilitando el uso de la misma. Se recolectaron dos muestras por jaula o dormidero, mismas que fueron colocadas en cajas Petri rotuladas con el código establecido anteriormente, y posterior a

esto fueron trasladadas al área clínica del Bioparque Yanacocha para su análisis. Las muestras colectadas del Eco Zoológico San Martín fueron conservadas al aplicar formol al 10%, a diferencia de las otras muestras recolectadas.

Una vez colectadas las muestras, se lleva a cabo el procesamiento de las mismas, para esto se utilizaron 3 técnicas:

Método directo con solución salina

Como primer paso se realiza el pesaje de muestra fecal colocándola en la balanza electrónica y se extrae la muestra hasta que se obtenga los 2 mg requeridos, posteriormente en un portaobjetos se deposita una gota de solución salina, posteriormente con un hisopo se toma los 2 mg de heces pesados anteriormente y se procede a homogeneizar la muestra y la solución, se coloca un cubreobjetos sobre la mezcla barrida y se finaliza el procedimiento al observar la muestra en el microscopio con lentes de 10x y 40x (Quijije, 2022).

Método en fresco

La muestra colectada se colocó en la balanza electrónica, con la ayuda de un hisopo se extrajo pequeñas cantidades de muestra, hasta que la misma llegue a 2 mg, a continuación, en un portaobjetos se deposita una gota de Lugol, se toma los 2 mg de heces anteriormente pesadas y se procede a homogeneizar la muestra y la solución, se coloca un cubreobjetos sobre la mezcla barrida y se finaliza el procedimiento al observar la muestra en el microscopio con lentes de 10x y 40x. El reactivo de Lugol permite colorear protozoos de manera temporal, lo que facilita probar la presencia de parásitos.

Método de Parodi Alcaraz.

De la muestra se extraen 2g de heces los cuales se introducen en un tubo de ensayo, al mismo se le agregan de 3 a 5 ml de solución sobresaturada de azúcar y se procede a homogeneizar. Se completa el contenido del tubo de ensayo con la misma solución de azúcar y se lo deja reposar durante 30 minutos. Se coloca un cubreobjetos sobre el tubo de ensayo que toque la superficie del tubo de ensayo, esto permitirá la adherencia de quistes y huevos. En una lámina portaobjetos una gota de Lugol a la cual se le coloca el cubreobjetos y se observa al microscopio con lentes de 10x y 40x (Quijije, 2022).

2.2 Método de análisis de parásitos

Los huevos fueron identificados mediante claves taxonómicas en base al análisis morfológico presente en el libro Veterinary clinical parasitology 8th edición (Zajac & Conboy, 2012).

Para determinar la carga parasitaria se observó la cantidad de huevos por gramo de heces y se interpretó de acuerdo con la cantidad de cruces, en la que de 1-10 huevos equivale a una infección leve (+), 11-20 huevos como infección moderada (++) y >20 huevos se manifiestan como una infección grave (+++) (Girard de Kaminsky, 2003).

3. RESULTADOS Y DISCUSIONES

En el mes de junio, se evidenció presencia de parásitos en 1 de 6 muestras, registrando parasitosis en el individuo con código SMA03, en el cual se halló *Toxascaris sp.* en estadío de huevo. Para el mes de julio el análisis de las 6 muestras de heces proporcionó como resultado que de 5 de los 6 individuos en estudio dieron positivo en presencia de endoparásitos. Se identificó estadío de huevo en los tres géneros encontrados: *Toxocara, Toxacaris y Dipylidium.* En el Bioparque Yanacocha se registró la especie *Dipylidium sp* (Figura 2), *Toxocara sp* (Figura 2) en el Zoorefugio Tarqui y *Toxascaris sp* (Figura 2) en el Zoológico San Martín (Zajac & Conboy, 2012).

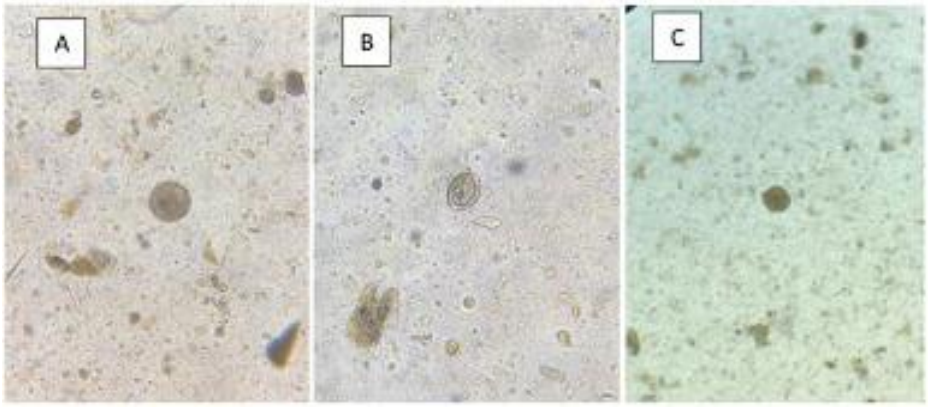

Figura 2. Huevo de Dipylidium sp (A); Huevo de Toxacara sp (B); Huevo de Toxascaris sp (C).

En la tabla 2 se exponen los porcentajes de parasitismo que se obtuvieron de las muestras, teniendo así que, de las 5 muestras recolectadas en el Bioparque Yanacocha, 2 (40%) muestras resultaron positivas y 3 (60%) negativas. De las 3 muestras del Zoorefugio Tarqui, 2 (66,66%) resultaron positivas y 1 (33,33%) negativa. De las 4 muestras tomadas del Zoológico San Martín, 3 resultaron positivas (75%). De acuerdo a los parásitos encontrados se reporta la presencia de monoparasitismo en todas las muestras.

