

**UNIVERSIDAD CATÓLICA
DE SANTIAGO DE GUAYAQUIL
FACULTAD DE EDUCACIÓN TÉCNICA PARA EL DESARROLLO
CARRERA DE MEDICINA VETERINARIA**

TEMA:

Prevalencia de toxoplasma gondii en felinos silvestres de centros de acogida en la provincia del Guayas.

AUTORA:

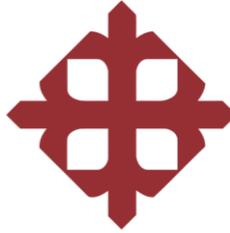
Urquizo Goitia, Gabriela Andrea

Trabajo de Integración Curricular previo a la obtención del título de Médica Veterinaria

TUTOR

Dr. Echeverría Alcívar, José Alberto MSc.

**Guayaquil, Ecuador
19 de febrero del 2025**



**UNIVERSIDAD CATÓLICA
DE SANTIAGO DE GUAYAQUIL
FACULTAD DE EDUCACIÓN TÉCNICA PARA EL DESARROLLO
CARRERA DE MEDICINA VETERINARIA**

CERTIFICACIÓN

Certificamos que el presente **Trabajo de Integración Curricular**, fue realizado en su totalidad por **Urquizo Goitia, Gabriela Andrea**, como requerimiento para la obtención del título de **Médica Veterinaria**.

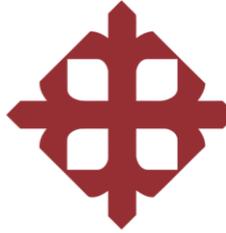
TUTOR

Dr. Echeverría Alcívar, José Alberto MSc.

DIRECTORA DE LA CARRERA

Dra. Álvarez Castro, Fátima Patricia MSc.

Guayaquil, a los 19 del mes de febrero del año 2025



**UNIVERSIDAD CATÓLICA
DE SANTIAGO DE GUAYAQUIL
FACULTAD DE EDUCACIÓN TÉCNICA PARA EL DESARROLLO
CARRERA DE MEDICINA VETERINARIA
DECLARACIÓN DE RESPONSABILIDAD**

Yo, Urquizo Goitia, Gabriela Andrea

DECLARO QUE:

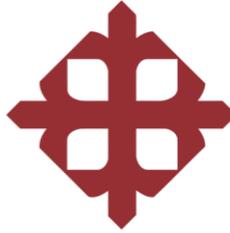
El Trabajo de Integración Curricular, Prevalencia de toxoplasma gondii en felinos silvestres de centros de acogida en la provincia del Guayas previo a la obtención del título de **Médica Veterinaria** ha sido desarrollado respetando derechos intelectuales de terceros conforme las citas que constan en el documento, cuyas fuentes se incorporan en las referencias o bibliografías. Consecuentemente este trabajo es de mi total autoría.

En virtud de esta declaración, me responsabilizo del contenido, veracidad y alcance del Trabajo de Integración Curricular referido.

Guayaquil, a los 19 del mes de febrero del año 2025

LA AUTORA

Urquizo Goitia, Gabriela Andrea



**UNIVERSIDAD CATÓLICA
DE SANTIAGO DE GUAYAQUIL
FACULTAD DE EDUCACIÓN TÉCNICA PARA EL DESARROLLO
CARRERA DE MEDICINA VETERINARIA**

AUTORIZACIÓN

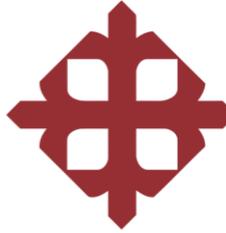
Yo, Urquizo Goitia, Gabriela Andrea

Autorizo a la Universidad Católica de Santiago de Guayaquil a la **publicación** en la biblioteca de la institución el **Trabajo de Integración Curricular, Prevalencia de toxoplasma gondii en felinos silvestres de centros de acogida en la provincia del Guayas**, cuyo contenido, ideas y criterios son de mi exclusiva responsabilidad y total autoría.

Guayaquil, a los 19 del mes de febrero del año 2025

LA AUTORA

Urquizo Goitia, Gabriela Andrea



**UNIVERSIDAD CATÓLICA
DE SANTIAGO DE GUAYAQUIL
FACULTAD DE EDUCACIÓN TÉCNICA PARA EL DESARROLLO
CARRERA DE MEDICINA VETERINARIA**

CERTIFICADO COMPILATIO

La Dirección de la Carrera de Medicina Veterinaria revisó el Trabajo de Integración Curricular, **Prevalencia de toxoplasma gondii en felinos silvestres de centros de acogida en la provincia del Guayas**, presentado por el estudiante **Urquizo Goitia, Gabriela Andrea**, donde obtuvo del programa COMPILATIO, el valor de 0 % de coincidencias, considerando ser aprobada por esta dirección.

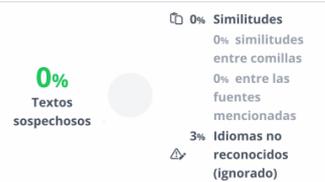
Fuente: COMPILATIO-Usuario jose.echeverria05@cu.ucsg.edu.ec, 2025

ID del documento: e99faee3d9501e524cc43f7423f7e6705486b79f



CERTIFICADO DE ANÁLISIS
magister

Prevalencia de Toxoplasma gondii en felinos silvestres de centros de acogida en la provincia del Guayas



Nombre del documento: Prevalencia de Toxoplasma gondii en felinos silvestres de centros de acogida en la provincia del Guayas.docx
ID del documento: e99faee3d9501e524cc43f7423f7e6705486b79f
Tamaño del documento original: 77,96 kB
Autores: []

Depositante: José Alberto Echeverría Alcívar
Fecha de depósito: 17/2/2025
Tipo de carga: interface
fecha de fin de análisis: 17/2/2025

Número de palabras: 19.601
Número de caracteres: 124.590

**Dr. Echeverría Alcívar, José Alberto MSc.
TUTOR**

AGRADECIMIENTO

Al finalizar el Trabajo de Integración Curricular, recuerdo y agradezco los años transcurridos. Cada uno de los profesores y doctores que fueron parte de este proceso, los que me guiaron y acompañaron a lo largo de esta carrera universitaria.

Primero que todo quiero expresar mi agradecimiento a mis padres. A mi mamá que siempre busco la manera de apoyarme durante estos últimos cuatro años y a mi papá que me siempre me ayudó a llegar a mis prácticas sin importar la distancia. Quiero agradecer a los doctores que me ayudaron durante este proceso de titulación en especial, a la Dra. Yanina León y al Dr. Alberto Echeverría quienes hicieron esta investigación posible.

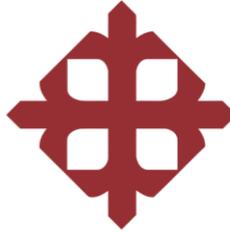
Un agradecimiento especial al Dr. Pablo Triviño, quien me motivó a seguir esta carrera y me brindó su apoyo incondicional, mediante sus retadas y felicitaciones, así como agradezco a mis amigos los cuales conocí durante el transcurso de la carrera, quienes siempre estuvieron presentes.

Finalmente, agradezco a ambos centros por abrirme sus puertas y facilitar la recolección de muestras. A las doctoras encargadas de cada centro, por su colaboración y conocimientos, además de los zoocuidadores que hicieron la recolección de muestras y manejo de los animales posible.

DEDICATORIA

Dedico este trabajo a mi madre, quien siempre veló por mí y mi educación, se emocionó con mis logros y estuvo presente para escuchar las anécdotas que forjaron esta hermosa carrera. A mi padre, quien, sin importar la distancia, encontró la manera de acompañarme en mis prácticas, ya fueran laborales o independientes, siempre con una sonrisa.

Agradezco a mis abuelos, quienes me ayudaron a crecer como persona y a seguir mis pasiones. En especial, al Dr. Jorge Urquiza Barzallo, cuya pasión por las enfermedades zoonóticas y su dedicación a sus pacientes y familia inspiraron este tema de investigación.

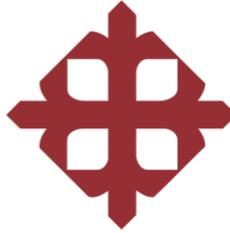


**UNIVERSIDAD CATÓLICA
DE SANTIAGO DE GUAYAQUIL
FACULTAD DE EDUCACIÓN TÉCNICA PARA EL DESARROLLO
CARRERA DE MEDICINA VETERINARIA
TRIBUNAL DE SUSTENTACIÓN**

Dr. Echeverría Alcívar, José Alberto MSc.
TUTOR

Dra. Álvarez Castro, Fátima Patricia MSc.
DIRECTORA DE LA CARRERA

Dra. Carvajal Capa, Melissa Joseth MSc.
COORDINADORA DE UTE



**UNIVERSIDAD CATÓLICA
DE SANTIAGO DE GUAYAQUIL
FACULTAD DE EDUCACIÓN TÉCNICA PARA EL DESARROLLO
CARRERA DE MEDICINA VETERINARIA
CALIFICACIÓN**

Dr. Echeverría Alcívar, José Alberto MSc.

TUTOR

ÍNDICE GENERAL

1 INTRODUCCIÓN	2
1.1 Objetivos	3
1.1.1 Objetivo general.....	3
1.1.2 Objetivos específicos.....	3
2.1 Hipótesis de Investigación.....	3
2 MARCO TEÓRICO	4
2.1 Subfamilia: Felinae	4
2.1.1 Género: <i>Leopardus</i>	4
2.1.2 Género: <i>Herpailurus</i>	20
2.1.3 Género: <i>Puma</i>	23
2.1.4 Género: <i>Phantera</i>	28
2.2 Tipos de centros de tenencia de fauna silvestre.....	31
2.2.1 Zoológico.....	32
2.2.2 Centros de rescate.....	32
2.3 Enfermedades zoonóticas transmitidas por felinos.....	33
2.3.1 Toxoplasmosis.....	33
2.4 Parásitos en felinos silvestres.....	55
2.4.1 <i>Toxocara cati</i>	55
2.4.2 <i>Ancylostoma</i> spp.....	56
3 MARCO METODOLÓGICO	57
3.1 Ubicación de la investigación.....	57
3.1.1 Características climáticas.....	57
3.2 Materiales	57
3.3 Tipo de estudio	58
3.4 Población y muestra de estudio.....	58
3.5 Análisis estadístico	59
3.6.1 Manejo del ensayo	59
3.7 Método de abordaje	59
3.7.1 Recopilación de información de la muestra.....	60
3.7.2 Toma de muestras.....	60
3.8 Variables en estudio	61
3.8.1 Variable dependiente.....	61
3.8.2 Variables independientes.....	61

4 RESULTADOS	64
4.1 Características generales de la población en estudio.....	64
4.2 Resultados de pruebas diagnósticas para determinar presencia de <i>Toxoplasma gondii</i>	65
4.2.1 Hallazgos de análisis coproparasitario.	65
4.2.2 Resultados de las posibles variables de riesgo.	67
4.2.3 Análisis coprológico.....	73
4.2.4 Correlación de resultados de análisis coproparasitario con las variables de riesgo.	76
5 DISCUSIÓN.....	80
6 CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES	81
6.1 Conclusiones.....	81
6.2 Recomendaciones.....	81
REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	82

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1 Taxonomía de <i>Toxoplasma gondii</i>	35
Tabla 2 Taxonomía de <i>Toxocara cati</i>	56
Tabla 3 Características de sujeto de estudio de acuerdo a la especie	64
Tabla 4 Resultados de exámenes diagnósticos en relación a la presencia ausencia de <i>Toxoplasma gondii</i>	65
Tabla 5 Fuentes de agua de bebida	71
Tabla 6 Correlación entre variables de riesgo y presencia de nematodos en ambos muestreos	76

ÍNDICE DE FIGURA

Figura 1 Ciclo de vida de <i>Toxoplasma gondii</i>	39
Figura 2 Ubicación geográfica en las que se realizó el estudio.....	57
Figura 3 Hallazgos de nematodos en análisis coprológico	66
Figura 4 Nematodos hallados en análisis coproparasitarios.	66
Figura 5 Cohabitación con la misma especie.....	67
Figura 6 Cercanía con otras especies.....	68
Figura 7 Total de animales desparasitados y no desparasitados.....	69
Figura 8 Alimentación suministrada	70
Figura 9 Procedencia de proteínas de las dietas de los felinos silvestres. .	71
Figura 10 Frecuencia de limpieza en cada uno de los centros	72
Figura 11 Uso de materiales de bioseguridad al momento de la limpieza ..	73
Figura 12 Presencia de nematodos encontrados en el primer muestreo	74
Figura 13 Presencia de los nematodos encontrados en el segundo muestreo	75

RESUMEN

Hoy en día la preocupación y curiosidad por la fauna silvestre ha ido incrementado, los felinos son animales salvajes muy diversos en nuestro territorio, aunque estos cada vez se pueden avistar menos, el trabajo de investigación realizado se basó en el conocimiento previamente adquirido del *Toxoplasma gondii* en gatos domésticos y el hecho de que estos son conocidos por ser hospederos definitivos. Existen pocos estudios sobre parásitos en felinos silvestres, la presencia de *Toxoplasma gondii* en felinos silvestres no es desconocida, aunque los estudios realizados han sido conformados mediante técnicas de PCR en sangre, la razón de este estudio es poder comprobar la efectividad de los análisis de PCR en heces frescas, además de exámenes coproparasitarios necesarios para determinar la presencia de este protozoo mediante un método menos invasivo y sin estrés para los felinos descritos en el estudio. En este estudio se analizaron en total 10 felinos silvestres de la subfamilia Felinae, dos *Herpailurus yagoroundi* y ocho *Leopardus pardalis*. Se realizaron dos muestreos con un intervalo de 12 a 15 días entre cada recolección siendo el primer muestreo mediante un análisis de PCR y coprológico, y el segundo muestreo solo un análisis coproparasitario. Los resultados de las pruebas realizadas no indicaron presencia de *Toxoplasma gondii*, aunque si una alta prevalencia de parásitos gastrointestinales, más específicamente nematodos.

Palabras Clave: *Toxoplasma gondii*, Felinos, PCR, Parásitos, coproparasitario, Heces.

ABSTRACT

Today, concern and curiosity about wildlife have been increasing. Felines are very diverse wild animals in our territory, although they are becoming less and less common to sight. The research carried out was based on the previously acquired knowledge of *Toxoplasma gondii* in domestic cats and the fact that they are known to be definitive hosts. There are few studies on parasites in wild felines. While the presence of *Toxoplasma gondii* in wild felines is not unknown, previous studies have relied on PCR analysis of blood samples. This study aims to assess the effectiveness of PCR analysis on fresh fecal samples, in addition to standard coproparasitological examinations, to determine the presence of this protozoan using a less invasive and less stressful method for the wild felines studied. A total of 10 wild felines from the subfamily Felinae were analyzed in this study: two *Herpailurus yagouaroundi* and eight *Leopardus pardalis*. Two sampling events were conducted with an interval of 12 to 15 days between each collection. The first sampling involved a PCR and coprological analysis, while the second sampling consisted solely of a coproparasitological examination. The results of the tests performed did not indicate the presence of *Toxoplasma gondii*, although they did reveal a high prevalence of gastrointestinal parasites, more specifically nematodes.

Key words: *Toxoplasma gondii*, *felines*, *PCR*, *parasites*, *coproparasitological*, *feces*, *fecal análisis*

1 INTRODUCCIÓN

El aumento de centros de rescate y santuarios para animales de la vida silvestre en Ecuador evidencia la creciente preocupación por la conservación de la fauna nativa en nuestro país. Esto refleja un mayor interés en la protección de la biodiversidad, tanto en su hábitat natural como en entornos controlados. Se conoce que Ecuador es considerado uno de los países con mayor biodiversidad en el mundo, gracias a la variedad de climas en un territorio considerablemente pequeño.

Recientemente, se ha notado un aumento en la cantidad de felinos silvestres que ingresan a centros de rescate. Es fundamental tener en cuenta que los animales silvestres pueden ser tanto portadores como reservorios de enfermedades las cuales pueden llegar a ser zoonóticas como la toxoplasmosis. Por lo tanto, es indispensable que el personal que trabaja en contacto directo con estos animales siga los debidos protocolos de bioseguridad para prevenir la propagación de este tipo de enfermedades.

El *Toxoplasma gondii* es un parásito protozoario el cual se encuentra en varias partes del mundo, siendo los felinos sus hospedadores definitivos. Estos parásitos se diseminan al medio ambiente a través de las heces de los felinos, donde se encuentran en forma de ooquistes. La gestión adecuada de los felinos en cautiverio es esencial para prevenir la propagación de este parásito y proteger la salud tanto de los animales como del personal encargado de su manejo.

Este trabajo se enfocó en la determinación de la presencia de los agentes infecciosos causantes de la toxoplasmosis empleando la técnica de Reacción en Cadena de la Polimerasa (PCR) y la Transcripción Reversa (RT-PCR), respectivamente en la subfamilia *Felinae* lo cual engloba diferentes géneros y especies de felinos como lo son *Leopardus colocollo*, *Leopardus tigrinus*, *Leopardus pardalis*, *Leopardus wiedii*, *Herpailurus yagoroundi*, *Puma concolor* y *Phanthera onca*.

Por lo expuesto, los objetivos planteados para el desarrollo del Trabajo de Integración Curricular fueron:

1.1 Objetivos

1.1.1 Objetivo general.

Determinar la prevalencia de *Toxoplasma gondii* en felinos silvestres de la subfamilia Felinae de centros de acogida regulados por el MAATE en la provincia del Guayas

1.1.2 Objetivos específicos.

- Analizar la presencia de *Toxoplasma gondii* en los felinos de estudio mediante prueba de PCR-RT en muestras fecales.
- Comparar la presencia de ooquistes en muestras fecales con los resultados de la prueba de PCR en el diagnóstico de *Toxoplasma gondii*.
- Identificar los factores de riesgo que influyan en la presencia de *Toxoplasma gondii*.

2.1 Hipótesis de Investigación

¿Existe relación entre la presencia de anticuerpos de *Toxoplasma gondii* y los diferentes factores de riesgo?

2 MARCO TEÓRICO

2.1 Subfamilia: Felinae

Los felinos, que incluyen a los mamíferos que se asemejan a los gatos, muestran una variabilidad en tamaño. Tienen cuerpos alargados y delgados, patas moderadamente largas y delgadas, con cinco dedos en las patas delanteras (siendo el primero muy pequeño y no tocando el suelo) y cuatro en las traseras. Sus garras son curvas y pueden retraerse, y caminan apoyando solo los dedos (digitígrados). Sus ojos tienen pupilas verticales, y sus lenguas tienen papilas que les otorgan una textura áspera (Tirira, 2017).

La mayoría de las especies tienen un pelaje con manchas negras sobre un fondo amarillo. Los felinos son auténticos carnívoros. Dependiendo de su tamaño, se deleitan con una amplia variedad de presas, mostrando predilección por otros mamíferos y aves, aunque también disfrutan de peces y reptiles en su dieta. Aunque son criaturas nocturnas por excelencia, también se dejan ver en las primeras luces del día y al atardecer (Tirira, 2017).

Son expertos en el arte de trepar y algunas especies se desenvuelven con gracia en el agua. Mayormente prefieren la soledad y defienden con firmeza su territorio. Esta familia de felinos se encuentra distribuida por todo el mundo. En Ecuador, se han registrado cuatro géneros y siete especies nativas (Sunquist, M. & Sunquist, F, 2009).

2.1.1 Género: *Leopardus*.

Dentro del grupo *Leopardus*, se encuentran nueve especies, de las cuales cuatro tienen presencia en Ecuador (Tirira, 2017).

2.1.1.1 Especie: *Leopardus colocolo*.

Nombre común, nombres locales y subespecies.

Es llamado también como gato de las pampas norteño, gato pajero, andino, del pajonal, montés o de agua; gatillo; kita misu. En el pasado, esta

especie ha sido mencionada en la fauna ecuatoriana con los nombres de *Oncifelis colocolo*, *Leopardus pajeros*, *Leopardus garleppi* y *Lynchailurus pajeros* (Vallejo & Boada, 2022).

Medidas.

Tiene una longitud de cabeza-cuerpo (CC) de 423-790 mm, longitud de cola (LC) 230-330 mm, Largo de la pata posterior (LP) 120-130 mm, largo de la oreja (LO) 45-53 mm y un peso aproximado entre 1.7-3.7 kg (Tirira, 2017).

Identificación.

Este felino, de tamaño pequeño, presenta un pelaje denso y de longitud media, especialmente en la zona central de la espalda. Su color varía entre amarillo pálido y grisáceo, con manchas oscuras difusas en el dorso y los flancos. Su vientre es más claro, con marcas alargadas. La cabeza es pequeña y algo más oscura, mientras que la cola, cubierta de pelo, toca el suelo cuando está erguido (Aznaran et al., 2021).

Las piernas muestran manchas alargadas que podrían parecer franjas vagamente definidas. Otras especies que se asemejan son *Leopardus tigrinus*, que tiene un pelaje de un tono amarillo pardo intenso con manchas claramente marcadas en su cuerpo (Tirira, 2017).

Historia natural.

Este felino es de hábitos nocturnos, terrestres y prefiere la soledad. Se nutre principalmente de pequeños mamíferos, especialmente roedores y aves. Tiene habilidades para trepar fácilmente por rocas, pendientes y árboles. Para resguardarse, busca refugio en huecos de árboles, en la densa vegetación, en cuevas o grietas en el suelo. Suele tener un área de vida relativamente pequeña, que se estima en 3.8 km. La hembra da a luz una vez al año, con camadas que varían de una a tres crías (Tirira, 2017).

Distribución y hábitat.

Este felino se encuentra en las regiones montañosas y en las laderas de los Andes, habitando en una amplia variedad de altitudes que van desde los 1 570 hasta los 4 000 metros sobre el nivel del mar. Su hogar se extiende desde bosques subtropicales hasta páramos, y tiene la capacidad de adaptarse tanto a entornos naturales primarios como a aquellos modificados por la actividad humana. Suele mostrar una inclinación por áreas abiertas, como los pajonales (Sunquist, M. & Sunquist, F., 2009).

La mayoría de los avistamientos registrados provienen del norte del país, aunque también se han documentado encuentros en lugares como el Bosque Protector Jorupe, cerca de Macará, y La Ceiba, cerca de Zapotillo, en la provincia de Loja, donde habita en bosques secos tropicales de la Costa, así como en Cotopaxi (Vallejo & Boada, 2022).

Además de Ecuador, se encuentra presente en países vecinos como Colombia, Perú, Bolivia, Chile y Argentina. Su distribución extraterritorial se extiende incluso hasta Paraguay, Uruguay y Brasil (Sunquist, M. & Sunquist, F., 2009).

La mayor parte de los avistamientos reportados se originan en el norte del país, pero también se han documentado encuentros en lugares como el Bosque protector Jorupe, cerca de Macará, y La Ceiba, cerca de Zapotillo, en la provincia de Loja. Allí, habita en bosques secos tropicales de la Costa, y también se le ha visto en Cotopaxi (Vallejo & Boada, 2022).

Además de Ecuador, este felino se encuentra en países vecinos como Colombia, Perú, Bolivia, Chile y Argentina. Incluso se han registrado avistamientos fuera de su territorio, llegando hasta Paraguay, Uruguay y Brasil (Tirira, 2017).

Situación actual.

El gato de las pampas es una especie que causa preocupación en Ecuador, siendo clasificado como Vulnerable según la Lista Roja nacional y como Casi Amenazado por la UICN, además de estar incluido en el Apéndice II de CITES (Vallejo & Boada, 2022).

Es considerado uno de los felinos menos estudiados en el país debido a su rareza y a lo difícil que resulta avistarlo en su hábitat natural. La degradación y fragmentación de su entorno representan amenazas importantes para sus poblaciones, y esto se agrava por la ocasional caza de ejemplares. Aunque se ha detectado su presencia en algunas zonas protegidas de los Andes ecuatorianos, la intervención humana en estos ecosistemas, está causando daños a su hogar (Tirira, 2011).

Estas presiones han llevado a que su estado de conservación sea considerado como Vulnerable en Ecuador. Se calcula que su área de distribución es de menor a 20 000 km², además de esta encontrarse muy fragmentada. Se estima que la población adulta es inferior a 10 000 individuos, sin que ninguna subpoblación tenga más de 1 000 individuos adultos (Tirira, 2011).

Áreas protegidas.

Esta especie se encuentra en diversas áreas protegidas, como el Parque Nacional Cajas, la Reserva Ecológica Antisana, la Reserva Ecológica Cotacachi-Cayapas, la Reserva Ecológica El Ángel y el Bosque Protector Jorupe, que contribuyen a su conservación (Tirira, 2017).

Amenazas.

La devastación de vastas áreas que son su hogar, principalmente causada por el avance de la civilización, la necesidad de encontrar nuevas tierras para prácticas agropecuarias, así como la plantación de bosques no

nativos, ha reducido considerablemente el espacio vital de esta especie. Esto ha resultado en la fragmentación y aislamiento de sus poblaciones (Tirira, 2011).

Esta especie es amenazada por la caza esporádica mayormente por los ataques hacia animales domésticos, principalmente aves de corral. La caza con fines comerciales no representa un peligro actual hacia la especie. Aunque se conoce que puede llegar a ser capturado para su utilización en objetos ornamentales más que todo la piel y diferentes estructuras óseas (Sunquist, M. & Sunquist, F., 2002).

Medidas de conservación tomadas.

El gato de las pampas está amparado por las leyes ecuatorianas, como se registra en los documentos oficiales No. 679, del 8 de octubre de 2002, y No. 6, del 23 de enero de 2003. Estas leyes prohíben de manera indefinida la captura, caza, comercio y transporte de especímenes vivos, partes corporales y productos derivados de esta especie. Además, fue incluido en la primera edición del Libro Rojo de los mamíferos del Ecuador bajo la misma categoría (evaluado como *Oncifelis colocolo*) (Tirira, 2001).

Además, esta especie habita en algunas zonas del Sistema Nacional de Áreas Protegidas y en varios bosques protegidos, tanto públicos como privados, que en conjunto ayudan a conservar su hábitat. Sin embargo, aún no se sabe cuán efectivas son estas áreas para proteger a la especie (Tirira, 2011).

A nivel internacional, en 2008, la UICN la catalogó como una especie Casi Amenazada, lo que significa que podría llegar a clasificarse en una de las categorías de amenaza en un futuro si no se llegan a aplicar medidas preventivas. La UICN estableció el grupo de especialistas en felinos para comenzar y coordinar esfuerzos de conservación para esta y otras especies. Además, en 2010, la CITES la incluyó en el Apéndice II (Tirira, 2011).

2.1.1.2 Especie: *Leopardus tigrinus*.

Nombre común, nombre locales y subespecies.

El nombre común es Tigrina norteña, además también es conocido como northern tigrina, tigrillo, tigrillo chico, tigricho, oncilla, gato de agua; uchilla puma, es monotípica es decir no posee subespecies (Vallejo & Carrión, 2022a).

Medidas.

Tiene una longitud de cabeza-cuerpo (CC) de 452-648 mm, longitud de cola (LC) 255-330 mm, largo de la pata posterior (LP) 94-145 mm, largo de la oreja (LO) 39-50 mm y un peso aproximado entre 1.5-3 kg (Tirira, 2017).

Identificación.

Este felino es de tamaño pequeño, siendo el más pequeño entre los gatos manchados, y se asemeja en la forma y tamaño de un gato doméstico. Las manchas visibles en su cuerpo son más pequeñas y están más concentradas, sin seguir un patrón de distribución fijo, a veces adoptan la forma de rosetas. Los pelos de la nuca están dirigidos hacia la cola, y su pelaje puede ser suave o áspero. Su hocico no es abultado en la base de las vibrisas (Tirira, 2017).

Tiene una cola corta que alcanza aproximadamente el 50 % o un poco más de la longitud de la cabeza y el cuerpo juntos, y sus patas son pequeñas. En cuanto a su dentadura, tiene la fórmula dental I 3/3, C 1/1, P 3/2, M 1/1, lo que suma un total de 30 dientes (Sunquist, M. & Sunquist, F., 2009).

Otros felinos similares incluyen al ocelote (*L. pardalis*), que es de mayor tamaño y tiene una cola más corta en comparación con las patas traseras; el margay (*L. wiedii*), que suele ser más grande; ambas especies presentan los pelos de la nuca dirigidos hacia la corona. Por otro lado, el gato de las pampas (*L. colocolo*) tiene un cuerpo con manchas poco

definidas, una coloración más clara y un pelaje típicamente más largo (Tirira, 2017).

Historia natural.

Este animal es principalmente nocturno y terrestre, aunque también tiene gran destreza para trepar. Prefiere vivir en solitario y su dieta se compone de pequeños mamíferos y aves (Sunquist, M. & Sunquist, F., 2009). Busca refugio en cavidades de árboles o pequeñas cuevas. Su territorio es relativamente reducido, de aproximadamente 2.9 km². La hembra tiene entre una y tres crías tras una gestación de 55 a 60 días (Do Nascimento & Feijó, 2017), y su población disminuye en áreas donde habita el ocelote (Payan & de Oliveira, 2016).

Distribución y hábitat.

Este animal habita en las regiones costeras y en las laderas de los Andes, ocupando una variedad de entornos que van desde bosques húmedos hasta secos, tropicales, subtropicales, templados y de alta montaña, con altitudes que van desde los 70 hasta los 3 300 metros sobre el nivel del mar. Sin embargo, suele preferir altitudes superiores a los 1 000 metros (Dantas, 2015).

A pesar de tener una distribución amplia, tiende a ser intermitente y localizada, lo que puede hacerlo poco común o incluso ausente en muchas áreas (Oliveira et al., 2008). Su presencia se extiende desde el sur de Costa Rica hasta el noreste de Argentina y el sur de Brasil (Tirira, 2017). En Ecuador, se le encuentra en la Amazonía, la Sierra y la región Litoral (Brito et al., 2018).

En Ecuador, se ha avistado en las provincias de Pichincha, El Oro y Cotopaxi (Vallejo & Carrión, 2022a), aunque su distribución exacta es poco conocida debido a la falta de registros, especialmente en áreas de tierras bajas y en la Amazonía, donde su presencia es incierta por debajo de los 1 000 metros sobre el nivel del mar. Su rango altitudinal principal se estima entre 0 y 3 000 metros, se han registrado avistamientos a altitudes más

altas, como los 3 660 metros en la parte norte del volcán Pichincha (Tirira, 2017).

Estado de conservación.

El tigrillo chico, considerado Vulnerable según la Lista Roja del Ecuador y la UICN, está incluido en el Apéndice I de CITES (Vallejo & Carrión, 2022a). Es una especie poco común que se avista raramente. La principal amenaza que enfrenta proviene de la pérdida de su hábitat, debido a la importante deforestación y fragmentación de los bosques nativos. Aunque se tiene escaso conocimiento sobre esta especie, tanto en Ecuador como en su área de distribución global (Tirira, 2017).

Las comunidades que residen en las estribaciones de la cordillera Occidental y en la región Costa parecen ser las más afectadas, al igual que otras especies de mamíferos en esas áreas. No se puede afirmar con certeza si habita en la baja Amazonía, que antes se consideraba una zona de bosque ininterrumpido que podría asegurar su supervivencia (Tirira, 2001).

El *Leopardus tigrinus* o también conocido como tigrillo chico ha sido catalogado como Vulnerable debido a la progresiva pérdida de su hábitat a lo largo de su ya conocida área de distribución. Esto ha provocado una disminución de alrededor del 30 % en su población en las últimas dos décadas, y por lo cual se espera que dicho impacto continúe en el futuro (Tirira, 2017).

Áreas protegidas.

Esta especie se puede encontrar en áreas naturales protegidas como llegan a ser el Parque Nacional Machalilla, Parque Nacional Sangay, Parque Nacional Sumaco-Napo Galeras, la Reserva Ecológica Cotacachi-Cayapas, Reserva Biológica Cerro Blanco y Reserva Biológica Otonga (Tirira, 2017).

Amenazas.

La deforestación, impulsada principalmente por el desarrollo y la expansión de la ganadería y la agricultura, representa la mayor amenaza para esta especie. La pérdida de bosques naturales, los cuales son hábitat de esta especie conlleva a la fragmentación y aislamiento de las poblaciones, lo que perjudica la supervivencia de esta especie (Tirira, 2011).

Actualmente, la caza con fines comerciales no se percibe como una amenaza significativa, dado que la piel del tigrillo chico no tiene tanto valor como la de otros felinos. Se cree que estos animales, al igual que otros de su especie, pueden ser perseguidos por campesinos que crían aves de corral, debido a los conflictos que surgen cuando los felinos atacan a los gallineros (Tirira, 2011).

Medidas de conservación tomadas.

El tigrillo chico está protegido por la legislación ecuatoriana (según registros oficiales No.679, del 8 de octubre de 2002, y No. 6, del 23 de enero de 2003), por lo cual se estableció la prohibición por tiempo indefinido de la captura, cacería, comercialización y transporte de especímenes vivos y subproductos de esta especie (Tirira, 2001).

Además, la especie se encuentra presente en algunas zonas del Sistema Nacional de Áreas Protegidas, así como en varios bosques protegidos públicos o privados, que en conjunto contribuyen a preservar su hábitat. Sin embargo, se desconoce la eficacia de estas áreas en la conservación de la especie. A nivel internacional, la UICN la clasificó también como una especie Vulnerable en el año 2008 (Tirira, 2011).

2.1.1.3 Especie: *Leopardus pardalis*.

Nombre común, nombres locales y subespecies.

El nombre común es ocelote, pero esta especie también es llamada ocelot, tigrillo, burricón, burricote. Posee varias subespecies las cuales son

Leopardus pardalis aequatorialis (noroccidente y oriente), *Leopardus pardalis pusaeus* (suroccidente) (Vallejo, 2023).

Medidas.

Tiene una longitud de cabeza-cuerpo (CC) de 700-1 000 mm, longitud de cola (LC) 255-410 mm, largo de la pata posterior (LP) 140-170 mm, largo de la oreja (LO) 50-65 mm y un peso aproximado entre 7-15.5 kg en machos y 6.6-11.3 kg en hembras (Tirira, 2017).

Identificación.

El pelaje es de longitud corta y textura suave, a veces un poco áspero; generalmente exhibe un tono que va desde el amarillo parduzco al amarillo más tenue, con manchas negras bien marcadas distribuidas en casi todo el cuerpo. En la parte superior del cuerpo y los costados, algunas de estas manchas pueden formar rosetas o líneas negras longitudinales, revelando un tono marrón claro en el centro. El área del vientre es de color blanco con manchas negras (Tirira, 2017).

Tiene una cabeza fuerte y redondeada, con un hocico ligeramente curvo hacia arriba; los ojos son grandes y las orejas son cortas. En el cuello, se pueden observar franjas negras en la parte superior. El pelaje de la nuca crece en dirección contraria al resto del cuerpo. La cola es peluda y relativamente corta, alcanzando aproximadamente la mitad de la longitud del cuerpo y la cabeza juntos. Su dentadura esta compuesta por tres incisivos, un colmillo, tres premolares y un molar en cada lado (Tirira, 2007).

Otros felinos similares incluyen a los tigrillos chicos (*L. tigrinus* y *L. wiedii*), que son de menor tamaño y tienen la cola proporcionalmente más larga en comparación con sus patas traseras. Por otro lado, el jaguar es de mayor tamaño, con manchas en forma de roseta en su espalda y carece de las líneas distintivas en la espalda y el cuello (Tirira, 2017).

Historia natural.

Se trata de un animal que prefiere la actividad nocturna, aunque ocasionalmente puede estar activo durante las primeras horas de la mañana o al atardecer. Aunque este felino se conoce como principalmente terrestre, tiene notables habilidades para trepar. Su dieta se basa principalmente en proteína animal, con preferencia por pequeños mamíferos como murciélagos, aunque también llega a consumir aves, serpientes y otros animales vertebrados (Blake et al., 2016).

Suele cazar en tierra firme, rara vez trepando árboles para ello, puede llegar a buscar refugio en la altura, aunque suele buscar refugio en lugares como árboles derribados, raíces de árboles de gran tamaño o áreas con vegetación densa. Se estima que su área de desplazamiento abarca alrededor de 12.4 kilómetros cuadrados. Las hembras dan a luz entre una y tres crías, siendo más común el nacimiento de una sola cría (Tirira, 2017).

Distribución y hábitat.

Se han avistado ejemplares en regiones de varias provincias como Sucumbíos, Orellana, Pastaza y El Oro, abarcando tanto la costa, la Amazonía y las estribaciones de los Andes. Su hábitat principal se encuentra en bosques tropicales y subtropicales, con una altitud de hasta 1 900 metros, aunque suele habitar principalmente a altitudes inferiores a los 900 metros (Vallejo, 2023).

Este felino se encuentra en bosques con densa vegetación, ya sean primarios, secundarios o intervenidos. Tiende a preferir áreas cercanas a ríos y otros cuerpos de agua. Su rango de distribución se extiende desde el suroeste de EE.UU. hasta Argentina, incluyendo la isla de Trinidad (Mosquera et al., 2016).

Estado de conservación.

Calificado como Casi Amenazado según la Lista Roja del Ecuador y listado en el Apéndice I de CITES, este felino no es común en áreas intactas, y suele estar ausente o ser poco frecuente en bosques secundarios o entornos alterados. Es objeto de caza por el valor comercial de su piel y, en ocasiones, debido al daño que puede causar al atacar animales de corral. Se encuentra presente en todas las áreas protegidas que se encuentran dentro de su rango altitudinal (Vallejo, 2023).

Según la Lista Roja de la UICN de 2014, *Leopardus pardalis* está catalogado como una especie de preocupación menor, lo que indica que en este momento no enfrenta un riesgo inmediato de extinción, aunque debido a esto aún requiere monitoreo para asegurar su conservación (Paviolo et al., 2017).

2.1.1.4 Especie: *Leopardus wiedii*.

Nombre común, nombres locales y subespecies.

El nombre común es Margay. También es conocido con el nombre tigrillo chico o fino, burricón, tigricho (Vallejo & Carrión, 2022b). Existen dos subespecies de este felino que se encuentran en Ecuador: *Leopardus wiedii amazonicus* en la región oriental y *Leopardus wiedii pirrensis* en la región occidental (Sunquist, M. & Sunquist, F., 2009).

Medidas.

Este felino tiene una longitud de cabeza-cuerpo (CC) de 501-660 mm, longitud de cola (LC) 351-490 mm, largo de la pata posterior (LP) 107-137 mm, largo de la oreja (LO) 45-60 mm y un peso aproximado entre 3-9 kg (Tirira, 2017).

Identificación.

Tiene un tamaño pequeño, aunque más grande que un gato doméstico. Su pelaje es suave y corto, con un color en el dorso que va del

amarillo pardo al marrón grisáceo, adornado con líneas y manchas negras en disposición longitudinal. Algunas de estas manchas se abren en forma de roseta, con tonalidades parduzcas en su interior, mientras que la región ventral es de un tono blancuzco. Presenta bandas negras en el cuello y el pelaje de la nuca está dirigido hacia la corona (de Oliveira et al., 2015).

Tiene una cabeza pequeña, con ojos grandes y un hocico abultado donde nacen las vibrisas. Su cola es larga, superando el 65 % de la longitud total de la cabeza y el cuerpo, y a simple vista parece más larga que las patas posteriores. La fórmula dental consta de 30 dientes, con 3 incisivos, 1 colmillo, 3 premolares y 1 molar en cada hemimandíbula (Tirira, 2007).

Otros felinos similares incluyen al *Leopardus pardalis*, que suele ser más grande y tiene la cola más corta en comparación con sus patas posteriores. Por otro lado, *L. tigrinus* es generalmente más pequeño, con los pelos de la nuca apuntando hacia la cola, y su dorso presenta manchas más pequeñas, rara vez en forma de roseta (Tirira, 2017).

Historia natural.

Este felino es principalmente nocturno, habita tanto en árboles como en tierra firme. Su dieta se compone principalmente de pequeñas aves, mamíferos y adicional a esto reptiles, aunque ocasionalmente consume insectos y frutas. Puede cazar tanto en el suelo como en los árboles. Es único entre los felinos neotropicales debido a su capacidad para rotar los pies en el tobillo, permitiéndole descender troncos en posición vertical con la cabeza hacia abajo y las plantas de los pies contra el dicho objeto (T. de Oliveira et al., 2015).

Esta especie de felino ecuatoriano es particularmente hábil para trepar árboles, lo que la convierte en la más adaptada a la vida arbórea en el país. Aunque generalmente descansa en las alturas de los árboles durante el día, también puede optar por descansar en el suelo, entre la densa

vegetación. Su rango de acción se estima en aproximadamente 6.1 kilómetros cuadrados. La hembra da a luz hasta cuatro crías después de un período de gestación que oscila entre los 76 y 84 días (Tirira, 2017).

En las proximidades del Parque Nacional Sumaco (Santuario de Vida Silvestre WildSumaco), se documentaron un total de diez ejemplares en un área de cinco kilómetros cuadrados. Los machos podrían establecer territorios claros donde evitan la presencia de otros machos, aunque aceptan que los territorios de las hembras se superpongan entre sí (Vanderhoff et al., 2011).

Distribución y hábitat.

Este felino ha sido avistado en las provincias de Sucumbíos, El Oro y Orellana (Vallejo & Carrión, 2022b). Se distribuye en las áreas costeras, amazónicas y montañosas de los Andes, habitando una diversidad de hábitats que abarcan desde bosques tropicales y subtropicales hasta templados. Su rango altitudinal es de alrededor de 2 450 metros, aunque muestra preferencia por altitudes más bajas, típicamente por debajo de los 900 metros (Sunquist, M. & Sunquist, F., 2009).

Se encuentra principalmente en bosques con una densa cobertura vegetal, tanto húmedos como secos, y muestra una clara preferencia por los bosques primarios y secundarios. Evita los bosques que han sido alterados por la actividad humana y las áreas cercanas a la presencia de humanos (Tirira, 2017).

Su rango se extiende desde el extremo suroccidental desde Estados Unidos hasta el norte de Argentina y Uruguay (Payan et al., 2008). En Ecuador, se localiza en la Costa, la Amazonía y las estribaciones de los Andes, ocupando hábitats que varían desde bosques tropicales y

subtropicales, ya sean húmedos o secos. Muestra una clara preferencia por áreas con una vegetación densa (Tirira, 2007).

Estado de conservación.

El margay ha sido clasificado como Vulnerable según la Lista Roja del Ecuador y como Casi Amenazado según la UICN, además de estar incluido en el Apéndice I de CITES (Vallejo & Carrión, 2022b). No es una especie frecuente y en ocasiones es objeto de caza por su piel, aunque esta tiene menos valor en comparación con la del ocelote. La principal amenaza para su supervivencia radica en la deforestación, especialmente en los bosques en la parte occidental del país (Tirira, 2017).

A pesar de su extensa distribución, existe una falta de información sobre el estado de conservación actual del margay en Ecuador. Según la UICN, en 1981, los hábitats óptimos para esta especie ya habían desaparecido debido a una intensa deforestación, especialmente en la región Costa. Aunque su situación en la Amazonía parece ser relativamente mejor, las actividades humanas en esta área sin duda representan una amenaza para las poblaciones de este felino (Payan et al., 2008).

En el pasado, la caza comercial de su piel representaba una amenaza en todo el continente, pero en Ecuador no hay datos disponibles sobre el nivel de explotación con este fin. Después de ser incluido en el Apéndice I de CITES, el comercio internacional de pieles de este y otros felinos manchados ha disminuido (Sunquist, M. & Sunquist, F., 2002).

En Ecuador, la especie se considera Vulnerable debido a la intensa colonización y pérdida de hábitat en su área de distribución, lo que ha afectado al menos al 30 % de la población en las últimas dos décadas, una tendencia que se espera que continúe en el futuro cercano (Tirira, 2011).

Áreas protegidas.

Esta especie de felinos se encuentra en distintas áreas protegidas, como el Parque Nacional Cayambe-Coca, el Parque Nacional Machalilla, el Parque Nacional Sumaco-Napo Galeras, el Parque Nacional Yasuní, la Reserva Ecológica Cotacachi-Cayapas, la Reserva Ecológica Mache-Chindul y la Reserva de Producción de Fauna Cuyabeno (Tirira, 2017).

Amenazas.

La deforestación de los bosques nativos es considerada uno de los mayores peligros para esta especie principalmente debido al avance de la civilización y el uso de tierras para fines ganaderos esta es la principal causa de la fragmentación y el aislamiento de dichas poblaciones. La caza con fines comerciales representa una amenaza grave para el margay, aunque no tan significativa como en otras especies de felinos (Tirira, 2011).

Medidas de conservación tomadas.

La ley ecuatoriana, registrada oficialmente como el No. 679 del 8 de octubre de 2002, otorga protección al margay, prohibiendo permanentemente la captura, caza, comercio y transporte de ejemplares vivos, así como de sus partes y derivados. Esta especie fue catalogada como Casi Amenazada en la primera edición del Libro Rojo de los mamíferos del Ecuador (Tirira, 2001).