Tabla 2. *Porcentaje de muestras parasitadas según el lugar de recolección.*

Lugar de recolección	Frecuencia		Porcentaje (%)
Bioparque Yanacocha	Positivos	2	40%
	Negativos	3	60%
Zoorefugio Tarqui	Positivos	2	66,66%
	Negativos	1	33,33%
Zoológico San Martín	Positivos	3	75%
	Negativos	1	25%

El nivel de endoparásitos encontrados en este trabajo es muy bajo, esto se asocia a la frecuencia de la aplicación de los desparasitantes y la efectividad de los mismos, en el caso del Bioparque Yanacocha se desparasita a los ocelotes cada 6 meses, las muestras para la realización de este trabajo fueron recolectadas 5 meses después de la última desparasitación y a pesar del tiempo transcurrido el medicamento Bendacur ha mantenido el nivel de infesta muy bajo, por lo que se considera positiva la administración del mismo como inhibidor del desarrollo de de *Dipylidium sp*.

En el Zoorefugio Tarqui la desparasitación se realiza cada 6 meses, a pesar de que la última dosis se realizó en el mes de mayo, para el mes de julio se registró presencia de parásitos en estadio de huevo, estudios como el de Fernández Cepeda (2003) indican que el medicamento Ivermectina elimina hasta un 90% de parásitos de *Toxocara sp,* por lo que la presencia de este parásito podría estar asociado a otras causas como aseo de jaulas o situación de estrés. No presenta una infección grave, sin embargo, se recomienda continuar con estudios coproparasitarios que evidencie la prevalencia de parásitos.

Por último, en el Zoológico San Martín la última desparasitación se realizó en diciembre del 2022 aplicando el medicamento Fenbendazol, la poca cantidad de *Toxascaris sp* demuestra la eficacia del fármaco. En la Tabla 3, se detalla el grado de infección por individuo medido por la carga parasitaria que presenta.

Tabla 3. *Porcentaje de muestras parasitadas según el lugar de recolección.*

Muestra	Taxón			Grado de infección
	Dipylidium sp	*Toxocara sp*	*Toxascaris sp*	
YHA01	+			Leve
YMA02	+			Leve
SMA03			+	Leve
SMA04				Nulo
THA05		+		Leve
THA06		+		Leve

La presencia de *Dipylidium sp* ha sido registrada anteriormente en el Bioparque Yanacocha, lo que demuestra la prevalencia de este parásito, al contar con una infección leve y estar cerca del periodo de desparasitación se descarta una preocupación mayor, sin embargo, cuando un ocelote se infecta de este parásito es común que desarrolle estreñimientos, pérdida de apetito, disminución de peso, malestar en la parte superior del abdomen, inquietud y picazón en la zona anal. No se hallaron estudios en la Amazonia ecuatoriana que detallen la presencia *Dipylidium* como hospedero de *Leopardus pardalis.*

Toxocara sp. se ha reportado en felinos en estado silvestre (Silva, 2010), en ocelotes en cautiverio en Nicaragua (Barrios, 2017) y en Perú (Cachique, 2017), los numerosos estudios relacionados a este parásito demuestran su frecuencia y prevalencia en félidos. Su presencia se debe por la ingesta de pelaje contaminado al acicalarse, ingesta de agua o mal saneamiento de jaulas. Cuando un animal se infesta de este parásito su desarrollo ocurre en el intestino delgado, hígado, pulmones y tráquea y de acuerdo con la carga parasitaria pueden presentarse abdomen abultado, obstrucciones, vómitos, falta de apetito y deterioro en la condición corporal, úlcera gástrica, perforaciones en las paredes intestinales.

Toxascaris sp ha sido descrita en Ecuador por (Cañar & Lojano, 2018; Celi & Luje, 2012; Quijije, 2022), en carnívoros silvestres en Perú (Acosta Z., Tantaleán V., & Serrano-Martínez, 2015), cuando un ocelote se infecta presenta falta de energía, pérdida de apetito, pelaje erizado, vómitos, debilidad y disminución de peso e inflamación intestinal. Su presencia es común y en este caso se cataloga como infección leve que no presenta potenciales enfermedades por el momento.

No se presentan problemas gastrointestinales en los individuos en estudio, no obstante, los géneros *Dipylidium, Toxocara y Toxascaris* son de importancia en la salud humana ya que podrían ocasionar enfermedades zoonoticas, por lo que se recomienda el aseo diario de jaulas y la indumentaria adecuada al personal que trabaja en zonas de contacto con las especies.

4. CONCLUSIONES

De acuerdo a la información consultada y la discusión de los resultados, podemos concluir que la situación parasitaria en los ocelotes de los tres centros de refugio de vida silvestre en general es manejable y no representa un riesgo significativo para la salud de estos felinos. Respaldando y justificando esta conclusión de acuerdo a:

Variedad de géneros y el estadio del parásito.

Al momento de la identificación, los tres géneros identificados (*Dipylidium, Toxacara y Toxacaris)* en diferentes ubicaciones, sugiere que no están expuestos a una sola fuente de parásitos, lo que reduce la probabilidad de una carga parasitaria de un solo tipo, a su vez que el estadio de huevo de un parásito a excepción de los ooquistes no representaría un gran riesgo para el hospedador.

Monoespecificidad de carga parasitaria.