La especie se encuentra dentro de ciertas áreas del Sistema Nacional de Áreas Protegidas y en varios bosques protegidos públicos o privados, lo que en conjunto contribuye a la preservación de su entorno natural. Sin embargo, aún no se ha determinado con certeza la eficacia de estas áreas para garantizar la supervivencia de la especie. A nivel internacional, en 2008, la UICN la clasificó como una especie Casi Amenazada, la CITES la ha incluido en el Apéndice I (Tirira, 2011).

2.1.2 Género: *Herpailurus*.

El yaguarundí, perteneciente al género *Herpailurus*, es la única especie de este grupo. A diferencia de otros felinos que son mayormente nocturnos, este animal muestra mayor actividad durante el día. Se caracteriza por ser solitario y prefieren vivir alejados de otros de su misma especie, lo que lo distingue de muchos otros felinos (Vallejo, 2022).

2.1.2.1 Especie: *Herpailurus yagouarondi*.

Nombre común, nombres locales y subespecies.

El nombre común es Yaguarundi. Este felino también es conocido como jaguarundi, gato de monte, gato de agua, gatillo (Vallejo, 2022). Esta especie fue previamente clasificada dentro del género Puma; no obstante, Agnarsson et al. (2010) observaron que el yaguarundi no tenía una relación de especie hermana con el puma. Además, el nombre específico también ha sido registrado como yaguarondi. Son 2 subespecies; *Herpailurus yagouarondi melantho* y *Herpailurus yagouarondi panamensis* (Tirira, 2017).

Medidas.

Tiene una longitud de cabeza-cuerpo (CC) de 505-645 mm, longitud de cola (LC) 320-609 mm, largo de la pata posterior (LP) de 120-156 mm, largo de la oreja (LO) de 25-40 mm, Altura de los Hombros (AH) 350 mm y un peso entre 4.5-9 kg (Tirira, 2017).

Identificación

Este animal es de tamaño pequeño, con un cuerpo alargado y delgado. Su pelaje es corto, uniforme y sin manchas, con tonalidades variadas, y su vientre es generalmente más claro que el dorso. Presenta una cabeza pequeña y achatada, orejas redondeadas y hocico corto. Su cola,

más larga que el 60 % de su cuerpo, es delgada y de color uniforme, mientras que sus patas y pies son cortos y pequeños (Vallejo, 2022).

La variación en su apariencia es notable, con distintas tonalidades de pelaje que pueden variar entre el marrón, marrón grisáceo, marrón rojizo, amarillo leonado o negro incluso dentro de un mismo grupo de individuos. Aquellos que habitan en bosques húmedos suelen tener un tono más oscuro, y en ocasiones, la cabeza puede mostrar un matiz más grisáceo (Tirira, 2017).

Especies similares incluyen la *Eira barbara*, que es de mayor tamaño, con una cabeza más clara en comparación con el resto del cuerpo, orejas poco notables y una mancha evidente en la garganta; *Speothos venaticus*, que tiene un cuerpo robusto, un hocico más alargado y una cola más corta; *Puma concolor*, de mayor tamaño y constitución, con un hocico más claro y la punta de la cola de color negro, mientras que sus crías presentan pequeñas manchas oscuras en todo el cuerpo (Tirira, 2017).

Historia natural.

Este felino es específico es activo tanto de día como de noche; puede encontrarse en tierra firme pero también es capaz de trepar árboles con gran destreza. Por lo general, vive en solitario, aunque ocasionalmente se puede encontrar ejemplares en pareja. Su dieta consiste principalmente en pequeños mamíferos roedores, así como aves y reptiles (Vallejo, 2022).

Puede llegar a desplazarse hasta 7 kilómetros por día y su territorio abarca un área extensa, con un promedio de 13.5 kilómetros cuadrados aproximadamente. Utiliza como refugios troncos huecos, árboles caídos y áreas con vegetación densa. En cuanto a la reproducción, las hembras suelen tener entre una y cuatro crías, siendo más común que tengan una o

dos; el período de gestación dura aproximadamente entre 70 y 75 días (Vallejo, 2022).

Distribución y hábitat.

Se ha avistado en las provincias de El Oro y Orellana, así como en áreas costeras, amazónicas y montañosas de los Andes (Vallejo, 2022). Su hábitat abarca bosques tropicales y subtropicales, empezando desde el nivel del mar hasta altitudes de 1 800 metros (Sunquist, M. & Sunquist, F., 2009).

Se encuentra tanto en bosques húmedos como en secos, ya sea en áreas de vegetación primaria, secundaria o intervenida por la actividad humana. Además, es común encontrarlo cerca de zonas habitadas por humanos. Fuera de Ecuador, su rango se extiende desde el suroeste de Estados Unidos hasta Argentina (Tirira, 2017).

Estado de conservación.

Considerada como Casi Amenazada según la Lista Roja del Ecuador y catalogada en el Apéndice I de CITES, así como clasificada como de Preocupación Menor en la Lista Roja de Especies Amenazadas de la UICN (Caso et al., 2015).

Esta especie cuenta con una amplia distribución y es reconocida por los habitantes locales, aunque no es muy común. Aunque ocasionalmente es cazada, especialmente cuando se enfrenta a animales de corral, su piel no tiene un valor comercial significativo. Todas las áreas protegidas se encuentran dentro de su rango de distribución (Tirira, 2011).

2.1.3 Género: Puma.

El puma, también llamado león de montaña o cougar, es la única especie que pertenece al género *Puma*. Aunque su distribución es bastante extensa a lo largo de América, este felino se distingue por su comportamiento solitario y su fuerte sentido de territorialidad, lo que lo lleva a evitar el contacto con otros individuos de su misma especie (Tirira, 2017).

2.1.3.1 Especie: *Puma concolor*.

Nombre común, nombres locales y subespecies.

El nombre común es Puma. Esta especie también es conocida como león, taruka puma. Posee 2 subespecies las cuales son *Puma concolor borbensis* se encuentra en la región oriental, mientras que *Puma concolor soderstromi* habita en los Andes y en la región occidental (Castellanos & Vallejo, 2022).

Medidas.

Tiene una longitud de cabeza-cuerpo (CC) de 860-1540 mm, longitud de cola (LC) 630-960 mm, largo de la pata posterior (LP) de 230-290 mm, largo de la oreja (LO) de 83-102 mm, Altura de los Hombros (AH) 530-790 mm y un peso entre 29-120 kg (Tirira, 2017).

Identificación.

Es de gran tamaño y presenta un pelaje corto y uniforme en tonos de marrón grisáceo, marrón leonado o marrón rojizo oscuro, sin tener manchas visibles; su vientre es más claro, casi blanco. La cabeza es pequeña, con hocico y orejas cortas; el rostro es pálido, con algunas manchas blancuzcas alrededor del hocico y en la garganta, mientras que la base de las vibrisas presenta una mancha negruzca (Sunquist, M. & Sunquist, F., 2009).

Su cola es larga, superando el 60 % de la longitud combinada de la cabeza y el cuerpo, y termina en color negro. Los cachorros nacen con manchas marrón oscuro que van desapareciendo a medida que crecen. La

estructura dental consta de tres incisivos superiores y tres inferiores, un canino superior y uno inferior, tres premolares superiores y dos inferiores, y un molar superior y uno inferior, para un total de 30 dientes (Castellanos & Vallejo, 2022).

Existe una variación en el color del pelaje que está asociada al entorno; en áreas de bosques húmedos, su coloración tiende a ser marrón rojizo oscuro, mientras que en bosques secos y climas fríos varía entre marrón grisáceo y marrón amarillento. No se registran especies similares (Tirira, 2017).

Historia natural.

Es activo tanto de día como de noche, terrestre pero habilidoso en la trepada, y prefiere vivir en soledad. Su dieta incluye mamíferos de tamaño mediano a grande, además de presas más pequeñas. Establece territorios marcando con sus patas traseras o rociando orina en el suelo incluso en troncos. Habitualmente, un territorio puede ser compartido por un macho adulto y de una a tres hembras (Castellanos & Vallejo, 2022).

Su territorio se encuentra calculado en unos 17 kilómetros cuadrados lo cual puede ser considerada un área relativamente amplia. La reproducción puede ocurrir en cualquier momento del año, aunque parece que puede mostrar preferencia por los meses más cálidos y húmedos. La hembra da a luz entre una y seis crías, generalmente dos o tres, tras un período de gestación que oscila entre los 88 y 96 días (Sunquist, M. & Sunquist, F., 2009).

Distribución y hábitat

Esta especie se distribuye ampliamente por todo el territorio continental de Ecuador, desde las zonas costeras hasta altitudes de hasta 4 500 metros. Su hábitat abarca diversos tipos de ecosistemas terrestres,

que incluyen bosques tropicales, subtropicales y templados, tanto húmedos como secos, así como bosques de montaña y páramos. Aunque prefiere áreas de tierra firme, ocasionalmente se puede encontrar en bosques inundados y zonas pantanosas, aunque con menor frecuencia (Tirira, 2017).

Generalmente se encuentra en bosques primarios, pero también muestra cierta adaptabilidad a entornos de bosques secundarios y áreas alteradas, aunque evita la presencia humana en la medida de lo posible (Castellanos & Vallejo, 2022). Es el felino con la distribución más amplia en América, extendiéndose desde el suroeste de Canadá hasta la región de la Patagonia y Tierra del Fuego, en el sur de Chile y Argentina (Wozencraft, 2005).

En Ecuador, su presencia es significativa, cubriendo todas las regiones biogeográficas del país, como la Costa, la Sierra, la Amazonía y las estribaciones de los Andes, aunque no se registra en las islas Galápagos. Se ha avistado en provincias como Orellana, Azuay, Cañar, El Oro, Pichincha, Napo, Carchi y Loja (Castellanos & Vallejo, 2022). Esta especie se encuentra en prácticamente todas las áreas protegidas gubernamentales y en numerosos bosques conservados (Tirira, 2007).

Estado de conservación.

El puma, clasificado como Vulnerable según la Lista Roja del Ecuador y enlistado en el Apéndice II de CITES, se considera una especie con una distribución amplia, aunque está puede ir desde lo común hasta rara. En la Lista Roja de Especies Amenazadas de la UICN de 2014. El *Puma concolor* es catalogado como de Preocupación Menor (Nielsen et al, 2015).

Este felino se encuentra amenazado tanto por la deforestación y fragmentación de su hábitat, así como la cacería por ataques a animales

domésticos y de ganado, mayormente en la región costera (Castellanos & Vallejo, 2022).

En el presente no se cuenta con datos concretos sobre la situación actual del puma en Ecuador, el mismo resulta gravemente amenazado por el constante crecimiento de actividades humanas, lo cual amenaza su supervivencia. Se presume que las poblaciones más numerosas se localizan en la baja Amazonía, así como en regiones de los Andes más específicamente en la zona oriental, donde aún prevalecen bosques naturales y extensas áreas protegidas (Tirira, 2011).

No obstante, las poblaciones en zonas de clima templado, en las altas montañas andinas y al oeste de esta cordillera enfrentan serias amenazas, con algunas poblaciones incluso extintas, especialmente en los valles interandinos y en los bosques secos del centro-occidente. Además del impacto de la pérdida de su hábitat, el puma enfrenta una presión constante de caza (Tirira, 2011).

Ante esta situación, el puma ha sido catalogado como Vulnerable en Ecuador, con al menos el 30 % de su población afectada en las últimas décadas y sin perspectivas de mejoría en el futuro cercano. Se estima que la población total de adultos no debe exceder los 10 000 individuos y que ninguna subpoblación debería tener más de 1 000 animales adultos. Todas las áreas terrestres del Ecuador continental están consideradas como áreas protegidas (Tirira, 2017).

Amenazas

La principal amenaza para la especie radica en la considerable pérdida de vastas extensiones de bosques naturales, principalmente

causada por la expansión de la civilización. Esta situación ha llevado a la fragmentación de las poblaciones de la especie y a la desaparición de antiguos hábitats. Aunque no hay datos precisos que cuantifiquen el nivel exacto de explotación, se tiene constancia de la comercialización de su piel, colmillos e incluso garras en diversas regiones del país (Tirira, 2011).

Además, el puma es objeto de una caza intensiva en numerosas áreas ganaderas, ya que ocasionalmente ataca animales domésticos. En estas regiones, se ofrece una recompensa por cada ejemplar sacrificado. Una amenaza adicional que probablemente afecta a la supervivencia de esta especie es la reducción de presas disponibles, las que al igual que el propio puma, probablemente están disminuyendo junto con la reducción de los bosques naturales (Tirira, 2011).

Medidas de conservación Tomadas

El puma está amparado por la legislación de Ecuador, según lo establecido en los registros oficiales No. 679 del 8 de octubre de 2002 y No. 6 del 23 de enero de 2003, los cuales prohíben indefinidamente la captura, caza, comercialización y transporte de especímenes vivos, partes anatómicas y productos derivados de esta especie de la subfamilia felinae. Esta prohibición se ratificó en la primera edición del Libro Rojo de los mamíferos de Ecuador (Tirira, 2001).

Así mismo, el puma habita en varias zonas del Sistema Nacional de Áreas Protegidas y en diversos bosques preservados, tanto de propiedad pública como privada, lo cual juega un papel fundamental en la protección y mantenimiento de su entorno natural. Además, las poblaciones de pumas en Ecuador están registradas en el Apéndice II de la CITES (Tirira, 2011).

2.1.4 Género: Panthera.

El género *Panthera* incluye cuatro especies, de las cuales una, la cual es llamada *Panthera onca*, se puede encontrar en Ecuador. Esta especie, conocida comúnmente como jaguar, es el mayor felino del continente americano. Su presencia en Ecuador es significativa, ya que forma parte de la biodiversidad del país y se puede encontrar, desde selvas hasta bosques tropicales (Tirira, 2017).

2.1.4.1 Especie: Panthera onca.

Nombre común, nombres locales y subespecies.

El nombre local es jaguar. También conocida como tigre, tigre pintado, pantera (para la forma melánica), otorongo. Posee dos subespecies las cuales son *Panthera onca peruviana* que se encuentra en el occidente, mientras que *Panthera onca onca* se ubica en el oriente (Castellanos et al., 2022).

Medidas.

Tiene una longitud de cabeza-cuerpo (CC) de 1400-1850 mm, longitud de cola (LC) 560-800 mm, largo de la pata posterior (LP) de 220-250 mm, largo de la oreja (LO) de 64-88 mm, Altura de los Hombros (AH) 640-760 mm y un peso entre 70-158 kg (Tirira, 2017).

Identificación.

Este felino es el más grande de América, con una estructura física fuerte y robusta. Su pelaje dorsal es amarillo, adornado con grandes manchas negras de forma irregular, que frecuentemente forman rosetas o círculos abiertos, con manchas más pequeñas en su interior y, ocasionalmente, puntos negros en el centro. En otras zonas, como la cabeza, cuello, extremidades, vientre y cola, las manchas son más finas y no forman rosetas (Castellanos et al., 2022).

La parte ventral, el cuello y el mentón son de color blanco con manchas negras. Tiene una cabeza grande y resistente, con ojos de tamaño considerable, orejas redondeadas que muestran color blanco en su interior y son negras en la parte posterior y dientes caninos largos. Su cola es corta, aproximadamente la mitad o menos de la longitud combinada de su cabeza y cuerpo, con manchas que a veces forman un leve patrón de bandas. Sus patas son cortas, con pies de gran tamaño (Sunquist, M. & Sunquist, F., 2009).

Hay una variación en la forma melanística que no es poco común; en esta variación, las manchas son apenas perceptibles y pueden ser difíciles de distinguir bajo ciertas condiciones de luz, lo que lleva a los lugareños a creer que se trata de otra especie. En cuanto a especies similares, debido a su tamaño considerable, es poco probable que se confunda con otras especies como el *Leopardus pardalis*, el cual es significativamente más pequeño, tiene manchas en la espalda que tienden a ser más alargadas (Tirira, 2017).

Historia natural.

Este felino muestra actividad tanto diurna como nocturna, es generalmente solitario y en su mayoría completamente terrestre. Su dieta es principalmente carnívora y abarca una variedad de presas, incluyendo mamíferos grandes y medianos como perezosos, pueden llegar a alimentarse de presas más pequeñas. Utilizan senderos para moverse más frecuentemente durante la noche, y muestran habilidades de natación, lo cual a menudo utilizan para visitar las orillas de los ríos en busca de presas (Castellanos et al., 2022).

Su caza puede ocurrir tanto durante el día como durante la noche. Descansa y guarda sus presas en la densa vegetación para comerlas posteriormente; también busca refugio en cuevas, agujeros en el suelo o entre rocas, y puede trepar árboles con facilidad. En días soleados, prefiere

descansar en lugares abiertos, como troncos o cerca de ríos. Por lo general, evita el contacto con los humanos especialmente si hay escasez de presas en el bosque (Castellanos et al., 2022).

El territorio que ocupan es amplio, aunque más reducido que el del puma; cada individuo adulto necesita en promedio 8.9 km². Se reproducen durante todo el año, aunque parece ser más común durante la estación lluviosa, cuando hay más presas disponibles. Las hembras dan a luz de una a cuatro crías por camada después de un período de gestación que dura entre 91 y 111 días (Tirira, 2017).

Distribución y hábitat.

Avistado en regiones como Orellana, Sucumbíos y El Oro, así como en áreas de la Costa, la Amazonía y las estribaciones de los Andes. Vive en bosques tropicales y subtropicales, desde el nivel del mar hasta los 1 660 metros de altura. Tiende a habitar principalmente en bosques húmedos, especialmente en los primarios, aunque a veces se encuentra en bosques secundarios o en zonas abiertas. Su rango se extiende desde el sur de México hasta el norte de Argentina (Espinosa et al., 2016).

Estado de conservación.

Clasificado como En Peligro Crítico en la población del occidente y En Peligro en la del oriente, según la Lista Roja del Ecuador, este felino también figura como Casi Amenazado según la UICN y está incluido en el Apéndice I de CITES (Quigley et al., 2018).

Aunque su distribución es amplia, no es común y en muchas áreas donde solía habitar ahora está ausente o raramente visto. La presión de la caza es significativa, principalmente debido al comercio de su piel y dientes,

así como por los ataques a animales domésticos cuando se aventura fuera del bosque (Zapata-Ríos & Araguillin, 2013).

Además, enfrenta amenazas por la deforestación y la fragmentación del hábitat. Las poblaciones en la Costa han sido gravemente afectadas, probablemente reducidas a unas pocas decenas, mientras que las poblaciones en la Amazonía están en mejor estado, siendo aún avistadas con cierta frecuencia en áreas prístinas y alejadas de los cazadores (Espinosa et al., 2016).

Áreas protegidas.

En la Costa, se ha identificado la Reserva Ecológica Cotacachi-Cayapas como el único lugar donde la población parece tener viabilidad. Además, se han avistado ejemplares en otros sitios como el Parque Nacional Machalilla, la Reserva Ecológica Manglares Churute, la Reserva Biológica Canandé y la Reserva Biológica Cerro Blanco. En la Amazonía, se han registrado avistamientos en el Parque Nacional Cayambe-Coca, el Parque Nacional Sangay (Tirira, 2017).

2.2 Tipos de centros de tenencia de fauna silvestre

Los centros de conservación y gestión ex situ de la vida silvestre son instalaciones diseñadas para fomentar la preservación de especies de flora y fauna silvestres, ya sea con objetivos comerciales o no. Estos medios incluyen viveros, jardines botánicos, zoológicos, centros de cría y reproducción sostenible, centros de rescate y rehabilitación, acuarios y otros establecimientos autorizados por la autoridad ambiental nacional (Ministerio del Ambiente, Agua y Transición Ecológica [MAATE], 2021).

2.2.1 Zoológico.

Los zoológicos representan espacios para poder concientizar y enseñar a las personas que los visitan sobre los desafíos que enfrentan numerosas especies en peligro de desaparición (Lara-Gaduño & Sánchez-Rojas, 2021). Estas instituciones pueden llegar a servir como refugios para la conservación de diferentes especies en riesgo de extinguirse (Colchado & Valdivia, 2022).

Los zoológicos son lugares autorizados para exhibir animales salvajes y su objetivo principal es educativo. Dentro de las actividades permitidas en los zoológicos se incluyen la educación ambiental, la formación, las prácticas profesionales, la investigación para la conservación, la rehabilitación, la liberación, la donación y el intercambio de especímenes con otros programas de conservación fuera de su hábitat natural (MAATE, 2021).

La comercialización y reproducción de animales salvajes nativos y exóticos en zoológicos están prohibidas, excepto en el caso de especies en peligro que estén incluidas en planes o programas de conservación aprobados por la Autoridad Ambiental Nacional. Además, los zoológicos deben implementar un plan de control de la reproducción según estándares técnicos internacionales reconocidos (MAATE, 2021).

2.2.2 Centros de rescate.

Los centros de rescate y rehabilitación, instituciones sin ánimo de lucro, tienen la autorización para el cuidado de especies silvestres con el objetivo principal de fortalecer las poblaciones en su entorno natural. Las actividades permitidas en estos centros incluyen la investigación para la conservación, la rehabilitación, la liberación, la educación ambiental, la formación. Sin embargo, se prohíbe tanto la exhibición pública como la reproducción de los animales salvajes bajo su cuidado (MAATE, 2021).

Un centro de rescate de fauna silvestre opera de manera similar en sus actividades a un zoológico, aunque con la distinción de que estos no tienen la obligación de recibir público en general. En cambio, sirve como una parada temporal para recibir animales decomisados, generalmente víctimas del comercio y tráfico ilegal de vida silvestre. Durante su estancia en los encuentros de rescate, los animales reciben atención inicial y cuidados necesarios entregados por veterinarios antes de ser liberados, reubicados o trasladados a otro centro (Vásquez, 2011).

2.3 Enfermedades zoonóticas transmitidas por felinos

Alrededor del 60 % de las enfermedades que impactan a los seres humanos se clasifican como zoonóticas (Castrillón-Salazar et al., 2019). Muchas especies de animales salvajes actúan como reservorios de patógenos que representan un riesgo para la salud tanto animal como humana, así como para la preservación de la diversidad biológica (Romero et al., 2012).

Se considera que la población de felinos que vive en libertad como los felinos silvestres son una fuente potencial de enfermedades zoonóticas, como la toxoplasmosis, la rabia, la peste negra, entre otras, lo que podría representar una amenaza para la salud pública (Caballero-Méndez et al., 2023).

2.3.1 Toxoplasmosis.

La toxoplasmosis es una enfermedad que se encuentra en todo el mundo y es causada por un parásito llamado *Toxoplasma gondii*, el cual es un tipo de organismo que necesita vivir dentro de las células de otros animales para sobrevivir y reproducirse. Este parásito puede infectar a animales de sangre caliente, y los felinos son los únicos animales que

pueden ser huéspedes definitivos para dicho patógeno (Wyrosdick & Schaefer, 2015).

Todos los miembros de la familia de los felinos, conocida como Felidae, tienen la capacidad de actuar como huéspedes definitivos para este parásito, liberando unas formas resistentes al ambiente llamadas ooquistes, los cuales desempeñan un rol crucial en la diseminación de la enfermedad a otros animales de sangre caliente. Sin embargo, los patrones específicos de liberación de ooquistes solo se comprenden parcialmente en los gatos domésticos, y en los felinos salvajes desconocidos (Zhu et al., 2023).

2.3.1.1 Etiología.

Toxoplasma gondii es un tipo de organismo unicelular llamado protozoo que causa la enfermedad conocida como toxoplasmosis, la cual es zoonótica y se encuentra en todo el mundo. Este parásito llega a infectar a una vasta variedad de animales de sangre caliente, incluyendo a los seres humanos. El parásito presenta una forma arqueada o semilunar, con extremos desiguales: uno afilado y el otro más redondeado. Su gran núcleo, que puede ser redondo u ovalado, contiene un nucléolo bien definido (Bolais et al., 2022).

2.3.1.2 Taxonomía.

De acuerdo con Petersen y Dubey (2001), la taxonomía del *Toxoplasma gondii*, se detalla a continuación:

Tabla 1

Taxonomía de Toxoplasma gondii.

Phylum	Apicomplexa
Clase	Sporozoa
Subclase	Coccidia
Orden	Eucoccidida
Suborden	Eimerina
Familia	Sarcocystidae
Subfamilia	Toxoplasmatinae
Género	<i>Toxoplasma</i>
Especie	<i>Toxoplasma gondii</i>

Nota. Adaptado de Biology of toxoplasmosis (pp. 1-42), por E. Petersen y J. Dubey, 2001, *Toxoplasmosis: A comprehensive clinical guide*, Editorial Cambridge University Press.

2.3.1.3 Morfología.

Las principales formas del parásito incluyen los siguientes: Ooquistes, que contienen esporozoítos y son eliminados en las heces; Taquizoítos, organismos de rápida replicación que residen en los tejidos; Bradizoítos, organismos de replicación lenta que se encuentran en los tejidos; y Quistes tisulares, estructuras encapsuladas que se localizan comúnmente en los músculos y el sistema nervioso central (SNC), conteniendo bradizoítos de *Toxoplasma gondii* (The Center For Food Security and Public Health [CFSPH] 2005).

Ooquistes o esporozoítos.

Los oocistos que aún no han esporulado pueden adquirir una forma subesférica a esférica y alcanzar un diámetro de 10 a 12 μm ; en contraste, los oocistos esporulados pueden ser subesféricos o elipsoidales y tener un diámetro de 11 a 13 μm . En esta última instancia, cada oocisto esporulado contiene 2 esporoquistes elipsoidales que miden de 6 a 8 μm . A su vez, cada esporoquiste contiene 4 esporozoítos internos que tienen un rango de tamaño de 2 a 8 μm (Jones & Dubey, 2010).

Taquizoítos.

Los taquizoítos miden entre 2 y 6 μm de longitud y tienen una forma que recuerda a una media luna, con un extremo posterior redondeado y uno anterior cónico. Contienen diversos organelos como ribosomas, mitocondrias, complejo de Golgi, retículo endoplasmático, microtúbulos subpeliculares, conoides, y gránulos, además de un núcleo con cromatina dispersa y un núcleo central, junto con estructuras como apicoplastos y micronemas (Dubey, 2010).

Bradizoítos.

Los bradizoítos se localizan dentro de quistes tisulares que varían en tamaño. Los quistes más jóvenes tienen alrededor de 5 μm de diámetro y contienen solo 2 bradizoítos, mientras que los quistes más maduros pueden albergar numerosos organismos en su interior. En cuanto a la morfología de los quistes tisulares, en el cerebro son esferoidales y pueden alcanzar hasta 70 μm de diámetro, mientras que los quistes intramusculares son alargados y pueden medir hasta 100 μm de largo. (Yan et al., 2016).

2.3.1.4 Transmisión.

Los animales carnívoros y omnívoros, incluidos los seres humanos, pueden contraer la infección al ingerir agua o tejidos crudos o insuficientemente cocidos que contienen quistes del parásito, y en ocasiones, taquizoítos. Muchos de los animales ya sean herbívoros o carnívoros pueden ingerir dichos quistes infecciosos, los cuales suelen estar presentes en el agua o los alimentos, inhalarlos a través de aerosoles o entrar en contacto con tierra contaminada (CFSPH, 2005).

En algunas especies, como algunos tipos de rumiantes, humanos y hasta pequeños roedores, el parásito puede atravesar la placenta. Aunque esto suele ser poco común, la transmisión también puede ocurrir por transfusiones de sangre e incluso por trasplantes de órganos. Las moscas y

las cucarachas también pueden actuar como vectores mecánicos de este parásito (Yan et al., 2016).

2.3.1.5 Hospedadores.

Se trata de un parásito intracelular que necesita infectar a animales de sangre caliente para sobrevivir, siendo los felinos los únicos portadores definitivos. En contraste, las aves, mamíferos y seres humanos pueden funcionar como portadores intermediarios (Caballero-Méndez et al., 2023).

2.3.1.6 Factores de riesgo.

Los gatos que viven en exteriores, las colonias de gatos callejeros, los gatos salvajes y las especies de felinos silvestres que se alimentan parcial o exclusivamente de presas tienen un mayor riesgo de contraer la infección debido a su contacto con presas infectadas y ambientes contaminados por ooquistes. Estas poblaciones de felinos suelen enfrentarse a diferentes genotipos de *T. gondii*, lo que puede aumentar la capacidad de liberación de ooquistes (Jiang et al., 2018).

Aunque se ha investigado menos sobre los factores de riesgo en los gatos silvestres en comparación con los gatos domésticos no ferales, es crucial abordar estos aspectos e identificar dichos factores, debido a la contribución significativa de estos grupos a la contaminación ambiental y la propagación de la toxoplasmosis (Caballero-Méndez et al., 2023).

La temperatura, la cantidad de lluvia y la humedad pueden influir en la formación y supervivencia de los ooquistes, así como en su transporte a través de los patrones de lluvia y la distribución, reproducción y tamaño de la población de felinos huéspedes (Yan et al., 2016).

Además, el clima puede impactar en el ciclo de vida y la abundancia de las especies de presas habituales, lo que puede favorecer la reproducción de los gatos y aumentar el número de huéspedes definitivos jóvenes y vulnerables a la infección por *T. gondii* (Simon et al., 2018).

Los cambios en las condiciones ambientales pueden ejercer una influencia significativa en la propagación y distribución del previamente mencionado parásito, especialmente con el aumento de la temperatura y la rápida expansión humana. La reducción y fragmentación de hábitats naturales, así como la pérdida de diversidad biológica, pueden perturbar el equilibrio ecológico, creando oportunidades para la propagación de *Toxoplasma gondii* hacia nuevas áreas (Yan et al., 2016).

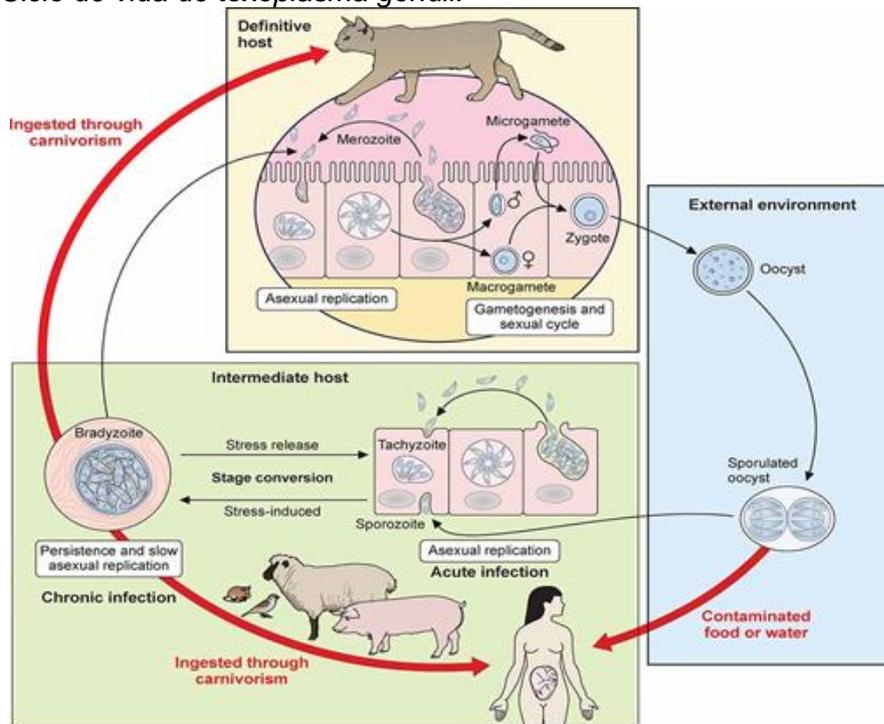
Otros elementos que incrementan el peligro de propagación abarcan el método de contagio, los hábitos alimenticios, la edad y la salud del huésped. La existencia de los ooquistes en el entorno está íntimamente vinculada a factores climáticos como la temperatura y la lluvia, por lo tanto, al evaluar el riesgo de contacto, resulta crucial tener en cuenta la cantidad de ooquistes de *T. gondii* que pueden acumularse con el paso del tiempo en distintos ambientes y áreas (Zhu et al., 2023).

2.3.1.7 Ciclo biológico.

El ciclo vital implica tres etapas: la fase enteroepitelial, que tiene lugar en los huéspedes definitivos, la fase extraintestinal, presente en los huéspedes intermediarios y definitivos, y la fase esporogónica, que sucede en el entorno ambiental. *Toxoplasma gondii* es un protozoo parásito cuyo ciclo de vida abarca la reproducción sexual en su único huésped definitivo, el felino, y la propagación asexual en varios otros animales de sangre caliente (Bolais et al., 2022).

Figura 1

Ciclo de vida de toxoplasma gondii.



Nota. Representación esquemática de las etapas infecciosas y sus modos de transmisión y replicación en sus respectivos hospedadores. Adaptado de *The pathogenicity and virulence of Toxoplasma gondii*, por S. Sanchez, S. Besteiro, 2021, *Virulence*, 12(1).

Cuando los felinos consumen alimentos que están contaminados con oocistos infecciosos, quistes tisulares o pseudoquistes, se liberan esporozoítos, bradizoítos o taquizoítos. Estos organismos liberados ingresan a los enterocitos de los gatos y se transforman intracelularmente en esquizontes multinucleados después de 3 a 7 días de la infección (Zhu et al., 2023).

La siguiente etapa de desarrollo, conocida como esquizogonia, implica la reproducción sexual y ocurre dentro de las células epiteliales del intestino delgado de los felinos, el proceso consta en la maduración de los esquizontes y de esa manera se convierten en microgametos (masculinos) y macrogametos (femeninos) después de varias generaciones (Speer & Dubey, 2005).

Después de que las células reproductoras tanto femeninas como masculinas se unen, un gameto masculino fecunda a un gameto femenino lo que forma un cigoto diploide que eventualmente se transformará en un ooquiste. Estos ooquistes, en su fase inicial no esporulada, son liberados al medio ambiente a través de las heces en grandes cantidades y luego se vuelven esporulados y contagiosos. En condiciones propicias, un solo ooquiste puede producir dos esporoquistes, cada uno de los cuales contiene cuatro esporozoitos haploides (Yan et al., 2016).

El proceso de reproducción asexual inicia en el intestino delgado de los hospedadores cuando los ooquistes esporulados provenientes del entorno, o los quistes presentes en los tejidos de los animales, son consumidos por diversos animales de sangre caliente, incluyendo los gatos (Hatam-Nahavandi et al., 2021).

Los ooquistes o quistes tisulares liberan esporozoitos o bradizoitos, que invaden los enterocitos y se transforman en taquizoitos, los cuales se multiplican rápidamente en células nucleadas. Estos protozoos se diseminan por el cuerpo a través de la sangre o linfa, formando quistes tisulares en individuos con sistemas inmunológicos funcionales, lo que marca la transición a la fase crónica del ciclo, con quistes principalmente en cerebro, músculos esqueléticos y cardíacos (Bolais et al., 2022).

Una vez que son consumidos por huéspedes intermedios como perros, cerdos, roedores o humanos, los quistes se descomponen por las enzimas proteolíticas en el tracto digestivo de los carnívoros. Luego, los bradizoitos se liberan y se transforman nuevamente en la etapa de taquizoitos a medida que infectan el revestimiento del intestino delgado y se propagan rápidamente dentro de los glóbulos blancos, extendiéndose así por todo el cuerpo de sus anfitriones (Dubey, 2010).

Posteriormente, entran en un estado inactivo cuando los taquizoítos son controlados por interferón- γ y las respuestas de células T de individuos con un sistema inmunológico competente. Sin embargo, esta fase de conversión entre taquizoíto y bradizoíto exhibe una notoria flexibilidad (Dubey, 2010).

El éxito de *T. gondii* como parásito puede atribuirse al hecho de que, a diferencia de otros parásitos apicomplejos relevantes, *T. gondii* también puede reproducirse asexualmente, lo que permite su transmisión entre huéspedes intermedios de sangre caliente a través de la depredación, la carroña y la transmisión vertical sin la intervención del huésped felino definitivo (Yan et al., 2016).

2.3.1.8 Ooquistes de *T. gondii* en el medio ambiente.

Los felinos infectados liberan ooquistes no esporulados al medio ambiente después de ingerir cualquiera de las tres formas infecciosas: taquizoítos, bradizoítos u ooquistes. Estos ooquistes no esporulados, que carecen de la capacidad de infectar a otros huéspedes, son menos resistentes a las condiciones ambientales y su duración y capacidad de infectar se ven afectadas por factores climáticos, especialmente por temperaturas extremas y la disminución de la humedad relativa (Meerburg & Kijlstra, 2009).

Por otro lado, los ooquistes esporulados adquieren infecciosidad y resistencia ambiental durante períodos que varían según las condiciones climáticas locales, pudiendo permanecer viables hasta por 12 a 18 meses, y aún conservar su capacidad infecciosa por al menos 54 meses si se almacenan a 4 °C en agua (Lindsay & Dubey, 2009).

Los ooquistes parecen ser más susceptibles a las bajas temperaturas que a las temperaturas más elevadas; los ooquistes esporulados pueden

conservar su capacidad infecciosa incluso a -20 °C, mientras que los mismos pueden ser eliminados a una temperatura de 55 °C durante un período de 2 minutos. La baja humedad resulta letal para los ooquistes. Se conoce que los ooquistes esporulados, poseen una capa externa impermeable, la cual es resistente a numerosos desinfectantes químicos (Yan et al., 2016).

2.3.1.9 Patogénesis.

La patogenicidad de *Toxoplasma gondii* se debe a su rápida proliferación en los tejidos del hospedador durante la fase aguda, donde los esporozoítos invaden las células intestinales y se multiplican, causando ruptura celular y propagación a través del sistema linfático y sanguíneo. Esto genera necrosis en varios órganos, mientras que, en la fase crónica, el parásito se encapsula, especialmente en el cerebro (Rivera & García, 2017).

2.3.1.10 Manifestaciones clínicas.

Felinos silvestres.

Los felinos liberan ooquistes que pueden resistir en el ambiente, aunque generalmente no muestran síntomas, mientras que en otros mamíferos pueden desarrollarse infecciones graves e incluso llevar a la muerte (Caballero-Méndez et al., 2023).

Humanos.

Similar a otros coccidios, *T. gondii* causa la destrucción de las células y la rápida multiplicación de los taquizoítos puede ser extremadamente dañina para el hospedador. Después del primer encuentro con *T. gondii*, los humanos adultos con un sistema inmunológico competente experimentan síntomas leves que incluyen fiebre, dolores musculares, inflamación de los ganglios linfáticos, pérdida de apetito y dolor de garganta, los cuales rara vez se diagnostican con precisión en cuanto a su causa exacta (Bowman, 2011).

Los signos a menudo desaparecen sin tratamiento en algunas semanas o meses, aunque en algunos casos pueden persistir hasta por un año. Los síntomas graves, como inflamación muscular, inflamación del músculo cardíaco, inflamación pulmonar y síntomas neurológicos, como debilidad facial, alteraciones significativas en los reflejos, parálisis parcial y pérdida del conocimiento, son posibles, pero poco comunes (CFSPH, 2005).

En adolescentes y adultos jóvenes, la uveítis asociada a la toxoplasmosis, generalmente en un solo ojo, puede observarse; este síndrome suele ser el resultado de una infección congénita sin síntomas o de una infección posnatal que se manifiesta más tarde (CFSPH, 2005).

La situación se agrava en individuos con un sistema inmunitario comprometido, como fetos, recién nacidos, personas mayores y aquellos con deficiencias inmunitarias de nacimiento o adquiridas. Los fetos enfrentan el mayor riesgo, ya que la exposición de una madre no inmunizada a *T. gondii* durante el embarazo puede resultar en muerte fetal, defectos congénitos o discapacidad intelectual (Bowman, 2011).

Aunque las mujeres con anticuerpos contra *T. gondii* no corren riesgo de transmitir toxoplasmosis congénita a sus bebés, este grupo solo representa el 30 % de la población en riesgo. El otro 70 % debe tomar precauciones adicionales con las heces de los gatos y la carne cruda durante el embarazo (Bowman, 2011).

Otros animales.

El ganado bovino adulto muestra una aparente resistencia a la toxoplasmosis, mientras que las ovejas y cabras son susceptibles, y la enfermedad generalmente se manifiesta en forma de abortos debido a una inflamación focal de la placenta. No es necesario sacrificar a las ovejas que

han abortado. La infección por *T. gondii* es muy común en los cerdos, lo que sugiere que la carne de cerdo cruda podría representar una importante fuente de infección para los seres humanos (CFSPH, 2005).

2.3.1.11 Diagnóstico.

El diagnóstico de la toxoplasmosis se fundamenta principalmente en pruebas serológicas que identifican anticuerpos específicos contra *Toxoplasma gondii*, como IgM, IgA, IgE e IgG, a través de técnicas como la hemaglutinación, inmunofluorescencia, ELISA y Western blot. Además, se utilizan estudios de imagen, incluyendo radiografías, tomografías, resonancias magnéticas, ultrasonidos y evaluaciones oftalmológicas. En pacientes con sistemas inmunocomprometidos, se sugiere combinar serología, estudios de imagen e histopatología (Rivera & García, 2017).

Seroprevalencia.

En los felinos la mayoría de infecciones causadas por *Toxoplasma gondii* suelen pasar desapercibidas ya que dichos animales son asintomáticos y se suelen detectar mediante análisis serológicos, como sería la detección de anticuerpos anti-*Toxoplasma* (Must et al., 2017).

La prevalencia global de anticuerpos contra *Toxoplasma gondii* en felinos salvajes (como jaguarundi, jaguar, ocelote, puma, leopardo y tigrillo) se estima en un 64 %. Las tasas más altas y más bajas de presencia de anticuerpos se relacionaron con *Panthera leo* (87.6 %) y *Leopardus colocolo* (19.6 %) respectivamente (Hatam-Nahavandi et al., 2021).

Detección por PCR.

La técnica de PCR ofrece una mayor sensibilidad para diagnosticar la toxoplasmosis activa en muestras biológicas en comparación con las pruebas serológicas. Por lo tanto, la capacidad de observar directamente el parásito en muestras biológicas mediante la reacción en cadena de la

polimerasa (PCR) representa un avance significativo para el diagnóstico y tratamiento de la toxoplasmosis (Gashout et al., 2016).

Detección por PCR en heces.

Los métodos moleculares, como la Copro-PCR, son herramientas de diagnóstico de *Toxoplasma gondii* que destacan por su alta sensibilidad y precisión, permitiendo una identificación clara de la infección. Estos enfoques son especialmente valiosos al diferenciar *T. gondii* de otros coccidios con características morfológicas similares, lo que mejora la confiabilidad del diagnóstico (da Igreja et al., 2021).

Zhu et al. (2023) y Coelho et al. (2020) describen el procedimiento para realizar PCR y detectar *Toxoplasma gondii* en muestras fecales de animales ferales como gatos y conejos. El procedimiento abarca la recolección de heces, extracción del ADN, preparación de la mezcla para PCR, amplificación del ADN y análisis mediante electroforesis en gel de agarosa.

- El procedimiento inicia mediante la recolección de las muestras fecales, empleando guantes estériles. Se recolectan aproximadamente 200 mg de heces frescas directamente del entorno, las cuales se colocan en recipientes estériles debidamente etiquetadas. Estas muestras se conservan a 4 °C si se llegan a procesar en menos de 48 horas, o se congelan a -20 °C para análisis posteriores.
- El siguiente paso consiste en la extracción del ADN. Para ello, se toma una alícuota de la muestra (200 mg) y se mezcla con un buffer de lisis o solución salina estéril para su homogeneización.
- Luego, la mezcla se somete a centrifugación a bajas revoluciones (2 000-3 000 rpm) durante 5-10 minutos, separando los sólidos del sobrenadante. Este último se transfiere a un tubo estéril y se utiliza un

kit de extracción de ADN, como el QIAamp DNA Stool Mini Kit, para completar el proceso. El procedimiento incluye la lisis celular, múltiples lavados para eliminar inhibidores y, finalmente, la elución del ADN en un buffer o agua libre de nucleasas.

- Posteriormente, se prepara la reacción de PCR en tubos estériles. La mezcla de reacción incluye entre 2 y 5 μL de ADN extraído, 1 μL de primer directo, 1 μL de primer inverso (ambos a una concentración de 10 μM), una mezcla maestra que contiene Taq polimerasa, dNTPs, buffer de reacción y MgCl_2 , y agua libre de nucleasas hasta alcanzar un volumen total de 20-25 μL .
- Los componentes se mezclan cuidadosamente para evitar burbujas que puedan interferir en dicha reacción.
- La amplificación del ADN se lleva a cabo en un termociclador, programado con una desnaturalización inicial a 94-95 °C durante 3-5 minutos. A continuación, se realizan entre 25 y 35 ciclos que incluyen desnaturalización a 94-95 °C por 30 segundos, alineamiento a una temperatura de 50-65 °C por 30 segundos (dependiendo del T_m de los primers) y una extensión a 72 °C durante un minuto, ajustada al tamaño del producto esperado.
- Finalmente, se ejecuta una extensión terminal a 72 °C por 5-10 minutos, tras lo cual los productos de PCR se mantienen a 4 °C hasta su análisis.
- Por último, los productos amplificados se visualizaron mediante electroforesis en gel de agarosa al 1-2 %, teñido con colorantes fluorescentes como bromuro de etidio, GelRed o SYBR Safe.
- Los productos se cargan en los pozos en conjunto a un marcador de peso molecular y se someten a una corriente eléctrica de 80-120 V durante 30-60 minutos. Una vez concluido, el gel se examina bajo luz UV para identificar las bandas correspondientes al tamaño esperado del ADN amplificado.