La carga parasitaria encontrada en cada genero se describe como monoespecífica, es decir que cada ocelote alberga predominantemente una sola especie de parasito en su interior, lo que limita la competencia entre distintas especies de parásitos dentro del hospedero y minimiza el potencial riesgo para la salud de los ocelotes.

Falta de peligro inmediato.

Dado que, al momento del estudio y análisis de muestras, la carga parasitaria no se consideraba peligrosa para el hospedador, estos no podrían haber presentado algún síntoma o efecto adverso grave a causa del parasitismo, por lo contario debido a su reciente desparasitación ha logrado que se logre una prevención alguna enfermedad o la inhibición del crecimiento parasitario.

Es por estas razones respaldadas se menciona que la cantidad de parásitos encontrados no fue suficiente para causar enfermedad grave en los ocelotes, además que la práctica de

desparasitación aplicada de manera periódica de acuerdo a cada centro de refugio de vida silvestre ha logrado mantener la salud de estos felinos en niveles aceptables.

5. REFERENCIAS

Acosta Z., M., Tantaleán V., M., & Serrano-Martínez, E. (2015). Identificación de Parásitos Gastrointestinales por Coproscopía en Carnívoros Silvestres del Zoológico Parque de las Leyendas, Lima, Perú. Revista de Investigaciones Veterinarias del Perú, 26(2), 282-290.

Aguilar J., A., Rodríguez R., I., Castillo D., G., et al. (2016). Nematodiasis con potencial zoonótico de felinos y cánidos silvestres en condiciones de cautiverio en el sureste de México. Universidad Autónoma de Yucatán. Campus de Ciencias Biológicas y Agropecuarias. Obtenido de: https://www.dgip.unach.mx/images/pdf-REVISTA-QUEHACERCIENTIFICO/2016-jul-dic/Nematodiasis_con_potencial_zoonotico.pdf

Aranda R., C., Serrano-Martínez, E., Tantaleán V., M., Quispe H., M., & Casas V., G. (2013). Identificación y frecuencia de parásitos gastrointestinales en félidos silvestres en cautiverio en el Perú. *Revista De Investigaciones Veterinarias Del Perú*, *24*(3), 360–368. Obtenido de: https://doi.org/10.15381/rivep.v24i3.2585

Barrios Cruz., Jimena P. (2017). Prevalencia de parásitos gastrointestinales en félidos silvestres hacinados en el zoológico de Managua- Nicaragua periodo 2014 al 1er trimestre del 2017.Universidad Nacional Agraria. Obtenido de: https://repositorio.una.edu.ni/3490/1/tnl73b276.pdf

Bautista-Hernández., Christian., Monks, Scott., Pulido-Flores, Griselda., & Rodríguez-Ibarra, Amado E. (2015). Revisión bibliográfica de algunos términos ecológicos usados en parasitología, y su aplicación en estudios de caso. Obtenido de: https://digitalcommons.unl.edu/cgi/viewcontent.cgi?article=1001&context=biodiversidad

Bernal E., J., Félix J., M., & Gutiérrez D., K. (2016). Atlas de Parasitología 8°va edición. Laboratorio de Parasitología. Unidad Académica de Ciencias Químicas. Universidad Autónoma de Zacatecas “Francisco García Salinas” Obtenido de: https://www.studocu.com/latam/document/universidad-del-zulia/biologia/atlas-de-parasitologia/21022108

Cachique Pinche., M. (2017). Factores ambientales y prevalencia de parasitosis gastrointestinales en mamíferos silvestres en cautiverio en el Complejo Turístico de Quistococha, Iquitos - Loreto, 2016.

Celi Celi., Wladimir A., Luje Asimbaya, Mariana del Rocío. (2012). Investigar la correlación entre los helmintos de mamíferos silvestres mantenidos en cautiverio con los helmintos del personal involucrado en su manejo, como fuente potencial de zoonosis. Quito: UCE. 144 p. Obtenido de: http://www.dspace.uce.edu.ec/handle/25000/2354

Drago F., B. (2017). Macroparásitos. Diversidad y biología. Editorial de la Universidad Nacional de La Plata (EDULP). Facultad de Ciencias Naturales y Museo ISBN: 978-950-34-1521-4.

Girard de Kaminsky, R. (2003). *Manual de parasitología: Métodos para Laboratorios de Atención Primaria de Salud* (2da ed.). Tegucigalpa, Honduras: Universidad Nacional Autónoma de Honduras y Hospital-Escuela.

Gómez Fraga., Cristina del Pilar. (2010). Diagnostico parasitario en los animales del centro de rescate de fauna Silvestre Yana Cocha ciudad del Puyo provincia de Pastaza. Unidad Académica de Ciencias Agropecuarias y Recursos Naturales. UTC. Latacunga. 64 p. Obtenido de: http://repositorio.utc.edu.ec/handle/27000/669

González C., Valerio I., Gutiérrez-Espelata G., Apéstegui A. & Chinchilla M., (2010), Salud de felinos silvestres en cautiverio-Estudio integral en el Centro de Rescate para la Vida Silvestre La Marina-Costa Rica. Departamento de Investigación Universidad de Ciencias Médicas San José. Obtenido de: https://www.bvs.sa.cr/articulosexternos/art17.pdf

Herrera Mariella., M. (2023) IDENTIFICACIÓN DE PARÁSITOS GASTROINTESTINALES EN MAMÍFEROS SILVESTRES DEL CENTRO DE RESCATE "NARAYANA". Universidad Agraria del Ecuador. Obtenido de: https://cia.uagraria.edu.ec/Archivos/HERRERA%20BONILLA%20MARIELLA%20MARGARITA.pdf