Zhu et al. (2023) realizaron un estudio sobre la prevalencia y los diferentes genotipos de ooquistes de *Toxoplasma gondii* excretados por

gatos callejeros o también conocidos como ferales en la costa central de California, encontrando que el ADN de *T. gondii* estuvo presente en el 25.9 % de las muestras fecales analizadas (94 de 362), lo que resalta la frecuencia de eliminación de este patógeno en la población estudiada.

da Igreja et al. (2021) analizaron la copro-prevalencia de *Toxoplasma gondii* en 149 muestras fecales de gatos, tanto callejeros como domésticos, utilizando tres marcadores diferentes. La Copro-PCR mostró una mayor sensibilidad que las pruebas parasitológicas, detectando el 22.1 % de las muestras positivas, frente al 15.4 % obtenido con las pruebas tradicionales, destacando la efectividad de los métodos moleculares en el diagnóstico.

Detección por PCR en sangre.

La técnica de diagnóstico molecular mediante PCR es capaz de identificar el ADN de *Toxoplasma gondii* en muestras sanguíneas, con una alta especificidad de alrededor de un (>98 %). Sin embargo, su sensibilidad varía entre el 25 % y el 75 % (Espinoza Rojas et al., 2022).

Gomez-Ríos et al. (2019) y Hsu et al. (2022) describen el paso a paso para detectar *Toxoplasma gondii* en sangre por PCR general:

- Primero, se recolecta una muestra de sangre de entre 2 a 5 mL utilizando una jeringa estéril, transfiriéndola a un tubo con anticoagulante ya sea EDTA o heparina, mezclando suavemente y almacenados a 4 °C hasta su procesamiento por un máximo de 48 horas.
- Luego, se extrae el ADN a partir de 200 µL de sangre, añadiendo 20 µL de proteinasa K y 200 µL de buffer de lisis, incubando la mezcla a 56 °C durante 10 minutos para liberar el ADN.

- Posteriormente, se agrega 200 μL de etanol al 100 %, se mezcla y se transfiere a una columna de filtración del kit de extracción de ADN, siguiendo los pasos de lavado y elución del fabricante, obteniendo finalmente el ADN en 50-100 μL de buffer de elución, que se almacena a $-20\text{ }^{\circ}\text{C}$.
- A continuación, se prepara la mezcla de PCR combinando 25 μL de mezcla maestra, 0.5 μL de primers forward y reverse (50 μM), 18.6 μL de agua libre de nucleasas y 5 μL del ADN extraído.
- Esta mezcla se somete al termociclador con las siguientes condiciones: $95\text{ }^{\circ}\text{C}$ por 10 minutos para la desnaturalización inicial, seguido de 40 ciclos de desnaturalización a $95\text{ }^{\circ}\text{C}$ por 30 segundos, alineación a $60\text{ }^{\circ}\text{C}$ por 30 segundos y extensión a $72\text{ }^{\circ}\text{C}$ por 30 segundos, finalizando con una extensión final a $72\text{ }^{\circ}\text{C}$ por 5 minutos.
- Finalmente, los productos de PCR se analizan mediante electroforesis en un gel de agarosa al 2 %, donde se cargan 5 μL del producto mezclado con buffer de carga, corriéndose a 100 V durante 30-40 minutos, y se visualizan las bandas amplificadas bajo luz UV para confirmar la presencia del ADN de *Toxoplasma gondii*.

Tratamiento.

No existen medicamentos capaces de eliminar los quistes tisulares de *Toxoplasma gondii*. En pacientes inmunocompetentes que experimentan una primoinfección, el tratamiento no suele ser necesario, a menos que haya compromiso visceral o síntomas clínicos persistentes. Los fármacos recomendados incluyen espiramicina, pirimetamina, sulfadiazina, ácido fólico, clindamicina y trimetoprima-sulfametoxazol, los cuales se emplean para tratar casos más graves o complicados (Rivera & García, 2017).

Control y prevención.

Es importante considerar que la toxoplasmosis representa una zoonosis de considerable impacto en la salud pública. Algunas medidas

preventivas y de control se centran principalmente en la protección de los humanos, especialmente de mujeres embarazadas y personas con sistemas inmunológicos debilitados, pero también benefician a los animales, estas se mencionan a continuación (Torres & Zambrano, 2022):

- Evitar alimentar a los animales con carne cruda.
- Proporcionar una dieta balanceada a los animales.
- Desalentar la caza libre de animales.
- Mantener un óptimo control sanitario, alimenticio y conductual de las mascotas felinas.
- Prestar especial atención a las medidas preventivas para mujeres embarazadas y personas con inmunodeficiencia, como los portadores del VIH.
- Mejorar la higiene y la preparación de alimentos.
- Limpiar diariamente las cajas de arena de los felinos, dado que los oocistos se vuelven infecciosos después de 24 horas de exposición al aire.
- Usar guantes al manipular productos cárnicos crudos, verduras frescas e incluso al acariciar mascotas, además de esto lavarse las manos adecuadamente después de estas actividades.
- Emplear protección para quienes tienen contacto directo con las heces de los gatos, como los empleados de veterinarias y clínicas veterinarias.
- Optimizar los controles de calidad en los diferentes productos de origen animal destinados al consumo humano.
- Promover buenas prácticas en las diferentes producciones carnicas y sus derivados (Torres & Zambrano, 2022)

Los hallazgos de una investigación reciente llevada a cabo en varios zoológicos de España por el equipo de Enfermedades Infecciosas del Departamento de Sanidad Animal de la Universidad de Córdoba revelaron que el 42 % de los 393 animales de los zoológicos examinados mostraron la

presencia de anticuerpos contra *T. gondii*, lo que indica que en algún momento de sus vidas estuvieron expuestos a este parásito (Cano-Terriza et al., 2020).

Se pueden implementar diversas medidas para disminuir el riesgo de infección por *T. gondii* en especies carnívoras alojadas en zoológicos. Estas incluyen la aplicación de programas efectivos de control de animales externos al hábitat a las instalaciones del zoológico, así como la correcta higienización de alimentos y la congelación adecuada de la carne. En este caso se sugiere congelar la carne a una temperatura de -12 °C durante un período mínimo de tres días antes de suministrar como alimento (Cano-Terriza et al., 2020).

Impacto zoonótico.

La toxoplasmosis es una infección parasitaria que llega a afectar a aproximadamente a mil millones de personas, teniendo repercusiones tanto en la producción animal como en la salud pública de manera global. Se estima que alrededor del 60 % de la población mundial presenta anticuerpos contra *Toxoplasma gondii* (Caballero-Méndez et al., 2023).

En países como Estados Unidos y Gran Bretaña, la seroprevalencia se sitúa entre el 16 % y el 40 %, mientras que en Europa y Latinoamérica varía del 50 % al 80 %. En Cuba, la prevalencia era del 25 % al 30 % en la década de 1970, pero actualmente oscila entre el 50 % y el 75 %, dependiendo del lugar, la técnica de diagnóstico utilizada y la edad de la población (Grandía et al., 2013).

Un descubrimiento intrigante es que los gatos domésticos no distribuyen de manera uniforme los ooquistes de todas las cepas de *T. gondii*. Son eficientes en la producción de ooquistes cuando están infectados con cepas que provienen del entorno doméstico, pero rara vez generan

ooquistes cuando están expuestos a cepas del entorno silvestre. Este proceso de selección probablemente actúa como una barrera natural para evitar la propagación de cepas silvestres en el entorno doméstico (Bolais et al., 2022).

Existen ciertas variantes de este microorganismo de manera silvestre, las cuales pueden exhibir una variedad genética, dichas variantes son mayormente encontradas en áreas con mayor población de felinos silvestres; en comparación a las más conocidas variantes domésticas. Dichas variantes son mayormente conocidas por su alta virulencia, especialmente en animales que se encuentren inmunocomprometidos, a diferencia de la mayoría de variantes domésticas las cuales suelen ser poco patógenas o de patogenicidad leve (Bolais et al., 2022).

En la región de la Guayana Francesa en América del Sur, se han documentado casos recurrentes de una forma atípica y grave de toxoplasmosis generalizada, conocida como toxoplasmosis amazónica, en individuos con sistemas inmunológicos funcionales que tienen historial de exposición al entorno selvático. Esta exposición puede deberse al consumo de agua superficial contaminada con ooquistes mientras están en áreas boscosas, al consumo de carne de caza poco cocida (Carme et al., 2009).

En diversos países de América del Sur, se han registrado ocasionalmente casos graves de toxoplasmosis en personas con sistemas inmunológicos competentes (Cortés & Aguirre, 2018), así como en América del Norte y estos casos han estado relacionados con el contacto con entornos silvestres (Schumacher et al., 2021).

A pesar de la relevancia de los felinos salvajes en la propagación de estas cepas patógenas, la epidemiología de *T. gondii* en estas especies aún no se comprende completamente. Estudios disponibles han señalado una alta prevalencia de anticuerpos contra *T. gondii* en felinos salvajes (Montazeri et al., 2020), y también se ha observado la excreción de ooquistes en diversas especies de felinos silvestres, confirmando su función como huéspedes definitivos del parásito (Dubey, 2009).

Investigaciones realizadas en Ecuador indican que la exposición a *T. gondii* comienza aproximadamente entre los 4 y 5 años de edad, y en la región costera del país, se ha observado que alrededor del 74 % de la población ha desarrollado anticuerpos para este parásito antes de cumplir los 20 años (Sánchez et al., 2018).

Además, un estudio llevado a cabo en Guayaquil por Fernández et al., (2014) examinó la seroepidemiología para evaluar el riesgo de infección congénita por *T. gondii*, revelando que la adquisición de la infección ocurre desde una edad muy temprana, con un aumento rápido durante los dos primeros períodos de cinco años de vida. Esto confirma la exposición al *Toxoplasma gondii* durante la infancia temprana, es decir, que la incidencia aumenta considerablemente hasta los 10 años de edad.

Se han divulgado otros informes que indican que alrededor del 40 % de las mujeres embarazadas en Quito tienen anticuerpos contra la toxoplasmosis en su sangre. En Chimborazo se encontró que el 36 % (38 personas) de los 105 estudiantes de la Universidad Nacional de Chimborazo en Ecuador presentaron anticuerpos de toxoplasmosis (Sánchez et al., 2018).

Equipamiento y protocolos de seguridad.

Es indispensable la educación y formación hacia el personal encargado sobre el uso de materiales y protocolos de bioseguridad, estos son elementos cruciales de un programa efectivo de salud ocupacional. Este programa debe tener metas claras y medios para así poder evaluar su eficacia (Kaiser et al., 2002).

La capacitación inicial del personal de manejo debe encontrarse enfocado en los diferentes protocolos para la prevención de infecciones, lo que incluye la exposición a enfermedades zoonóticas, además de los riesgos laborales y la prevención de lesiones. Es indispensable capacitar sobre la correcta manipulación y evaluación del comportamiento animal. La formación continua cumple un papel muy importante y debe ser entregada al menos una vez al año (Williams et al., 2015).

El médico veterinario desempeña un papel crucial en la asignación de responsabilidades dentro de los programas de salud y seguridad laboral, especialmente en entornos como clínicas, zoológicos, laboratorios de investigación, granjas u otros lugares (Wulf et al., 2008).

Las diferentes medidas de bioseguridad se centran en la prevención de la propagación de diferentes agentes patógenos y el control de su dispersión. Esto implica las diferentes prácticas y uso de materiales de bioseguridad, las cuales están diseñadas para reducir las oportunidades de ingreso de agentes infecciosos a diferentes lugares, ya sean regiones, países o instalaciones (Álvarez et al., 2015).

Según Williams et al., (2015), las medidas preventivas tanto para el personal como para el equipo incluyen lo siguiente:

- Higiene de manos: Esta es una medida básica y efectiva para reducir el riesgo de transmisión. Involucra el lavado de manos con agua y jabón, así como el uso de desinfectantes a base de alcohol. Estas prácticas ayudan a disminuir el número de patógenos en la piel y evitan el crecimiento de la flora bacteriana normal.
- Uso de guantes: Proporciona una barrera la cual reduce el riesgo de transmisión de diferentes patógenos. Esto más que todo durante el contacto con sustancias o secreciones varias, así como al manipular animales potencialmente infectados. Los guantes deben ser cambiados con frecuencia dependiendo de la necesidad.
- Protección facial: Esto previene la exposición de las mucosas de los ojos, nariz y boca; especialmente necesario cuando existe riesgo de contagio por mediante aerosoles o salpicaduras.
- Vestimenta adecuada: Uso de indumentaria adecuada para realizar limpiezas y otras actividades que impliquen contacto con sustancias potencialmente zoonóticas o por su defecto contaminantes.
- Calzado adecuado: Uso de botas de caucho, que además de ser impermeables, facilitan su desinfección, además de ofrecer protección contra contaminantes.
- Gorros protectores: En entornos de alto riesgo de infección, es importante usar gorros desechables para protegerse. Estos gorros no deben reutilizarse para evitar la contaminación cruzada.

Las medidas de seguridad recomendadas para reducir el riesgo de exposición a agentes biológicos incluyen (Alonso et al., 2009; Álvarez et al., 2015):

- Identificar los animales que son susceptibles a enfermedades.
- Implementar precauciones para los trabajadores que manejan sangre u otros fluidos biológicos, promoviendo el uso adecuado de objetos corto-punzantes.
- Separar a los animales que tienen enfermedades contagiosas para evitar la propagación.

- Controlar, desinfectar y esterilizar áreas e instalaciones que puedan ser fuentes de infección, además de la importante gestión de los residuos biológicos y utilizar equipo de protección personal, como guantes, máscaras faciales, gafas y ropa adecuada.
- Cubrir cualquier herida en las manos con apósitos impermeables para prevenir la exposición a patógenos.
- Lavarse las manos con jabón antiséptico; es importante tener en cuenta que el uso de guantes no reemplaza esta medida. Además, es fundamental mantener limpia la ropa de trabajo.
- Proporcionar capacitación e información adecuada a los trabajadores sobre las medidas de bioseguridad y el uso de materiales complementarios de bioseguridad para así garantizar su comprensión y cumplimiento.
- Seguir procedimientos adecuados para la gestión del riesgo biológico, como mantener registros de actividades, reportar incidencias y desechar residuos de manera adecuada.

2.4 Parásitos en felinos silvestres

2.4.1 *Toxocara cati*.

Los adultos de *Toxocara cati* son nematodos que presentan un color entre crema y rosado, los cuales habitan en el intestino delgado de diferentes hospedadores. Presentan dimorfismo sexual, siendo las hembras (4 - 10 cm) generalmente más grandes que los machos (3 - 7 cm). Los machos son identificados por su extremo posterior curvado y ensanchado (Taylor et al, 2016).

Es relevante destacar que un felino adulto puede ser portador de *Toxocara cati* en su intestino sin manifestar síntomas evidentes, ya que la infección suele ser asintomática y no genera una respuesta inmunitaria significativa. El período de incubación varía según la vía de infección, siendo de 30 días por ingestión de huevos embrionados y 21 días por vía láctea (Arango, 2020).

Estudios demuestran la presencia de este parásito en diferentes especies pertenecientes al género *Leopardus*, además de especies del género puma (Rodríguez, 2021).

Tabla 2

Taxonomía de Toxocara cati

Reino	Animalia
Phylum	Nemathelminthes
Clase	Secernentea
Orden	Ascaridida
Familia	Toxocaridae
Género	<i>Toxocara</i>
Especie	<i>Toxocara cati</i>

Nota. Adaptado Chipana (2024) *Prevalencia de helmintos gastrointestinales (Nemátodos y Céstodos) en felinos domésticos (Felis catus)*

2.4.2 Ancylostoma spp.

Este parásito al ser encontrado a nivel intestinal se adhiere a la pared del intestino delgado mediante estructuras bucales especializadas, las cuales son específicas del mismo. Su alimentación hematófaga le permite obtener los nutrientes necesarios para completar su ciclo de vida (Botero y Restrepo, 1998).

El ciclo de vida de este parásito involucra a diversos hospedadores. Además del hospedador definitivo, los huevos pueden ser ingeridos por animales ya sean mamíferos o invertebrados, sirviendo como hospedadores intermediarios. La viabilidad de los huevos en el ambiente depende de factores como la humedad y la temperatura (Martínez, 2022).

Existe evidencia sobre casos positivos de *Ancylostoma* en felinos silvestres como el *Herpailurus yagoroundi* (Rosado, 2016).

3 MARCO METODOLÓGICO

3.1 Ubicación de la investigación

El Trabajo de Integración Curricular fue desarrollado a partir de las especies que se encuentran en dos centros de rescate de fauna silvestre, ambas localizadas en la provincia del Guayas.

Figura 2

Ubicación geográfica en las que se realizó el estudio.



Nota. Tomado de Google Maps, 2024.

3.1.1 Características climáticas.

La provincia del Guayas presenta un clima tropical mega térmico semi húmedo. Sin embargo, es notable un déficit de precipitación significativamente por debajo del promedio, oscilando entre un - 100 % y un - 50 % en la mayoría de los registros (INHAMI, 2023).

3.2 Materiales

Los materiales utilizados, fueron:

- Ficha técnica
- Tablero para hojas

- Bolígrafo
- Rotulador
- Teléfono móvil
- Computadora portátil
- Guantes de látex desechables
- Mascarilla quirúrgica desechable
- Alcohol
- Hielera
- Pilas refrigerantes
- Envases estériles para orina
- Portaobjeto
- Cubre objeto
- Agua destilada
- Azúcar
- Formol 37.7 %
- Filtros para café
- Palillos de madera
- Tubos de ensayo
- Microscopio
- Scrub

3.3 Tipo de estudio

El estudio tuvo un enfoque cuantitativo de tipo descriptivo, ya que se centra en la detección de la presencia de *Toxoplasma gondii* en la subfamilia *Felinae* de felinos silvestres que se encuentran en dos centros de rescate de fauna silvestre de la provincia de Guayas.

3.4 Población y muestra de estudio

La población de estudio estuvo conformada por los felinos de la familia *Felinae* que residen en dos centros de rescate ubicados en la provincia del Guayas. La muestra estuvo conformada por ocho individuos de *Leopardus pardalis* y dos de *Herpailurus yagouaroundi* que residieron en los centros de rescate durante el período octubre a diciembre del año 2024.

3.5 Análisis estadístico

Al procesar la información obtenida, se utilizó una hoja de cálculo para así poder procesar los datos. Además de esto se utilizaron diferentes tablas de contingencia que en este caso permitieron medir cada una de las variables y el comportamiento de las mismas. Para una mejor visualización gráfica se utilizaron diferentes gráficos tanto de pastel como de barras reflejando los resultados obtenidos y así determinar la significancia estadística del presente estudio.

Fórmula de prevalencia

$$\text{Prevalencia} = \frac{\text{Número de casos positivos}}{\text{Total de animales muestreados}} \times 100$$

Nota. La prevalencia se calculó dividiendo el número de casos positivos entre el total de animales evaluados y el resultado de la división de estos dos valores multiplicando por 100 para obtener un porcentaje. Adaptado de National Institute of Mental Health [NIH], 2021.

3.6.1 Manejo del ensayo.

Para determinar los casos positivos de la población de felinos silvestres que habitan en los dos centros de rescate, se utilizó un diagnóstico por medio de PCR, cuyos datos recolectados se clasificaron en una hoja de Excel de acuerdo con las variables establecidas.

3.7 Método de abordaje

Para determinar los casos positivos de la población de felinos silvestres que habitan en los dos centros de rescate, se realizó el diagnóstico por medio de PCR para la identificación de anticuerpos y, mediante coprología el diagnóstico de la presencia de ooquistes.

3.7.1 Recopilación de información de la muestra.

Se realizó un cuestionario, con preguntas relacionadas, a los cuidadores de los felinos habitantes de los centros de rescate de la provincia del Guayas. La ficha técnica incluyó los datos básicos del animal, edad, sexo, ubicación y procedencia; además de las diferentes variables a evaluar como dieta, interacción con otras especies y fuentes de agua que corresponden a las variables de riesgo.

3.7.2 Toma de muestras.

La toma de muestras se realizó durante los meses de noviembre y diciembre del año 2024

- Se recolectaron las heces frescas para evitar el estrés de los felinos y de esa manera no se necesitará sedación de los mismos.
- Se analizó al animal identificando sus manchas, marcas características y comportamiento.
- Se separaron a los animales cada uno en su respectiva jaula de manejo, el día previo a las recolecciones de las muestras se limpió a profundidad las respectivas jaulas de manejo.
- Al día siguiente se esperó a la excreción de las heces en cada una de las jaulas.
- Se ingresaba a las jaulas de manejo y con la colocación de un guante, se procedió a la recolección de las muestras, las cuales fueron obtenidas directamente del suelo, estas fueron colocadas en un envase estéril para orina, que eran rotuladas con la identificación de cada animal.
- Estos envases eran colocados en hieleras para ser enviados al laboratorio para realizar los respectivos análisis.
- La primera toma de muestras en cada uno de los felinos tomó lugar en los siguientes días:
En el Centro 2, el seis de noviembre (tres *Leopardus pardalis* hembras adultas y un *Leopardus pardalis* macho).

En el Centro 1 el día siete de noviembre (tres *Leopardus pardalis*, dos adultas y una juvenil). Doce de noviembre (un *Herpailurus yagouaroundi* macho juvenil). Cuatro de diciembre (un *Herpailurus yagouaroundi* hembra adulta). Siete de diciembre (un *Leopardus pardalis* macho adulto)

- Se procedió a esperar un periodo de 12 a 15 días para el segundo muestreo. Se repiten los pasos dos, tres y cuatro.
- La primera toma de muestras en cada uno de los felinos tomó lugar en los siguientes días:

En el Centro 2, el veinte de noviembre (tres *Leopardus pardalis* hembras adultas y un *Leopardus pardalis* macho).