López G., E., Cañar P., M. & Lojano Carlos., X. (2018). Prevalencia de parásitos internos en felinos confinados en unidades de manejo de vida silvestre. Universidad de Cuenca. Facultad de Ciencias Agropecuarias. Revista Ecuatoriana de Ciencia Animal, Vol 1, N°3, 2017, ISSN 2602-8820. Obtenido de: https://www.revistaecuatorianadecienciaanimal.com/index.php/RECA/article/view/38

Meza., S. (2022). Frecuencia de parásitos gastrointestinales en felinos domésticos (*Felis catus*) en el distrito de Jesús María - Lima [Universidad Peruana Cayetano Heredia]. Obtenido de: https://hdl.handle.net/20.500.12866/12956

Moreira., Luis H., Yamada F., H., Ceschini T., L., Takemoto R., M. & Carvalho C., J. (2010). STUDY OF THE GASTROINTESTINAL PARASITES IN FELINES FROM ITAPU BINACINAL ANIMAL NURSESY, BRAZIL. Universidade Estadual de Maringá Nupelia – PEA. Departamento de Microbiología e Parasitología. Obtenido de: https://ojs.revistasunipar.com.br/index.php/veterinaria/article/view/2928/2140

Moreno., Ana., G. (2005). Céstodos. Apuntes de Zoología. Departamento de Zoología y Antropología física. Universidad Complutense de Madrid. Obtenido de: https://www.ucm.es/data/cont/docs/465-2013-08-22-C5%20CESTODOS.pdf

Moreno., Ana., G., Oureleno R., Ruiz E., Aguirre J., et al (2011). Estudio y diversidad de los platelmintos, nemátodos, nematomorfos y acantocélfalos. Departamento de Zoología y Antropología Física. Universidad Complutense de Madrid. Reduca (Biología) Obtenido de: https://www.ucm.es/data/cont/docs/568-2013-12-16-03-PlatelmintosNematodos.pdf

Mosquera, Diego (2011). Estimación de densidades de ocelotes (Leopardus pardalis) en la Amazonía ecuatoriana a través del análisis captura-recaptura, trapas cámara y Sistemas de información Geográfica. Universidad San Francisco de Quito. Obtenido de: http://repositorio.usfq.edu.ec/handle/23000/1391

Quijije., Alanys., Y. (2022). DETERMINACIÓN DE PARÁSITOS GASTROINTESTINALES EN FELINOS SILVESTRES EN CAUTIVERIO EN EL ZOOLÓGICO EL PANTANAL. Universidad Agraria del Ecuador.

Quiroz N., V. (2021). Recopilación de registros parasitarios en felinos silvestres nativos de México. Universidad Autónoma Metropolitana. Unidad Xochimilco. Obtenido de: https://repositorio.xoc.uam.mx/jspui/handle/123456789/26547

Sandoval.,, I., Juárez., E., & Rojas., E. (2003). Mecanismos de transmisión de algunos protozoos parásitos heteroxénicos. Revista de la Sociedad Venezolana de Microbiología, 23(2), 175-182. Recuperado el 03 de agosto de 2023, de:

http://ve.scielo.org/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1315-25562003000200015&lng=es&tlng=es.
Silva Luis., A., (2010). Parasitosis gastrointestinales en felinos silvestres en Nanchititla, México. Universidad Autónoma del Estado de México. Facultad de Medicina Veterinaria. 10.13140/RG.2.1.4244.3127.
Valdés S., V., V. (2011). Prevalencia de parasitosis gastrointestinal de artiodáctilos y primates de los zoológicos de Panamá. Instituto tecnológico de Costa Rica, Universidad Estatal a Distancia de Costa Rica. Obtenido de: http://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0065-17372010000200014&lng=es&tlng=es
Zajac., A., M., & Conboy., G., A. (2012). Veterinary Clinical Parasitology 8th Edition. John Wiley & Sons, Ltd. ISBN: 978-0-813-82053-8.

ANEXOS

1. MARCO TEÓRICO.

1.1. PREVALENCIA DEL ENDOPARASITISMO Y SÍNTOMAS DE ENFERMEDAD.

Identificar los parásitos gastrointestinales es indispensable para el saneamiento de los zoológicos, se logra mantener un contiguo sistema de salud y estabilidad para el animal y para el personal a cargo, este conocimiento permitirá conocer las probables fuentes de infección y sus medidas para la prevención y control de parásitos (Valdés et al., 2011).

Menciona Gómez, (2010), que muchos animales poseen enfermedades parasitarias que no son apreciables a simple vista, en estos casos se deberían recurrir a un análisis o tratamiento correspondiente para la aplicación de medicamentes que sean necesarios, agregando que actualmente muchas son las especies que viven en cautiverio por distintos factores en los que se han involucrado, para estos establecimientos su claro deber es mantenerlos sanos y en óptimas condiciones para el beneficio del animal y sus cuidadores.

De acuerdo con (Bowman et al., 2002) y (Symeonidou et al., 2018) citado por (Meza, 2022), menciona que de acuerdo con la carga parasitaria y las distintas especies pueden provocar las primeras señales de síntomas como anemia, diarrea, vómitos, pérdida de peso, apatía, pelaje hirsuto, entre otros; por otra parte, se menciona que algunos felinos adultos no suelen presentar alguna sinología clínica o anormalidad.

Cuando hablamos de la prevalencia, mencionamos el cómo se expresa la cantidad (número) de una especie parasitaria que se encuentre dentro de una cierta población de hospederos examinados los cuales pertenezcan a una misma especie. De esta forma el valor resultante se expresa en un porcentaje, y se clasifican en dos grupos de acuerdo si estos poseen una infección o no. Este parámetro es de uso común, cumpliendo la función de reportar el nivel de infección parasitaria que presenten los sujetos de investigación y no la cuantificación individual de los parásitos que pueda poseer el hospedador (Bautista et al., 2015)

De acuerdo con el estudio de (Barrios, 2017) enlistó 7 factores que intervienen en la prevalencia de parásitos gastrointestinales en los felinos.

1. Cautiverio/Hacinamiento.

Menciona que aumentaría la probabilidad de infección y favorecería la presencia de parásitos el mantener varios felinos de un mismo espécimen en un espacio muy reducido e inadecuado.

2. Estrés.

Hace alusión de que el estrés desfavorecía el sistema inmune del animal, añadiendo la posibilidad de los déficits de atención y cuidado del felino, alimentación, sanidad, calidad de hábitat; de tal forma que los volvería más susceptibles a contraer enfermedades.

3. Limpieza de las jaulas.

Expresa que es muy importante y necesario que la limpieza sea óptima y cuente con las herramientas suficientes para garantizar la sanidad del entorno, de lo posible no re-utilizar herramientas de otras jaulas adyacentes.

4. Alimentación.

En esta sección Barrios, (2017), menciona algo de suma importancia a lo cual concordamos con la opinión de la autora, la procedencia del alimento se debería analizar con cierta profundidad sobre el origen del alimento que se les ofrece, carne avícola, carne de res o fetos de bovinos, entre otros. Con el simple hecho de cerciorar el estado y la calidad de estas.

5. Medicina preventiva.

Menciona que los Zoológicos deben contar con un programa eficiente donde se trabaje con exámenes de laboratorio y veterinarios para su respectiva administración de medicamentos

6. Factores ambientales.

Considera los factores climáticos, estaciones del año, altitud, temperatura, humedad y el tipo de suelo; además de tener en cuenta el estado del animal, edad, alimentación peso y modo de vida para poder cumplir con un buen manejo y cuidado, también así recordar la triada epidemiológica de la cual se debe estar atento: Parásito, medio ambiente y animal.

7. Personal y visitantes del zoológico.

Menciona Barrios, (2017), que el personal debe ser bien administrado en las distintas áreas de los zoológicos al igual que estar alerta de los visitantes, agregando que el cuidador de los animales debe estar altamente capacitado y el establecimiento cuente con medidas de seguridad y señalización.

El parasitismo también se define como un desgaste de recursos, una premisa de que el parásito es un principal implicado en determinar la supervivencia y el potencial de reproducción del hospedador (Drago. 2018).

1.2. MORFOLOGÍA GENERAL DE PARÁSITOS Y HUEVOS.

De acuerdo con (Aranda et al., 2013), menciona que las especies parasitarías con frecuencia en félidos silvestres son: Spirometra, Strongyloides, Ancylostoma, Toxacara y Giardia. Con esto mencionado se infiere la clasificación de estos organismos, partiendo desde el reino Metazoa nos encontramos a los parásitos agrupados en: protozoarios, artrópodos y los helmintos del cual el último mencionado se clasifican dentro de los filos Nemátodos de los cuales encontraremos a la clase Secementea; Platelmintos con la clase de los cestodos y muy distante al filo Metamonada del cual proviene la clase de los Fornicata, de acuerdo a esto se clasificarían a los parásitos de acuerdo a su hábito de localización. Ectoparásitos (exterior al huésped), Endoparásitos (interior del huésped).

La permanencia que presentan los parásitos también depende como estos se comporten, ya que para su supervivencia es necesario que no se destruya rápidamente a su hospedero, ya que estos necesitan sustancias y compuestos para prolongar su estadía; como parte de su supervivencia también es necesario que el parásito puede cambiar o

transmitirse a otro hospedador no parasitado para continuar con su ciclo vital. (Sandoval, Juárez & Rojas, 2003).

Los metamonadas comprenden ciclos de vida de dos estadios, forma vegetativa móvil (trofozoito) y forma de vida libre e infectante (quiste), La infección se inicia mediante la ingestión de quistes, como vector, algún cuerpo de agua contaminada, estos llegan al estómago del cual se aprovechará el contenido ácido para realizar la rotura de los quistes (Bernal et al., 2016), por otra parte los cestodos desarrollan su ciclo de vital en 3 estadios: huevos, larva y adulto, en esta última fase, acostumbran a hospedarse en los intestinos del huésped definitivo (Moreno, 2005). Y el ciclo de vida de los nematodos corresponde a seis etapas de vida: huevos, cuatro fases juveniles y adultos; la mayoría se reproduce sexualmente (Moreno et al., 2011).

1.3 REGISTRO DE PARÁSITOS INTERNOS EN *Leopardus pardalis* EN SUDAMÉRICA Y CENTROAMÉRICA.

Se ha logrado encontrar información sobre endoparasitismo en ocelotes (*Leopardus pardalis*) en diferentes Países de Sudamérica como el caso de Perú, Colombia, Brasil y Ecuador. Por otra parte, también se registra una gran cantidad de información proveniente Centroamérica en este caso, de México y Costa rica. La mayor parte de literaturas acerca del tema tratado dan como resultado varias coincidencias en los parásitos encontrados, pero a su vez, también se encuentran parásitos diferentes entre los registros, cada texto suele mencionar el método por el cual se estableció el estudio, duración, cantidad de muestras, población a la cual va a estar sometida el estudio, resultados y en ciertos casos identificaciones completas de las enfermedades producidas por los parásitos así como también su respectivo tratamiento con fármacos o desparasitantes.