En el Centro 1 el día veintiocho de noviembre (una *Leopardus pardalis*, hembra juvenil y un *Herpailurus yagouaroundi* macho juvenil). Treinta de noviembre (un *Leopardus pardalis* hembra adulta). Primero de diciembre (un *Leopardus pardalis* hembra adulta). Dieciocho de diciembre (un *Leopardus pardalis* macho adulto).

3.8 Variables en estudio

3.8.1 Variable dependiente.

Presenta *Toxoplasma gondii*.

- Sí
- No

3.8.2 Variables independientes.

Especie

- *Leopardus pardalis*
- *Leopardus tigrinus*
- *Leopardus colocollo*
- *Leopardus wiedii*
- *Herpailurus yagouaroundi*
- *Puma concolor*

- *Phanthera onca*

Etapas de vida

- Juvenil (3 – 5 años)
- Adulto (6 – 10 años)

Sexo

- Hembra
- Macho

Comparte hábitat

- Sí
- No

Cercanía con otros ejemplares

- Sí
- No

Alimentación

- Pollo
- Cerdo
- Chivo
- Cuy
- Ratón
- Res

Procedencia de alimento

- Producción interna
- Llegada externa de alimentos

Fuentes de agua

- Fuentes naturales
- Bebedero

Desparasitación

- Si
- No

Frecuencia de limpieza

- 1 vez al día
- 3 veces a la semana

Uso de material de bioseguridad al momento de la limpieza

- Si
- No

4 RESULTADOS

Los resultados obtenidos en la investigación mediante las pruebas diagnósticas de PCR en heces y análisis coproparasitario para la determinación de presencia de *Toxoplasma gondii* en 10 felinos pertenecientes a la subfamilia Felinae resultaron negativos en un 100 % de la población de estudio.

4.1 Características generales de la población en estudio

El muestreo de diez ejemplares felinos arrojó una composición específica conformada por ocho individuos de *Leopardus pardalis* y dos de *Herpailurus yagouaroundi*. La evaluación de atributos individuales, tales como sexo y edad, permitió establecer un perfil básico de las poblaciones de ambas especies, independientemente del centro procedencia.

Tabla 3

Características de sujeto de estudio de acuerdo a la especie

		<i>L. pardalis</i>	<i>H. yagouaroundi</i>
Sexo	Especie	8	2
	H	6	1
	M	2	1
Edad	Adulto	7	1
	Juvenil	1	1

Nota. Cabe recalcar que el cálculo de la etapa de vida se obtuvo a partir de la siguiente aproximación, la cual es Juvenil (3 – 5 años) y Adulto (6 – 10 años).

En la **Tabla 3** no se registraron individuos pertenecientes a otras especies de la subfamilia Felinae durante el periodo de estudio. Por consiguiente, el presente análisis se centró exclusivamente en *Leopardus pardalis* y *Herpailurus yagouaroundi*.

El análisis de los felinos silvestres, en el Centro 1 se halló la presencia de cuatro ejemplares de *Leopardus pardalis* de los cuales tres eran hembras adultas y una hembra juvenil, además de un macho adulto. También se registraron dos individuos de *Herpailurus yagouaroundi*, un macho juvenil y una hembra adulta. En el Centro 2 se determinó la presencia de cuatro

ejemplares de *Leopardus pardalis* de los cuales tres eran hembras adultas y un macho adulto.

4.2 Resultados de pruebas diagnósticas para determinar presencia de *Toxoplasma gondii*

Se realizó un estudio comparativo para comparar y evaluar la precisión de la prueba diagnóstica de PCR en heces, además de un análisis coprológico para la identificación de ooquistes de *Toxoplasma gondii*. Los resultados obtenidos fueron organizados en una tabla de contingencia, para de esa manera ser analizados considerando los resultados de ambas pruebas positivos y negativos.

Tabla 4

Resultados de exámenes diagnósticos en relación a la presencia o ausencia de Toxoplasma gondii.

		Positivo	Negativo
<i>Toxoplasma gondii</i>	PCR	0	10
	Coprológico	0	10

Nota. No se hallaron resultados positivos en los análisis diagnósticos

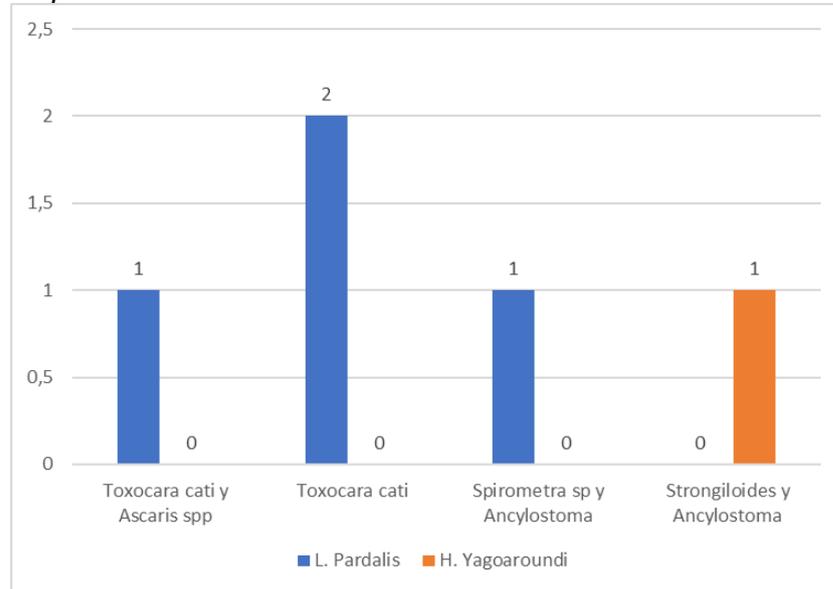
En la **Tabla 4** el análisis del total de muestras recolectadas arrojó resultados negativos en ambos métodos diagnósticos, además de la ausencia de ooquistes en el segundo muestreo tomado entre 12 a 15 días posteriores a la primera toma de muestras.

4.2.1 Hallazgos de análisis coproparasitario.

En el análisis coproparasitario complementario al análisis molecular de PCR en heces, el cual se realizó para determinar la presencia de ooquistes no se encontró la presencia de los mismos, aunque este, reveló la presencia de nematodos, los cuales fueron *Toxocara cati*, *Ascaris* spp., *Ancylostoma* spp., *Spirometra* spp. y *Strongiloides* spp.

Figura 3

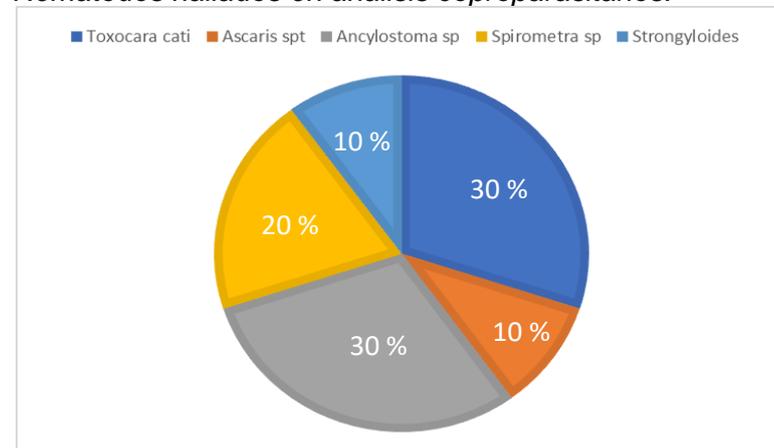
Hallazgos de nematodos en análisis coprológico y diferenciación de parasitación mixta.



Nota. Clasificación de los diferentes nematodos encontrados según la especie en los análisis coproparasitarios.

Figura 4

Nematodos hallados en análisis coproparasitarios.



Nota. Se puede observar que, en esta figura se describen los casos positivos y negativos a los diferentes nematodos encontrados los análisis coproparasitarios.

En las **Figuras 3** los análisis coproparasitarios realizados se detectó la presencia de varios tipos de nematodos, siendo los más frecuentes *Toxocara cati* y *Ancylostoma* spp. en un 30 % cada uno. Tres de ocho ocelotes que formaron parte del estudio resultaron positivos a *Toxocara cati*, presentando uno de ellos parasitación mixta en conjunto con *Ascaris*.

En el caso de *Ancylostoma* los tres individuos presentaron parasitación mixta, dos *Herpailurus yagouaroundi* los cuales presentaron *Strongiloides* y *Spirometra* además del ya presente *Ancylostoma*. En el caso del ocelote este además de la ya mencionada parasitación por *Ancylostoma*, presentó además *Spirometra*.

4.2.2 Resultados de las posibles variables de riesgo.

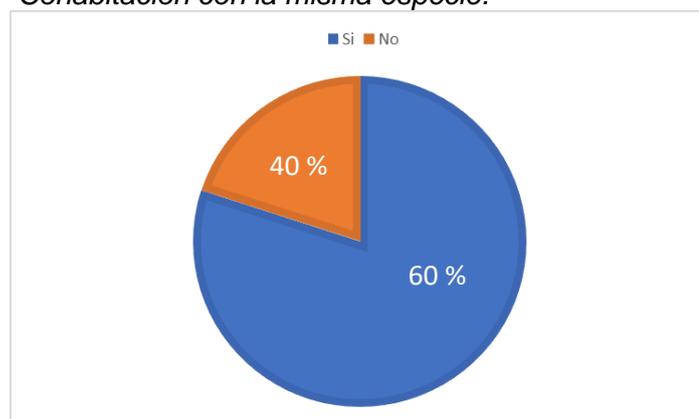
Se evaluaron ocho variables de riesgo potencialmente asociados a la presencia de *Toxoplasma gondii* en cada centro de rescate, siendo estas: la cercanía con otras especies, compartir hábitat con otros ejemplares, desparasitación, alimentación, procedencia de dicho alimento, fuentes de agua, frecuencia de limpieza en cada uno de los recintos y uso de bioseguridad al momento de la limpieza de los recintos.

4.2.2.1 Cohabitación.

Se consideró la cohabitación de múltiples individuos de la misma especie como un potencial factor de riesgo para la transmisión directa de *Toxoplasma gondii*, ya que la convivencia estrecha puede aumentar el riesgo de infección.

Figura 5

Cohabitación con la misma especie.



Nota. De los 10 felinos muestreados el 60 % comparte hábitat con otro ejemplar, y el 40 % se encuentra en encierro solitario.

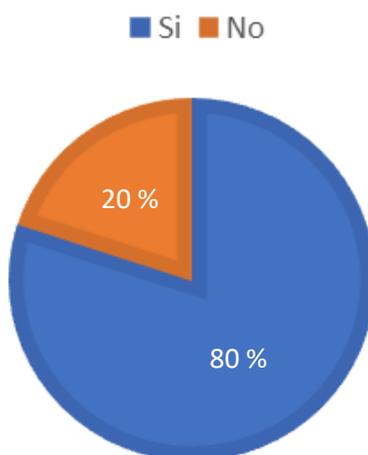
En la **Figura 5** los felinos se encuentran divididos en grupos de dos, estos siendo en el Centro 2, dos hembras adultas y una hembra y un macho adultos, en el Centro 1, dos hembras adultas.

4.2.2.2 Cercanía de encierros con otros ejemplares.

Se consideró la cercanía con otras especies o presencia de otros ejemplares alrededor de cada uno de los recintos, ya que esto podía ser un factor importante dependiendo de las especies con la que los felinos se tenga cercanía debido al ciclo biológico del *Toxoplasma gondii*.

Figura 6

Cercanía con otras especies.



Nota. El 80 % de los felinos analizados se encuentran en cercanía con otras especies o incluso con la misma especie.

En la **Figura 6** la distribución espacial de los individuos varió entre los centros. En total el 80 % de las especies tuvieron cercanía con otros ejemplares mientras que el 20 % se encontraba sin ningún tipo de cercanía con otros encierros. En el Centro 1, las hembras de *Leopardus pardalis* fueron alojadas en divisiones contiguas dentro del mismo recinto, con dos hembras compartiendo un mismo hábitat. El macho de *Herpailurus yagouaroundi* fue alojado en proximidad a aves (papagayos) y primates. En el Centro 2, las hembras de *Leopardus pardalis* se encontraban en proximidad a los recintos de pecaríes de collar y leones. El macho de

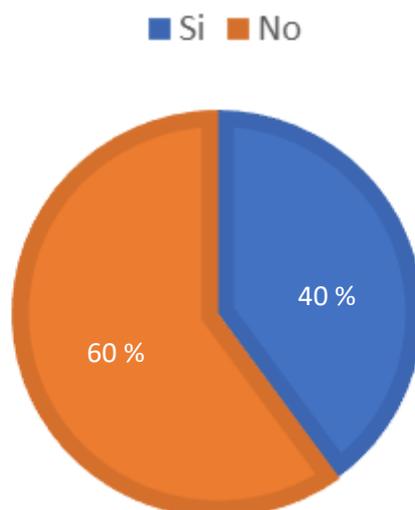
Leopardus pardalis en conjunto a otra hembra se encuentran alojados adyacentes al recinto de las hembras y en proximidad a los leones.

4.2.2.3 Desparasitación.

La desparasitación fue una de las variables de mayor interés durante la investigación, por esa razón se evaluó la asociación entre los protocolos de desparasitación y la presencia de *Toxoplasma gondii*, considerando que una adecuada desparasitación podría influir en la dinámica de la infección.

Figura 7

Total de animales desparasitados y no desparasitados



Nota. Identificación de animales desparasitados y no desparasitados independientemente del centro en el que se recolecto la muestra.

La **Figura 7** expone que el 60 % de los individuos en el estudio realizado no se encontraban desparasitados y solo el 40 % lo estaba, este grupo constituido por cuatro ocelotes es desparasitado periódicamente de manera interna con Embonato de pirantel con Prazicuantel (Drontal gatos), en un solo comprimido.

4.2.2.4 Alimentación.

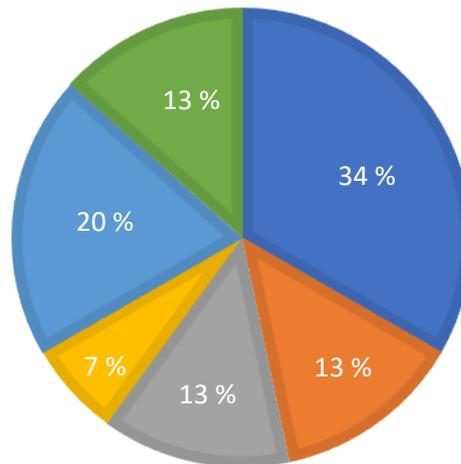
Se puede observar que, la alimentación es una de las variables que se tomaron en cuenta, se analizaron las diferencias en las dietas suministradas en cada centro y sus diferentes fuentes de proteína, cabe

recalcar que los alimentos se entregan muertos. El objetivo fue evaluar su impacto ya que este puede influir significativamente en la exposición a *Toxoplasma gondii*.

Figura 8

Alimentación suministrada

■ Pollo ■ Cuy ■ Chivo ■ Raton ■ Res ■ Cerdo



Nota. Fuentes de proteína proporcionadas a los felinos independientemente del centro.

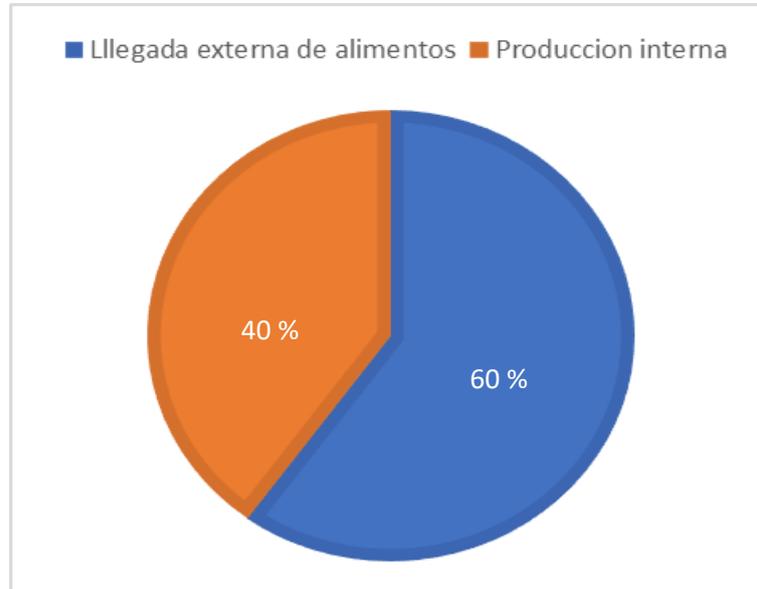
En la **Figura 8** se puede observar que la dieta de los felinos evaluados estuvo compuesta principalmente por pollo en un 34 %, res 20 %, chivo 13 %, cerdo 13 %, cuy 13 % y ratón 7 %. La dieta de los felinos de estudio en el Centro 1 se divide de dos maneras diferentes dependiendo la especie, mientras que los *Herpailurus yagoroundi* consumen res, pollo y ratón, los *Leopardus pardalis* consumen pollo, res, ratón y cuy con vísceras. En el Centro 2 los *Leopardus pardalis* consumen chivo, pollo y cerdo.

4.2.2.5 Procedencia de alimentos.

La diversidad en el origen de los alimentos suministrados a los felinos en cada centro se identificó como un factor de riesgo potencial. Se diferenciaron dos fuentes principales de la procedencia de los mismos: alimentos provenientes de proveedores externos y alimentos producidos internamente.

Figura 9

Procedencia de proteínas de las dietas de los felinos silvestres.



Nota. Procedencia de fuentes la alimentación de los felinos, llegada externa de alimentos y producción interna.

En la **Figura 9** se puede observar que 40 % de los felinos en estudio obtienen sus fuentes de proteína provenientes de una fuente de producción interna, mientras que el 60 % de los felinos obtienen sus alimentos mediante la llegada externa de los mismos.

4.2.2.6 Fuentes de agua de bebida.

Las fuentes de agua de cada uno de los felinos de estudio se consideraron como una variable de riesgo importante ya que podían llegar a ser fuente de infecciones o parasitación, de acuerdo a la proveniencia del agua de bebida.

Tabla 5

Fuentes de agua de bebida

	Bebedero	Fuente natural
Bebedero	10	0

Not. Se evidenció que las fuentes de agua de bebida de cada uno de los felinos de estudio fueron bebederos

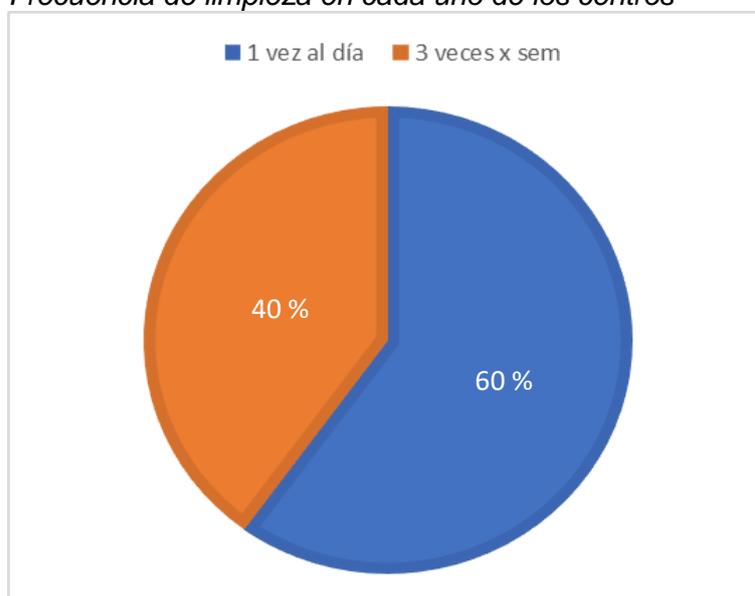
En la presente **Tabla 5** se pudo determinar la presencia de bebederos un 100 % de los encierros que formaron parte del estudio, en este caso fueron 7 los encierros analizados que en total albergaban 10 felinos silvestres.

4.2.2.7 Frecuencia de limpieza.

La limpieza en cada uno de los centros varió. Este se considera un factor importante ya que la falta de higiene en cada uno de los encierros puede ser un factor influyente en la presencia de parásitos.

Figura 10

Frecuencia de limpieza en cada uno de los centros



Nota. Diferenciación entre la frecuencia de limpieza en cada uno de los centros.

En la **Figura 10** se pudo determinar que el 40 % de los encierros eran limpiados tres veces a la semana por los respectivos encargados del área, mientras que el 60 % de estos eran limpiados una vez por día.

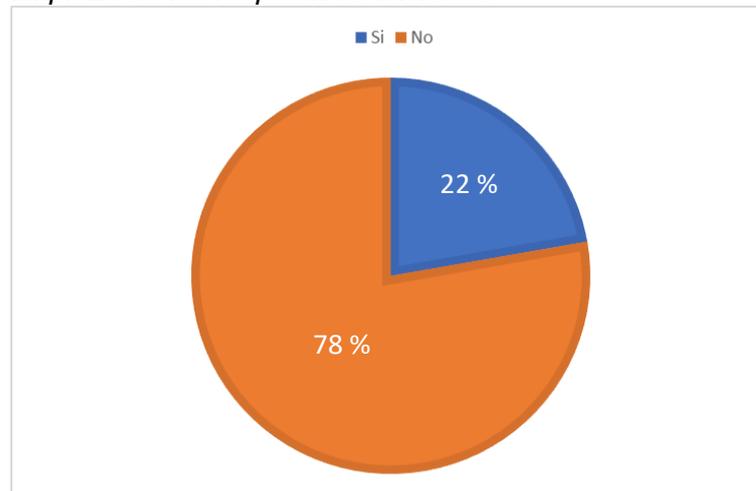
4.2.2.8 Uso de bioseguridad.

El uso de bioseguridad a la hora de realizar limpiezas de recintos es sumamente importante, considerando la presencia de enfermedades zoonóticas al trabajar con animales de fauna silvestre. Los resultados de la **Figura 11** se basan en una encuesta realizada a los zoocuidadores la cual

consta en el uso de materiales de bioseguridad al momento de la limpieza de los respectivos encierros de los felinos.

Figura 11

Uso de materiales de bioseguridad al momento de la limpieza de los respectivos encierros



Nota. Descripción de la frecuencia del uso de materiales de bioseguridad al momento de la limpieza de los respectivos encierros.

En la **Figura 11** se puede evidenciar que de acuerdo a la encuesta realizada por los zoocuidadores encargados de los felinos que en total fueron 9, el 22 % de estos utilizaban materiales de bioseguridad como mascarillas, botas y guantes al momento de la limpieza de los recintos, mientras que el 78 % de estos no utilizan material de bioseguridad al momento de la limpieza de los recintos.