Como menciona (Quiroz. 2021) mientras realizó una búsqueda histórica de los registros parasitarios en felinos de México, concluyó que el dato más antiguo fue de 2004, hasta el más reciente fue de 2019, de los 32 estados de México apenas 5 mantuvieron un registro de por lo menos una especie de parásito, eso nos da la idea que el levantamiento de información de parásitos en ocelotes no es muy frecuente y a su vez la frecuencia de parásitos no suele ser altas. De con la información copilada de (Aguilar et al., 2016) y (Silva, 2010) en sus respectivos trabajos encontraron que en los Ocelotes (*Leopardus pardalis*) hubo la presencia de tres parásitos: *Toxacaris sp, Ancylostoma sp. y Taenia sp.*

Según el trabajo realizado por (González et al., 2010), de acuerdo con el estudio coproparasitario en ocelotes, se encontraron 3 parásitos en total: *Toxoplasma gondii, Cryptosporidium sp. y Giardia sp.* Y 1 parásito con cierta similaridad, Ooquistes semejantes a *Cyclospora sp.*

De acuerdo con los registros de (Moreira et al., 2010), el registro de su estudio coproparasitario *Leopardus pardalis* en Brasil fue el siguiente, se encontraron 3 parásitos: *Isospora sp. Toxacara cati, y Toxoplasma gondii* en forma de ooquistes.

En Perú, un estudio realizado por (Aranda et al., 2013), se lograron identificar cierta frecuencia de especies parasitarias en ocelotes: *Molineus spp. Toxacara cati. Strongyloides spp y Ancylostomideo.*

En el caso de Ecuador contamos con ciertos estudios recientes, la información recopilada por (Cañar & Lojano, 2018), (Herrera, 2023) y (Quijije, 2022), datan que los estudios coproparasitario en Ocelotes dieron como registro los siguientes parásitos: *Ancylostoma sp., Toxacari cati., Coccidia sp., Trichuris sp, Ooquiste de Toxoplasma sp.,*

Ooquiste de Giarda sp., Strongyloides sp., Ancylostoma tubaeforme., Mesocestoides, Cystoisopora felis., Spirometra mansonoides, Entamoeba histolytica.

1.4 PRINCIPALES PARÁSITOS ENCONTRADOS EN *Leopardus pardalis* U OTROS FÉLIDOS.

Como se menciona por (Dantas-Torres y Otranto, 2014) citado por (Meza, 2022), entre los parásitos más relevantes y comunes que infectan el tracto gastrointestinal de los felinos y pueden provocar una zoonosis son: Toxoplasmas gondii, *Dipylidium caninum, Toxacaris leonina, Toxacara cati*, entre otras formas infectivas como los huevos, quistes y/o larvas.

Apoyándonos en el trabajo de (López, Cañar & Lojano, 2018), agregaremos un detallado contenido sobre los parásitos comunes.

1.4.1 Nematelmintos

Este grupo está ampliamente presente en la naturaleza y algunos de estos afectan a plantas y vertebrados. Poseen cuerpo cilíndrico similar a gusanos, pueden medir desde pocos milímetros hasta más de un metro, suelen poseer estructuras para adherirse a tejidos y se mantienen dentro del hospedador por medio de contracciones, pueden llevar a cabo tanto ciclos directos como indirectos. Presentan ciclos de vida directos e indirectos, incluyen etapas de huevo y cuatro fases larvales distintas.

1.4.1.1 *Strongyloides.*

Organismos con la habilidad de generar generaciones de gusanos que pueden vivir de manera independiente o convertirse en parásitos. Se localizan en el intestino delgado en etapa adulta; sangre, piel, pulmones y otros órganos en etapas inmaduras transitorias. En cuanto a su tamaño y forma son delgados con extremo posterior afilado, fase larvaria entre 500 a 600 micras, tamaño de huevo varía entre 25-50 micras. Su ciclo de vida suele ser más complejo que el de la mayoría de los nematodos, con su potencial de autoinfección y multiplicación dentro del huésped, las larvas rabditoides son expulsadas a través de las heces, de las cuales pueden experimentar dos transformaciones y convertirse en larvas filariformes (infecciosas), viajando a través de la piel, torrente sanguíneo o pulmones hasta convertirse en adultas y reproducirse. Las enfermedades que provoca el parásito corresponden a problemas cutáneos y dermatológicos como erupciones e inflamaciones; alteraciones al sistema linfático, la presencia de sangre u mucosidad en heces. Para su diagnóstico y control se requiere exámenes coproparasitarios repetidos para identificar el parásito. Se recomienda evitar el hacinamiento en criaderos o jaulas.

1.4.1.2 *Ancylostoma tubaeforme.*

El parásito posee la capacidad de localizarse en las paredes del intestino delgado, debido a que poseen estructuras en formas de ganchos en su cabeza para adherirse al tejido, alimentándose así también de fluidos sanguíneos. Este parásito puede encontrarse en felinos a una temprana edad. Poseen una longitud aproximada entre 8 a 20mm, siendo incluso, las hembras más largas que los machos. Las hembras presentan una terminación puntiaguda en su cuerpo, mientras que los machos presentan lóbulos que tienen una funcionalidad en su proceso reproductivo. En cuanto a su ciclo de vida las formas adultas de este parásito residen en el tracto digestivo, posterior a esto empieza la excreción de

huevos en las heces, pero estas no presentan una infección instantánea, requieren un proceso de incubación y dos mudas para convertirse en agentes infectantes, estas logran alcanzar su desarrollo a lo largo de un lapso de 4 a 7 días, para completar posteriormente una maduración completa que requiere aproximadamente 18 meses. Su presencia puede generar úlceras, anemia, diarrea, deterioro corporal, pérdida de peso, dermatitis, disminución en niveles de hemoglobina. Para el cuidado del animal suelen utilizarse métodos como el etanol al 70/ durante 10 minuto o yodo de 50 a 60ppm a temperaturas entre 15 y 30°C, con fármacos o medicamentos se incluyen a Mebendazol, Albendazol, Nitazoxadina y Embonato de Pirantel.

1.4.1.3 *Trichuris sp.*

Se localizan en el intestino delgado, en la región del ciego y colon. Los machos pueden obtener una longitud de 21,5mm, por otra parte, las hembras alcanzan a medir entre 17 a 35mm, estos parásitos se les asocia una forma de látigo y posee un filamento para adherirse. Corresponden a un ciclo directo, es decir, se desarrollan por completo dentro de un solo huésped. Los huevos se liberan al ambiente, estos pueden sobrevivir por varios años, la infección ocurre al momento en que el huésped ingiere huevos embrionados, en su tercer estado larvario eclosionan y estos penetraran la mucosa del intestino delgado, permaneciendo durante un lapso de siete a diez días en el intestino, para posteriormente migrar hacia el ciego donde alcanzaran su estado adulto. Entre las principales enfermedades están la inflamación intestinal con presencia de sangrado, de acuerdo con (López, Cañar & Lojano, 2018) los animales adultos carecen de una inmunidad a la infestación de *Trichuris sp*., lo que los hacen susceptibles a contraer reinfecciones, puede generar diarrea con presencia de sangre, pérdida de peso y anemia, disminución de proteínas en la sangre. Para su control se necesita desinfección del hábitat y un plan de desparasitación de antihelmínticos específicos.

1.4.2 Platelmintos.

Estos gusanos planos pueden encontrarse en ambientes acuáticos tanto salados como dulces, así como lugares húmedos.

1.4.2.1 *Spirometra mansonoides.*

Se localizan en el iIntestino delgado, en cuanto a su forma **c**ada proglótide presenta un útero en forma de espiral en su centro, posee un escólex con forma bulbosa, los orificios del cirro como de la vagina convergen en un seno común. La eclosión de los huevos ocurre cuando se exponen a luz directa, al ser ingerido por un huésped, este migra a músculos o tejidos conectivos y se transforma en la etapa plerocercoide. La forma larval definitiva se establece en el tejido subcutáneo.

No suelen presentar signos clínicos, normalmente asintomático. Sin embargo, pueden manifestar masas bajo la piel, enrojecimiento y picazón. El diagnostico se lo realiza por detección visual de huevos en exámenes coprológicos, biopsias, tomografías y resonancias magnéticas. Para su control se recomienda el uso del fármaco Febendazol.

1.4.2.2 Taenia sp.

Se localiza en el intestino delgado. Estos cestodos adoptan la forma de una cinta, alcanzan los 60cm de longitud, su cabeza posee ganchos y ventosas para fijarse en la pared intestinal de su huésped, su escólex presenta una doble hilera de ganchos junto a

cuatro ventosas.Los huevos vuelven a ser infecciosos al ser expulsados en las heces. Al ser ingeridos estos actúan como hospederos intermediarios. Una vez que se defina el huésped definitivo, estos embriones de tenia penetra las paredes intestinales y pueden llegar al torrente sanguíneo. La infección por *Taenia sp*. puede ser asintomática, pero varía de acuerdo con los parásitos presentes, entonces estos pueden generar dolor abdominal, náuseas, diarrea y estreñimiento.

Se los identifican al visualizar segmentos o proglótides en las heces de los animales, se debe considerar la posibilidad de una zoonosis, una transmisión que afectan tanto al ser humano como a animales. Su control debe ser eventualmente para tratar la parasitosis, un plan de satanización del hábitat y control de las heces excretadas.

1.4.2.3 *Mesocestoides sp.*

Se localizan en el intestino delgado. A diferencia de otros cestodos estos carecen de róstelos y ganchos, en su lugar, poseen ventosas ovaladas, su longitud oscilan entre 30 a 250 cm, con una anchura de 3mm. Los huevos ingeridos por el primer huésped intermediario se desarrollan hasta convertirse un cisticercoide. La segunda etapa consiste en transformarse en una larva infecciosa de tercera etapa llamada tetratiridio. Capaz de reproducirse asexualmente.

Las infecciones ocurren con poca gravedad, sin embargo, si existe una gran carga parasitaria estos pueden generar peritonitis parasitaria, acumulación de líquidos en el abdomen, convulsiones y vómitos. Los síntomas clínicos pueden ser inconsistentes y no tan específicos, se necesita de exámenes coprológicos y pruebas serológicas. Para su control se puede implementar el tratamiento de desinfectantes en las instalaciones y uso de medicamentos como el Febendazol y Praziquantel.

1.4.3 Protozoos.

El termino deriva del griego “primer animal o primera célula” haciendo alusión de que son organismos unicelulares que residen ambientes acuáticos y en el suelo. Existen alrededor de 20 000 especies de protozoos, pueden ser de vida independiente o parasitarios, con capacidad de reproducción tanto sexual como asexual.