4.2.3 Análisis coprológico.

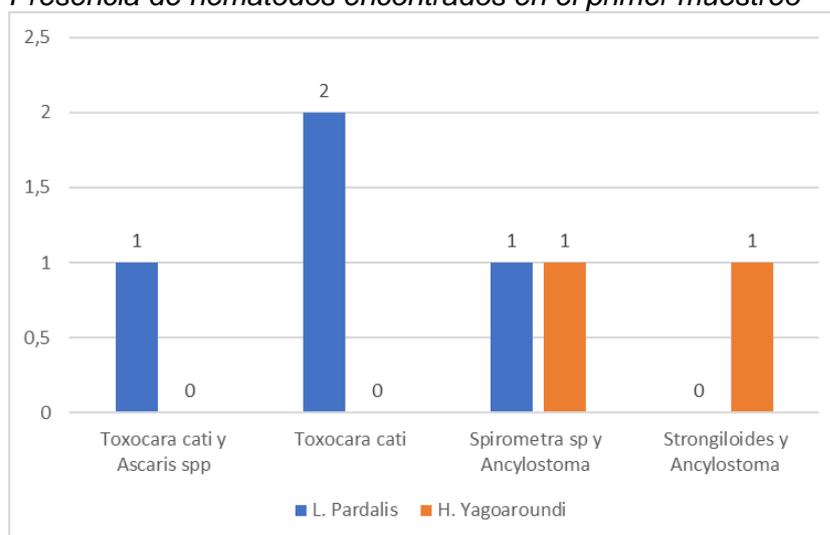
4.2.3.1 Primer muestreo.

Mediante este análisis se buscó detectar la presencia de ooquistes de *Toxoplasma gondii* en las heces de las dos especies de la subfamilia Felinae, aunque no se encontró la presencia de los mismos, se logró detectar la presencia de diferentes nematodos en seis de los diez felinos de estudio.

Se puede observar en la **Figura 12** las diferentes parasitaciones mixtas en cada una de los felinos parasitados de acuerdo a los resultados del primer muestreo el cual se realizó en conjunto al análisis de PCR en el laboratorio. Cuyas muestras fueron recolectadas en diferentes días entre los meses de noviembre y diciembre gracias a la llegada repentina de dos ejemplares adicionales.

Figura 12

Presencia de nematodos encontrados en el primer muestreo



Nota. Reflejo de frecuencia de parásitos según especie de felinos de estudio

En la **Figura 12** se puede evidenciar que en el primer muestreo se obtuvieron resultados de parasitación mixta en cuatro de los seis felinos parasitados. En el presente análisis se determinó la presencia de *Toxocara cati* y *Ascaris* spp. en un ocelote hembra juvenil, *Toxocara cati* en dos *Leopardus pardalis* hembras adultas, *Spirometra* spp. y *Ancylostoma* en un *Leopardus pardalis* macho adulto y un *Herpailurus yagoaroundi* hembra adulta, por último, *Strongiloides* y *Ancylostoma* en un ejemplar de *Herpailurus yagoaroundi* macho juvenil.

4.2.3.2 Segundo muestreo.

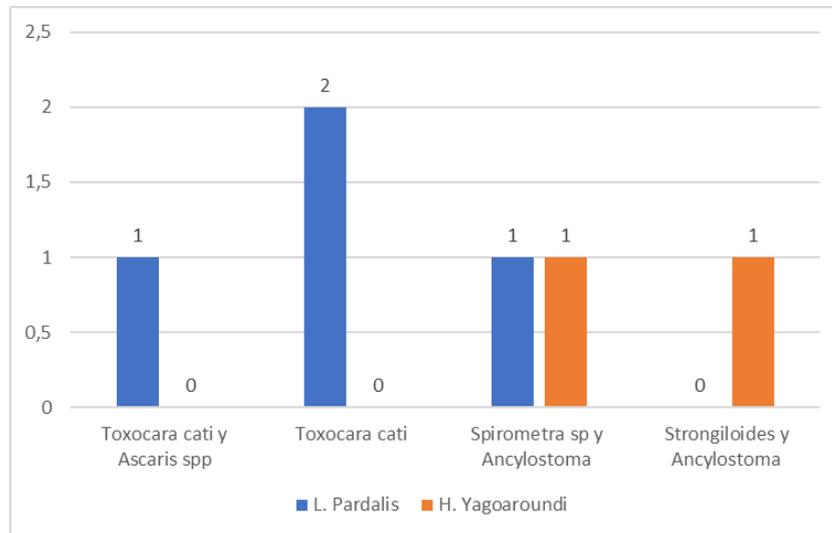
Se puede observar la presencia de los diferentes nematodos encontrados en el segundo muestreo mediante examen coprológico en

heces frescas realizado en un periodo de 12 a 15 días posteriores a la primera toma de muestras.

Estas muestras fueron recolectadas entre noviembre a diciembre. En este segundo muestreo no se pudo recolectar la muestra de la *Herpailurus Yagoarundi* hembra debido a fallecimiento poco después de la recolección de la primera toma de muestras.

Figura 13

Presencia de los diferentes nematodos encontrados en el segundo muestreo



Nota. Frecuencia de presencia de nematodos y su respectiva parasitación mixta en el primer muestreo clasificado por especies.

En la **Figura 13** se puede evidenciar que en el segundo muestreo se obtuvieron resultados de parasitación mixta en cuatro de los seis felinos parasitados. En el presente análisis se determinó la presencia de *Toxocara cati* y *Ascaris* spp. en un ocelote hembra juvenil, *Toxocara cati* en dos *Leopardus pardalis* hembras adultas, *Spirometra* sp y *Ancylostoma* en un *Leopardus pardalis* macho adulto y *Strongiloides* y *Ancylostoma* en un *Herpailurus yagoarundi* macho adulto.

4.2.4 Correlación de resultados de análisis coproparasitario con las variables de riesgo.

La correlación se estableció en base de ocho variables de riesgo y la presencia de nematodos en ambos muestreos en cuanto al análisis coproparasitario.

Tabla 6

Correlación entre variables de riesgo y presencia de nematodos en ambos muestreos.

		Primer muestreo				Segundo muestreo			
	Nematodos	1	2	3	4	1	2	3	4
Centro	1	1	2	2	1	1	2	1	1
	2	0	0	0	0	0	0	0	0
Cohabitación	si	0	2	0	0	0	2	0	0
	no	1	0	2	1	1	0	1	1
Cercanía	si	1	2	0	1	1	2	0	1
	no	0	0	2	0	0	0	1	0
Desparasitación	si	1	2	2	1	1	2	1	1
	no	0	0	0	0	0	0	0	0
Alimentación	pollo	1	2	2	1	1	2	1	1
	cuy	1	2	1	0	1	2	1	0
	chivo	0	0	0	0	0	0	0	0
	ratón	1	2	2	1	1	2	1	1
	res	1	2	2	1	1	2	1	1
	cerdo	0	0	0	0	0	0	0	0
Procedencia de alimentación	interna	0	0	0	0	0	0	0	0
	externa	1	2	2	1	1	2	1	1
Fuente de agua	bebedero	1	2	2	1	1	2	1	1
	natural	0	0	0	0	0	0	0	0
Frecuencia de limpieza	1 vez al día	1	2	2	1	1	2	1	1
	3 veces por semana	0	0	0	0	0	0	0	0
Uso de bioseguridad	si	0	0	0	0	0	0	0	0
	no	1	2	2	1	1	2	1	1

Nota. Los números reflejados en la fila nematodos corresponden a 1: *Toxocara cati* y *Ascaris* spp., 2: *Toxocara cati*, 3: *Spirometra* spp. y *Ancylostoma* y 4: *Strongiloides* y *Ancylostoma*.

La **Tabla 6** muestra las diferentes variables correlacionadas con los datos obtenidos en el primer y segundo muestreo de acuerdo a las diferentes infestaciones parasitarias.

De acuerdo a los resultados obtenidos en el Centro 1, uno de los animales presentó *Toxocara cati* y *Ascaris*, dos de ellos presentan solo *Toxocara cati*, dos presentaron *Spirometra* spp. y *Ancylostoma* mientras que uno presentó *Strongiloides* y *Ancylostoma*.

En el segundo muestreo existió el fallecimiento de uno de los felinos por lo cual el segundo muestreo del *H. yagouaroundi* hembra adulto no se pudo obtener, no obstante, los resultados obtenidos fueron los siguientes. Uno de los animales presentó *Toxocara cati* y *Ascaris*, dos de los animales presentaron solo *Toxocara cati*, uno presentó *Spirometra* spp. y *Ancylostoma* mientras que uno presentó *Strongiloides* y *Ancylostoma*.

En el Centro 2 no se detectaron parasitación por nematodos, por lo que el Centro 1 fue el único al que se le fue detectado presencia de nematodos.

De acuerdo a la variable de cohabitación dos de los felinos presentaron *Toxocara cati* en el primer y segundo muestreo, mientras que el resto de nematodos no fueron encontrados, esto puede estar relacionado a la administración de la misma dieta cruda y a la posible transmisión a través de las heces.

De acuerdo a la variable de cercanía entre diferentes o la misma especie en el primer y segundo muestreo, uno de los felinos resultó positivo a presencia de *Toxocara cati* y *Ascaris* spp., mientras que dos presentaron solo *Toxocara cati* y uno presentó *Strongiloides* y *Ancylostoma*. Esto puede estar relacionado a la frecuencia de limpieza y la manera en la que se la realiza, además de la exposición en hábitats abiertos.

De acuerdo a la variable de desparasitación uno de los animales presenta *Toxocara cati* y *Ascaris*, dos de los animales presentan solo *Toxocara cati*, dos presentaron *Spirometra* spp. y *Ancylostoma* mientras que uno presentó *Strongiloides* y *Ancylostoma*. En el segundo muestreo los resultados fueron los mismos a diferencia de la falta de un felino por

fallecimiento el cual en el primer muestreo evidenció presencia de *Spirometra sp* y *Ancylostoma*.

Los animales que resultaron negativos a la presencia de nematodos habían sido previamente desparasitados al contrario de los positivos que no presentaban desparasitación en sus registros.

De acuerdo a el tipo de alimentación y las diferentes fuentes de proteínas de los felinos que fueron analizados, en el primer muestreo los animales que consumieron pollo, ratón y res llegaron a presentar, uno de ellos *Toxocara cati* y *Ascaris*, dos de los animales solo *Toxocara cati*, uno *Strongiloides* y *Ancylostoma* y dos *Spirometra spp.* y *Ancylostoma*.

A diferencia de los felinos que consumían cuy, los cuales se presentó *Toxocara cati* y *Ascaris* en uno de ellos, dos felinos *Toxocara cati*, y uno de los felinos *Spirometra spp.* y *Ancylostoma*.

De acuerdo a la procedencia de los alimentos que los felinos consumen, los que presentaron parasitación fueron los del Centro 1 el cual tiene llegada externa de alimentos en comparación al Centro 2, el cual tiene producción interna de alimentos.

Los animales parasitados fueron, un felino presentando *Toxocara cati* y *Ascaris*, dos solo *Toxocara cati*, dos *Spirometra sp* y *Ancylostoma* mientras que uno presentó *Strongiloides* y *Ancylostoma*. En el segundo muestreo los resultados solo cambiaron por un individuo menos en los felinos que presentaron *Spirometra spp.* y *Ancylostoma*.

Las fuentes de agua fue una de las variables que se consideró al momento de la realización del estudio ya que esta podría contribuir a la parasitación presentada, aunque, todos los felinos de estudio recibían agua potable en bebederos uno de los animales presentó *Toxocara cati* y *Ascaris*, dos de los animales presentaron solo *Toxocara cati*, dos presentaron

Spirometra spp. y *Ancylostoma* mientras que uno presenta *Strongiloides* y *Ancylostoma*.

En relación al segundo muestro en que el único resultado que cambió fue la falta de un individuo por circunstancias previamente mencionadas disminuyendo el número de animales que presentaron *Spirometra* spp. y *Ancylostoma* por uno.

La frecuencia de limpieza de cada centro también fue evaluada y se determinó que los recintos que se limpian tres veces a la semana no resultaron parasitados, mientras que los animales en recintos limpiados una vez al día presentaron, uno de ellos *Toxocara cati* y *Ascaris*, dos de los animales presentan solo *Toxocara cati*, dos presentan *Spirometra* spp. y *Ancylostoma* mientras que uno presenta *Strongiloides* y *Ancylostoma*.

Los resultados obtenidos se encuentran basados en las encuestas realizadas a los nueve zocuidadores en ambos centros, las incongruencias reflejadas en la tabla 6 se basaron en las respuestas individuales de cada uno de los zocuidadores. En uno de los centros está establecido que la limpieza sea realizada cada día, aunque posiblemente no exista un monitoreo estricto de este proceso se realiza de forma efectiva.

El uso de bioseguridad se midió mediante una encuesta realizada a los zocuidadores en cada uno de los centros y de acuerdo a los resultados presentes en la tabla 6 los animales de los recintos en los que no se utilizaban bioseguridad presentaron parasitosis siendo estos, *Toxocara cati* y *Ascaris* en uno de los felinos, dos de los felinos presentaron solo *Toxocara cati*, dos especies diferentes presentaron *Spirometra* spp. y *Ancylostoma* mientras que uno presenta *Strongiloides* y *Ancylostoma*.

Los resultados reflejados respaldan la importancia del uso de materiales de bioseguridad al momento del contacto con los desechos de animales de fauna silvestre y el peligro que la falta de estos representa para dichos animales.

5 DISCUSIÓN

En la actualidad en Ecuador no existen estudios sobre la presencia de *Toxoplasma gondii* mediante el análisis de PCR en heces, en felinos silvestres. En el presente estudio no se encontró prevalencia de *Toxoplasma gondii* mediante ninguna de las técnicas de diagnóstico. Contraponiendo al estudio realizado por Caballero et al. (2023) donde se analizaron sólo en 4 felinos silvestres, determinando que el 50 % de las muestras resultaron positivas.

Pinedo et al. (2019) en su investigación buscaron determinar la seroprevalencia la cual se midió en la ocurrencia natural de infección por *Toxoplasma gondii* en animales silvestres criados en cautiverio. De 41 felinos salvajes analizados, 85 % de ellos resultaron positivos, además se determinó la magnitud de riesgo en cuanto a los alimentos crudos y recintos de exhibición abiertos. Estos resultados se contraponen a los resultados en el estudio de Pinedo ya que el presente estudio obtuvo un 0 % de positivos.

A pesar de hallazgos negativos a *Toxoplasma gondii*, los resultados en el presente análisis coproparasitario, revelaron una alta prevalencia de nematodos, *Ancylostoma* en un 30 % y *Toxocara cati* en un 30 %. Estos hallazgos se relacionan de manera similar con los reportados por Saavadera et al. (2008), quienes encontró una alta prevalencia de *Ancylostoma* y *Toxocara cati* en felinos silvestres en México.

De acuerdo a un estudio de caso realizado en Colombia por Rodríguez et al. (2021), detectaron 36 formas parasitarias identificadas como *Toxocara cati* en estado larvario luego de la realización de biopsia. A diferencia de lo mencionado, en el estudio coproparasitario de esta investigación, los dos felinos *Leopardus pardalis* presentaron *Toxocara cati*, no solo en etapa larvaria, también se detectó la presencia de huevos.

6 CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

6.1 Conclusiones

A partir de la investigación desarrollada, se concluye que:

No se encontraron pruebas de la presencia de *Toxoplasma gondii* mediante la técnica de PCR o prueba coprológica por la presencia de ooquistes, así que no se pudo correlacionar los resultados con los diferentes factores de riesgo.

Se encontró en 6 de los 10 animales que formaron parte del muestreo resultados positivos a diferentes nematodos los cuales fueron: *Toxocara cati*, *Ascaris* spp., *Spirometra* spp., *Ancylostoma* y *Strongiloides*. Cada uno de estos resultados fueron relacionados con cada uno de los factores de riesgo.

Con respecto a la pregunta de investigación planteada sobre, si existe una relación entre la presencia de anticuerpos de *Toxoplasma gondii* y los diferentes factores de riesgo, se determina que no existe una relación.

6.2 Recomendaciones

A partir de la investigación desarrollada, se recomienda:

- Realizar estudios en una mayor cantidad de animales de estudio en periodos más prolongados de tiempo además de análisis en muestras sanguíneas que suelen ser de mayor sensibilidad.
- Estudiar a mayor profundidad los parásitos encontrados en felinos salvajes y su ciclo biológico en relación a estos felinos.
- Investigar el posible impacto zoonótico que la falta de bioseguridad puede causar al momento de tratar con animales de fauna silvestre.
- Aplicación de programas de desparasitación en animales silvestres que se encuentren en cautiverio.
- Recibir una mayor apertura y apoyo por medio de los diferentes centros en estudios sobre fauna silvestre en Ecuador.

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Agnarsson, I., Kuntner, M., & May-Collado, L. J. (2010). Dogs, cats, and kin: A molecular species-level phylogeny of Carnivora. *Molecular Phylogenetics and Evolution*, 54(3), 726–745. <https://doi.org/10.1016/j.ympev.2009.10.033>
- Alonso, R., Lampurlanés, X., & Aubert, A. (2009). Centros veterinarios: Exposición laboral a agentes biológicos. Notas Técnicas de Prevención NTP 821. *Instituto Nacional de Seguridad e Higiene En El Trabajo.*, 6.
- Álvarez, P., Hernández, M., & Unillanos, D. (2015). Factores de riesgo de enfermedades zoonóticas transmitidas por animales en consultorios y clínicas veterinarias. *Revista Sistemas de Producción Agroecológicos*, 6(2), 62–79. <https://revistas.unillanos.edu.co/index.php/sistemasagroecologicos/article/download/672/723>
- Arango, J. (2020). Prevalencia de *Toxocara cati* en gatos domésticos. (Tesis doctoral). Universidad de Guayaquil.
- Aznaran, W., Serran, E., Vásquez, D., & Lazo, I. (2021). Registro del gato de las pampas, *Leopardus garleppi* (Matschie, 1912) en los Humedales de Eten, Lambayeque, Perú. *Revista Peruana de Biología*, 28(4), 111–116. <https://doi.org/10.15381/rpb.v28i4.20557>
- Blake, J. G., Mosquera, D., Loiselle, B. A., Swing, K., Guerra, J., & Romo, D. (2016). Spatial and temporal activity patterns of ocelots *Leopardus pardalis* in lowland forest of eastern Ecuador. *Journal of Mammalogy*, 97(2), 455–463. <https://doi.org/10.1093/jmammal/gyv190>
- Bolais, P. F., Galal, L., Cronemberger, C., Pereira, F. de A., Barbosa, A. da S., Dib, L. V., Amendoeira, M. R. R., Dardé, M. L., & Mercier, A. (2022). *Toxoplasma gondii* in the faeces of wild felids from the Atlantic Forest, Brazil [Archivo PDF]
- Botero, D. y Restrepo, M. (1998). Parasitosis Humanas. Colombia: 3ra edición: Editorial *Corporación para la Investigaciones Biológicas*
- Toxoplasma gondii* in the faeces of wild felids from the Atlantic Forest,

- Brazil. *Memórias Do Instituto Oswaldo Cruz*, 117, e210302. <https://doi.org/10.1590/0074-02760210302>
- Bowie, W. R., King, A. S., Werker, D. H., Isaac-Renton, J. L., Bell, A., Eng, S. B., & Marion, S. A. (1997). Outbreak of toxoplasmosis associated with municipal drinking water. *The Lancet*, 350(9072), 173–177. [https://sci-hub.se/10.1016/s0140-6736\(96\)11105-3](https://sci-hub.se/10.1016/s0140-6736(96)11105-3)
- Bowman, D. (2011). Toxoplasma. In D. Bowman (Ed.), *Georgis Parasitología para Veterinarios* 9 (101, 102). Elsevier España, S.L.
- Brito, J., Garzón, C., Mena, P., González, D., & Mena, J. (2018). *Mamíferos de la provincia de El Oro: Una guía de identificación de especies de mamíferos del Páramo al Mar*. Publicación Miscelánea N° 8: Serie de Publicaciones GADPEO - INABIO.
- Caballero-Méndez, L. C., Franco-Montoya, L. N., Mazo, M., Sepúlveda-Arias, J. C., Cardona-Tabares, A., & Caro, J. (2023). Detección molecular de *Brucella* sp., *Leptospira* spp. y *Toxoplasma gondii* en felinos domésticos y silvestres y el impacto zoonótico en el personal encargado de sumanejo en Pereira, Colombia. *Revista de Investigaciones Veterinarias Del Perú*, 34(1), 1–10. <https://doi.org/10.15381/rivep.v34i1.23066>
- Cano-Terriza, D., Almería, S., Caballero-Gómez, J., Jiménez-Martín, D., Castro-Scholten, S., Dubey, J. P., & García-Bocanegra, I. (2020). Exposure to *Toxoplasma gondii* in zoo animals in Spain. *Preventive Veterinary Medicine*, 176. <https://doi.org/10.1016/j.prevetmed.2020.104930>
- Carme, B., Bissuel, F., Ajzenberg, D., Bouyne, R., Aznar, C., Demar, M., Bichat, S., Louvel, D., Bourbigot, A. M., Peneau, C., Neron, P., & Dardé, M. L. (2002). Severe acquired toxoplasmosis in immunocompetent adult patients in French Guiana. *Journal of Clinical Microbiology*, 40(11), 4037–4044. <https://doi.org/10.1128/JCM.40.11.4037-4044.2002>
- Carme, B., Demar, M., Ajzenberg, D., & Dardé, M. L. (2009). Severe Acquired Toxoplasmosis Caused by Wild Cycle of *Toxoplasma gondii*, French Guiana. *Emerging Infectious Diseases*, 15(4), 656–658. <https://doi.org/10.3201/eid1504.081306>