1.4.3.1 *Cystoisospora felis*

Se desarrollo tiene lugar en el intestino delgado. En cuanto a su tamaño y forma son ooquistes ovalados, poseen doble pared delgada y lisa. Dimensiones de 38 a 51 micras por 27 a 39 micrómetros. Estos ooquistes son excretados hacia las heces, para que estos se vuelvan a adoptar un carácter infeccioso requiere que se transcurra 3 semanas en el entorno. El medio en como ocurre la infección es debido a la ingesta de ooquistes esporulados los cuales están encapsulados, estos después de 6 a 10 días se liberan y completan su desarrollo. Su infesta genera daños a la célula de la mucosa intestinal, anorexia, excreciones anormales con textura acuosa u blandas, deshidratación vómitos e incluso puede causar la muerte del animal. Para controlar sus infecciones se necesita de una gran limpieza diaria en las áreas donde habita el animal, evitar el hacinamiento y considerar tratamientos preventivos con medicamentos.

1.4.3.2 *Entoamobea histolytica.*

Su desarrollo ocurre en el intestino delgado. Presentan dos formas, una invasiva ameboide en estado vegetativo y otra en forma de resistencia e infectante llamada quiste.

Los quistes son esféricos u ovalados que comprenden entre 10 a 15 micras, dividiéndose mediante mitosis. Su ciclo de vida comienza cuando un hospedador ingiere alimentos o líquidos contaminados con los quites de este protozoo, son capaces de resistir el pH del ácido estomacal, estos se transforman en trofozoítos para habitar los intestinos y trasladarse al colon y adherirse en estos. En algunos casos invaden vasos sanguíneos y llegar al hígado, cerebro y pulmones. No suelen mostrarse síntomas clínicos, sin embargo, estos pueden generar un gran riesgo, como la formación de abscesos hepáticos, enfermedades pleuropulmonares, peritonitis, pericarditis, y abscesos cerebrales. Las medidas de control se orientan en el saneamiento ambiental y atención individual del animal. Se recomienda mantenerlos en cuarentena y administrar tratamientos con fármacos respectivos.

1.5 Proceso de tratamiento u método antiparasitaria aplicados a félidos en cautiverio.

El tratamiento antiparasitario en félidos en cautiverio es una parte esencial del cuidado de su salud y bienestar. Para garantizar la eficacia y la seguridad de este proceso, se deben seguir protocolos y métodos específicos. A continuación, se describen recomendaciones generales, métodos comunes y un posible protocolo para el tratamiento antiparasitario en felinos en cautiverio:

Recomendaciones Generales:

1. Evaluación Veterinaria Inicial: Antes de iniciar cualquier tratamiento, es fundamental realizar una evaluación veterinaria completa de cada felino en cautiverio. Esto incluye un examen físico, pruebas diagnósticas y análisis de heces para identificar los parásitos presentes y su carga.

2. Personalización del Tratamiento: Cada felino puede tener necesidades y sensibilidades individuales. El tratamiento debe ser adaptado a la especie, edad, peso y estado de salud de cada animal.

3. Prevención Continua: Establecer un programa regular de prevención antiparasitaria es esencial para minimizar el riesgo de infestaciones. Esto puede incluir medidas de manejo sanitario y el uso periódico de antiparasitarios.

4. Higiene y Manejo Ambiental: Mantener instalaciones limpias y bien desinfectadas es crucial para reducir la exposición a parásitos. La eliminación adecuada de heces y la limpieza regular de áreas de alojamiento son aspectos importantes.

Métodos Comunes de Tratamiento:

1. Antihelmínticos: Los antiparasitarios orales, como los comprimidos o pastas antihelmínticas, son utilizados para tratar y prevenir infestaciones de lombrices y otros gusanos intestinales. Estos se administran según la dosis y frecuencia recomendadas por el veterinario.

2. Antiprotozoarios: En caso de infecciones por protozoos, como coccidios o Giardia, se pueden administrar medicamentos específicos según la recomendación veterinaria.

Tabla 4. Clasificación taxonómica de parásitos encontrados en *Leopardus pardalis en Sudamérica de acuerdo a la información del inciso*

Filo	Clase	Orden	Familia	Género	Especie
Nematoda	Secementea	Strongdylida	Ancylostomatidae	*Ancylostoma*	sp *tubaeforme* (Zeder, 1800)
		Rhabditida	Strongyloididae	*Strongyloides*	sp
	Chromadorea	Ascaridida	Toxacaridae	*Toxacara*	sp *cati* (Zeder, 1800)
		Rhabditida	Molineidae	*Molineus*	spp
	Adenophorea	Trichurida	Trichuridae	*Trichuris*	sp
Metamonada	Fomicata	Diplomonadida	Giardiidea	*Giardia*	sp
Platyhelminthes	Cestoda	Dyphyllobothriidea	Diphyllobothriidae	*Spirometra*	*mansonoides* (Mueller, 1935)
Miozoa	Conoidasida	Cyclophyllidea	Taeniidae	*Taenia*	sp
		Eucoccidiorida	Mesocestoididae	*Mesocestoides*	
			Sarcocystidae	*Toxoplasma*	*gondii* (Nicolle & Manceaux, 1908)
			Eimeriidae	*Cyclospora*	sp
			Cryptosporidiidae	*Cryptosporidium*	sp
			Eimeriidae	*Isospora*	sp
		Conoidasida	Sarcocystidae	*Cystoisospora*	*felis* (Wenyon, 1923)
			Coccidiasina	*Coccidia*	sp