- Caso, A., de Oliveira, T., & Carvajal, S. (2015). *Herpailurus yagouaroundi*, Jaguarundi. *The IUCN Red List of Threatened Species 2015: E.T9948A50653167*. <https://doi.org/10.2305/IUCN.UK.2015>
- Castellanos, A., & Vallejo, A. (2022). *Puma concolor*. In B. Camacho, M. Romero, & A. Vallejo (Eds.), *Mamíferos del Ecuador. Versión 2018.0*. Museo de Zoología, Pontificia Universidad Católica del Ecuador. <https://bioweb.bio/faunaweb/mammaliaweb/FichaEspecie/Puma%20concolor>
- Castellanos, A., Castellanos, F., & Vallejo, A. (2022). *Panthera onca*. In B. Camacho, M. Romero, & A. Vallejo (Eds.), *Mamíferos del Ecuador. Versión 2018.0*. Museo de Zoología, Pontificia Universidad Católica del Ecuador. <https://bioweb.bio/faunaweb/mammaliaweb/FichaEspecie/Panthera%20onca>
- Castrillón-Salazar, L., López-Diez, L., Sanchez-Nodarse, R., Sanabria-Gonzalez, W., Henao-Correa, E., & Olivera-Angel, M. (2019). Prevalencia de presentación de algunos agentes zoonóticos transmitidos por caninos y felinos en Medellín, Colombia. *Revista MVZ Cordoba*, 24(1), 7119–7119. <https://doi.org/10.21897/RMVZ.1524>
- Center for Food Security & Public Health (CFSPH). 2005. *Toxoplasmosis Infección por Toxoplasma* [Archivo PDF]. <https://www.cfsph.iastate.edu/Factsheets/es/toxoplasmosis-es.pdf>
- Coelho, C., Vieira-Pinto, M., Vilares, A., Gargaté, M. J., Rodrigues, M., Cardoso, L., & Lopes, A. P. (2020). PCR detection of toxoplasma gondii in European wild rabbit (*Oryctolagus cuniculus*) from Portugal. *Microorganisms*, 8(12), 1–7. <https://doi.org/10.3390/microorganisms8121926>
- Colchado, C., & Valdivia, B. (2022). *Zoológicos. Funciones de los Zoológicos en ciudad de México*. [Tesis de grado Universidad Autónoma Metropolitana]. <https://repositorio.xoc.uam.mx/jspui/retrieve/3ada069a-fe01-4d57-9d98-0f7cb8735885/51064.pdf>

- Cortés, A. D., & Aguirre, N. (2018). Severe disseminated acute toxoplasmosis in an adult immunocompetent patient from the Colombian Pacific. *Biomedica*, 38, 19–23. <https://doi.org/10.7705/BIOMEDICA.V38I0.4087>
- Dantas, P. (2015). *Ocupação e padrão de atividade de um felídeo ameaçado e pouco conhecido na floresta tropical seca do nordeste do Brasil*. [Tesis de maestría, Universidad federal do Rio Grande do Norte Centro de Biociencias.]. https://repositorio.ufrn.br/bitstream/123456789/20627/1/Gato-do-mato-pequeno_Marinho_2015.pdf
- de Oliveira, T., Paviolo, A., Schipper, J., Bianchi, R., Payan, E., & Carvajal, S. (2015). *Leopardus wiedii*, Margay. *IUCN Red List of Threatened Species*. <https://doi.org/10.2305/IUCN.UK.2015-4.RLTS.T11511A50654216.en>
- de Souza Neves, E., Kropf, A., Bueno, W. F., Bonna, I. C. F., Curi, A. L. L., Amendoeira, M. R. R., & Filho, O. F. (2011). Disseminated toxoplasmosis: An atypical presentation in an immunocompetent patient. *Tropical Doctor*, 41(1), 59–60. <https://doi.org/10.1258/td.2010.100228>
- Demar, M., Ajzenberg, D., Maubon, D., Djossou, F., Panchoe, D., Punwasi, W., Valery, N., Peneau, C., Daigre, J. L., Aznar, C., Cottrelle, B., Terzan, L., Dardé, M. L., & Carme, B. (2007). Fatal outbreak of human toxoplasmosis along the Maroni River: Epidemiological, clinical, and parasitological aspects. *Clinical Infectious Diseases*, 45(7). <https://doi.org/10.1086/521246>
- Do Nascimento, F. O., & Feijó, A. (2017). Taxonomic revision of the tigrina *Leopardus tigrinus* (Schreber, 1775) species group (carnivora, felidae). *Papeis Avulsos de Zoologia*, 57(19), 231–264. <https://doi.org/10.11606/0031-1049.2017.57.19>
- Dubey, J. (2010). *Toxoplasmosis of animals and humans* (Second edition). CRC Press.
- Dubey, J. P. (2009). History of the discovery of the life cycle of *Toxoplasma gondii*. In *International Journal for Parasitology* 39(8), 877–882. <https://doi.org/10.1016/j.ijpara.2009.01.005>

- Espinosa, S., Albuja, L., Tirira, D., Zapata, G., Araguillin, E., Utreras, V., & Noss, A. (2016). Análisis del estado de conservación del jaguar en Ecuador. In R. Medellín, A. De la Torre, H. Zarza, C. Chávez, & G. Ceballos (Eds.), *El jaguar en el siglo XXI La perspectiva continental* (pp. 320–339). Ediciones Científicas Universitarias. <https://www.researchgate.net/publication/310510735>
- Espinoza Rojas, J., López Mora, E., Dabanch Peña, J., & Cruz Choappa, R. (2022). Recomendaciones para el diagnóstico y tratamiento de la infección por *Toxoplasma gondii*. *Revista Chilena de Infectología*, 39(2), 132–137. <https://www.scielo.cl/pdf/rci/v39n2/0716-1018-rci-39-02-0132.pdf>
- Fernández, T., Montaña, M., Basantes, S., & Ponce, J. (2014). Estudio seroepidemiológico para estimar el riesgo de infección congénita por *Toxoplasma gondii* en Guayaquil, Ecuador. *Revista de Patología Tropical*, 43(2), 182–194. <https://doi.org/10.5216/rpt.v43i2.31131>
- Gashout, A., Amro, A., Erhuma, M., Al-Dwibe, H., Elmaihub, E., Babba, H., Nattah, N., & Abudher, A. (2016). Molecular diagnosis of *Toxoplasma gondii* infection in Libya. *BMC Infectious Diseases*, 16(1). <https://doi.org/10.1186/s12879-016-1491-5>
- Gerhold, R. W., & Jessup, D. A. (2013). Zoonotic Diseases Associated with Free-Roaming Cats. In *Zoonoses and Public Health* 60(3),189–195). <https://doi.org/10.1111/j.1863-2378.2012.01522.x>
- Gobierno del Ecuador. (2023). Boletín de predicción climática. Boletín no: 16 – 2023. Septiembre 2023 - noviembre 2023. https://www.inamhi.gob.ec/pronostico/cwrf/2023/Boletin_CWRF.pdf
- Gomez-Rios, A., Ortega-Pacheco, A., Gutierrez-Blanco, E., Acosta-Viana, K. Y., Guzman-Marin, E., Guiris-Andrade, M. D., Hernandez-Cortazar, I. B., López-Alonso, R., Cruz-Aldán, E., & Jiménez-Coello, M. (2019). *Toxoplasma gondii* in Captive Wild Felids of Mexico: Its Frequency and Capability to Eliminate Oocysts. *Vector-Borne and Zoonotic Diseases*, 19(8), 619–624. <https://doi.org/10.1089/vbz.2018.2385>
- Grandía, R., Entrena, Á., & Cruz, J. (2013). Toxoplasmosis en *Felis catus*: etiología, epidemiología y enfermedad. *Revista de Investigaciones*

- Hatam-Nahavandi, K., Calero-Bernal, R., Rahimi, M. T., Pagheh, A. S., Zarean, M., Dezhkam, A., & Ahmadpour, E. (2021). *Toxoplasma gondii* infection in domestic and wild felids as public health concerns: a systematic review and meta-analysis. *Scientific Reports*, 11(1). <https://doi.org/10.1038/s41598-021-89031-8>
- Herencia Chipana, F. (2024). Prevalencia de helmintos gastrointestinales (Nemátodos y Céstodos) en felinos domésticos (*Felis catus*) de la Coop. de vivienda de trabajadores Sector Público-Ayacucho 2023 [Tesis de grado Universidad Nacional de San Cristobal de Humanga]. <https://repositorio.unsch.edu.pe/server/api/core/bitstreams/509dde8c-52ca-4685-82a8-65a1d66f8e3c/content>
- Hsu, C. W., Wang, P. J., Huang, P. Y., Lien, C. Y., Wu, L. H., Lai, Y. H., Guo, J. C., Chang, Y. C., Cheng, C. H., & Chang, H. W. (2022). Molecular and serological detection of *Toxoplasma gondii* infection in mammals in the Taipei Zoo. *Zoonoses and Public Health*, 69(8), 904–914. <https://doi.org/10.1111/ZPH.12987>
<https://www.insst.es/documentacion/colecciones-tecnicas/ntp-notas-tecnicas-de-prevencion/24-serie-ntp-numeros-821-a-855-ano-2009/nota-tecnica-de-prevencion-ntp-821>
- Jiang, T., Shwab, E. K., Martin, R. M., Gerhold, R. W., Rosenthal, B. M., Dubey, J. P., & Su, C. (2018). A partition of *Toxoplasma gondii* genotypes across spatial gradients and among host species, and decreased parasite diversity towards areas of human settlement in North America. *International Journal for Parasitology*, 48(8), 611–619. <https://doi.org/10.1016/j.ijpara.2018.01.008>
- Jones, J. L., & Dubey, J. P. (2010). Waterborne toxoplasmosis - Recent developments. In *Experimental Parasitology* 124(1), 10–25). <https://doi.org/10.1016/j.exppara.2009.03.013>
- Kaiser, R. M., Garman, R. L., Bruce, M. G., Weyant, R. S., & Ashford, D. A. (2002). Clinical Significance and Epidemiology of NO-1, an Unusual Bacterium Associated with Dog and Cat Bites. In *Emerging Infectious Diseases*. 8(2). doi: 10.3201/eid0802.010139

- Lara-Gaduño, M., & Sánchez-Rojas, G. (2021). Los zoológicos: un componente importante para la preservación de las especies. *Herreriana*, 2(2), 19–24. <https://repository.uaeh.edu.mx/revistas/index.php/herreriana/issue/archive>
- Leal, F. E., Cavazzana, C. L., de Andrade, H. F., Galisteo, A. J., de Mendonça, J. S., & Kallas, E. G. (2007). *Toxoplasma gondii* pneumonia in immunocompetent subjects: case report and review. In *Clinical infectious diseases: an official publication of the Infectious Diseases Society of America* 44(6). <https://doi.org/10.1086/511871>
- Lindsay, D. S., & Dubey, J. P. (2009). Long-term survival of *Toxoplasma gondii* sporulated oocysts in seawater. *Journal of Parasitology*, 95(4), 1019–1020. <https://doi.org/10.1645/GE-1919.1>
- Lucherini, M., Eizirik, E., De Oliveira, T., Pereira, J., & Williams, R. (2016). *Leopardus colocolo*. *Lista Roja de Especies Amenazadas de La UICN 2016*. <https://doi.org/10.2305/IUCN.UK.2016-1.RLTS.T15309A97204446.en>
- Martínez Medina, A., & Escobar Lucas, C. (2022) Relaciones planta plaga nematodos ftoparásitos: ¿podemos esperar una respuesta consistente de la planta frente a los mismos, o quien pega primero pega dos veces?. <https://upcommons.upc.edu/handle/2117/372251?show=full>
- Meerburg, B. G., & Kijlstra, A. (2009). Changing climate-changing pathogens: *Toxoplasma gondii* in North-Western Europe. In *Parasitology Research* 105(1), 17–24. <https://doi.org/10.1007/s00436-009-1447-4>
- Ministerio del Ambiente, Agua y Transición Ecológica (MAATE). 2021. Memorando Nro. MAAE-CGAJ-2021-0902-M Actividades dentro de centros de cría y reproducción sostenible. [Archivo PDF]. *Ministerio Del Ambiente, Agua y Transición Ecológica*, 1–11. <https://www.ambiente.gob.ec/wp-content/uploads/downloads/2022/06/Actividades-dentro-de-centros-de-cria-y-reproduccion-sostenible.pdf>
- Montazeri, M., Mikaeili Galeh, T., Moosazadeh, M., Sarvi, S., Dodangeh, S., Javidnia, J., Sharif, M., & Daryani, A. (2020). The global serological

- prevalence of *Toxoplasma gondii* in felids during the last five decades (1967-2017): A systematic review and meta-analysis. In *Parasites and Vectors* 13(1). BioMed Central Ltd. <https://doi.org/10.1186/s13071-020-3954-1>
- Mosquera, D., Blake, J. G., Swing, K., & Romo, D. (2016). Ocelot (*Leopardus pardalis*) density in Eastern Ecuador based on capture–recapture analyses of camera trap data. *Neotropical Biodiversity*, 2(1), 51–58. <https://doi.org/10.1080/23766808.2016.1168593>
- Muñoz-Rodríguez, F. A., Ramírez Gutiérrez, S., Pérez, L. D., & Caladegado, D. L. (2021). Infestación por *Toxocara cati* en un ejemplar de *Leopardus pardalis* en Colombia: reporte de caso. *Revista de Investigaciones Veterinarias del Perú*, 32(2). <http://dx.doi.org/10.15381/rivep.v32i2.20014>
- Must, K., Hytönen, M. K., Orro, T., Lohi, H., & Jokelainen, P. (2017). *Toxoplasma gondii* seroprevalence varies by cat breed. *Plos one*, 12(9). <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0184659>
- National Association of State Public Health Veterinarians (NASPHV). (2012). Public Health Implications of *Brucella canis* Infections in Humans [Archivo PDF]. <https://www.nasphv.org/Documents/BrucellaCanisInHumans.pdf>.
- Nielsen, C., Thompson, D., Kelly, M., & Lopez-Gonzalez, C. (2015). *Puma concolor*, Puma. *The IUCN Red List of Threatened Species 2015: E.T18868A97216466*. <https://doi.org/10.2305/IUCN.UK.2015-4.RLTS.T18868A50663436.en>
- Nunura, J., Vásquez, T., Endo, S., Salazar, D., Rodriguez, A., Pereyra, S., & Solis, H. (2010). Disseminated toxoplasmosis in an immunocompetent patient from Peruvian Amazon. *Revista Do Instituto de Medicina Tropical de São Paulo*, 52(2), 107–110. <https://doi.org/10.1590/S0036-46652010000200008>
- Oliveira, C., Soares, J., Silva, A., Salomão, E., & Monteiro, S. (2008). Ocorrência de *Giardia* sp. e *Cryptosporidium* sp. em *Leopardus weidii* de vida livre. *Ciência Rural*, 38, 546–547.
- Paviolo, A., Crawshaw, P., Caso, A., De Oliveira, T., Lopez-Gonzalez, C., Kelly, M., De Angelo, C., & Payan, E. (2017). *Leopardus pardalis*

- (errata version published in 2016). *The IUCN Red List of Threatened Species* 2015: E. T11509A97212355. <https://doi.org/10.2305/IUCN.UK.2015-4.RLTS.T11509A50653476.en>
- Payan, E., & de Oliveira, T. (2016). *Leopardus tigrinus*. *The IUCN Red List of Threatened Species* 2016: E.T54012637A50653881. <https://doi.org/10.2305/IUCN.UK.2016>
- Payan, E., Eizirik, E., De Oliveira, T., Leitepitman, R., Kelly, M., & Valderrama, C. (2008). *Leopardus wiedii*. *IUCN 2010 Red List of Threatened Species. Version 2010.2*.
- Pinedo, R., Chávez, A., Muñoz, K., Gonzáles, O., Casas, E., Abad, D., Villacaqui, E. (2019) Detección de anticuerpos y factores de riesgo asociados con *Toxoplasma gondii* en animales silvestres en un parque zoológico. *Revista de Investigaciones Veterinarias del Perú*, 30 (2). <http://dx.doi.org/10.15381/rivep.v30i2.16069>
- Pino, L. E., Salinas, J. E., & López, M. C. (2009). Descripción de un brote epidémico de toxoplasmosis aguda en pacientes inmunocompetentes miembros de las fuerzas militares de Colombia durante operaciones de selva. *Infectio*, 13(2), 83–91. [https://doi.org/10.1016/s0123-9392\(09\)70729-5](https://doi.org/10.1016/s0123-9392(09)70729-5)
- Quigley, H., Foster, R., Petracca, L., Payan, E., Salom, R., & Harmsen, B. (2018). *Panthera onca*, Jaguar. *The IUCN Red List of Threatened Species* 2017: E.T15953A123791436. <https://doi.org/10.2305/IUCN.UK.2017-3.RLTS.T15953A50658693.en>
- Rivera, N., & García, P. (2017). El papel de los gatos en la toxoplasmosis Realidades y responsabilidades. *Revista de La Facultad de Medicina de La UNAM*, 60(6), 7–18. <https://www.scielo.org.mx/pdf/facmed/v60n6/2448-4865-facmed-60-06-7.pdf>
- Rodriguez, F., Gutierrez, S., Perez, L., Delgado, D. (2021) Infestación por *Toxocara cati* en un ejemplar de *Leopardus pardalis* en Colombia: reporte de caso. *Revista de Investigaciones Veterinarias del Perú*, 32 (2). <http://dx.doi.org/10.15381/rivep.v32i2.20014>
- Romero, M., Astudillo, M., Sánchez, J., González, L., & Varela, N. (2012). Títulos de anticuerpos contra *Leptospira* spp., en primates del

- zoológico Matecaña, Pereira, Colombia. *Revista MVZ Córdoba*, 17(3), 3224–3230. <https://www.redalyc.org/pdf/693/69325096018.pdf>
- Rosado, J., Rodríguez, R., Castillo, D., Mora, O., Cabrera, W., Flota, G., & Trinidad, I. (2016). Nematodiasis con potencial zoonótico de felinos y cánidos silvestres en condiciones de cautiverio en el sureste de México. *Quehacer Científico en Chiapas* [Archivo PDF]. https://www.researchgate.net/publication/301220086_Rosado-Aguilar_JA_Rodriguez-Vivas_RI_Castillo-Lopez_DG_Mora-Camacho_O_Cabrera-Borges_WI_Flota-Burgos_GJ_Trinidad-Martinez_I_2016_Nematodiasis_con_potencial_zoonotico_de_felinos_y_canidos_silvestres_en
- Saavadera, L., Beldomenico, P., Gonzales, J. (2008). Estudio coproparasitológico de mamíferos silvestres en cautiverio con destino a relocación en Santa Cruz, Bolivia. *Vicerrectoria de investigaciones y posgrados*, 3 (1).
- Sánchez, R., Araujo, L., Brossard, E., Atair, F., Ramos, Y., & Barba, M. (2018). Prevalencia de toxoplasmosis en estudiantes de la Universidad Nacional de Chimborazo en Ecuador. *Revista Cubana de Investigaciones Biomédicas*, 37(2), 117–128. <http://scielo.sld.cu/pdf/ibi/v37n2/ibi13218.pdf>
- Sanchez, S. G., & Besteiro, S. (2021). The pathogenicity and virulence of *Toxoplasma gondii*. *Virulence*, 12(1), 3095–3114. <https://doi.org/10.1080/21505594.2021.2012346>
- Schumacher, A. C., Elbadawi, L. I., Desalvo, T., Straily, A., Ajzenberg, D., Letzer, D., Moldenhauer, E., Handly, T. L., Hill, D., Dardé, M. L., Pomares, C., Passebosc-Faure, K., Bisgard, K., Gomez, C. A., Press, C., Smiley, S., Montoya, J. G., & Kazmierczak, J. J. (2021). Toxoplasmosis Outbreak Associated With *Toxoplasma gondii*-Contaminated Venison - High Attack Rate, Unusual Clinical Presentation, and Atypical Genotype. *Clinical Infectious Diseases*, 72(9), 1557–1565. <https://doi.org/10.1093/cid/ciaa285>
- Sharif, M., Daryani, A., Nasrolahei, M., & Ziapour, S. P. (2009). Prevalence of *Toxoplasma gondii* antibodies in stray cats in Sari, northern Iran.

- Tropical Animal Health and Production*, 41(2), 183–187.
<https://doi.org/10.1007/s11250-008-9173-y>
- Simon, J. A., Pradel, R., Aubert, D., Geers, R., Villena, I., & Poulle, M. L. (2018). A multi-event capture-recapture analysis of *Toxoplasma gondii* seroconversion dynamics in farm cats. *Parasites and Vectors*, 11(1). <https://doi.org/10.1186/s13071-018-2834-4>
- Speer, C. A., & Dubey, J. P. (2005). Ultrastructural differentiation of *Toxoplasma gondii* schizonts (types B to E) and gamonts in the intestines of cats fed bradyzoites. *International Journal for Parasitology*, 35(2), 193–206.
<https://doi.org/10.1016/j.ijpara.2004.11.005>
- Su, C., Evans, D., Cole, R. H., Kissinger, J. C., Ajioka, J. W., & Sibley, L. D. (2003). Recent Expansion of *Toxoplasma* through Enhanced Oral Transmission. In *New Series 299(5605)*.
- Sunquist, M., & Sunquist, F. (2002). *Wild cats of the World*. The University of Chicago Press. <https://doi.org/10.7208/chicago/9780226518237.001.0001>
- Sunquist, M., & Sunquist, F. (2009). Family Felidae (cats). In D. Wilson, R. Mittermeier, & T. Lacher (Eds.), *Handbook of the Mammals of the World. Vol. 1. Carnivores.: Vol. Volumen 1* (Lynx Editions., pp. 54–169). Lynx Editions.
- Taylor, M. A., Coop, R. L., Wall, R. L. (2016). *Veterinary Parasitology* (4a edición).
- Tinoco, N., & Camacho, M. A. (2015). Records of bats predated by *Leopardus pardalis* (Carnivora: Felidae) in eastern Ecuador. *Revista Biodiversidad Neotropical*, 5(2), 105–110.
<https://doi.org/10.18636/rebioneo2jd20153>
- Tirira, D. (2001). *Libro rojo de los Mamíferos del Ecuador* (Primera edición). SIMBIOE, EcoCiencia, Ministerio del Medio Ambiente, & UICN.
- Tirira, D. (2007). *Guía de campo de los mamíferos del Ecuador* (D. Tirira, Ed.; Murciélago Blanco).
- Tirira, D. (2011). *Libro Rojo de los mamíferos del Ecuador* (D. Tirira, Ed.; Segunda Edición). Fundación Mamíferos y conservación.

- Tirira, D. (2017). Familia Felidae. In D. Tirira (Ed.), *Guía de campo de los mamíferos del Ecuador*, (2), 443–456. Editorial Murciélago Blanco.
- Tirira, D. G. (2021). *Lista Roja de los mamíferos del Ecuador* (Tercera edición). Asociación Ecuatoriana de Mastozoología, Fundación Mamíferos y Conservación, Pontificia Universidad Católica del Ecuador y Ministerio del Ambiente, Agua y Transición Ecológica del Ecuador. <https://www.researchgate.net/publication/357205724>
- Torres, Á., & Zambrano, G. (2022). *PREVALENCIA DE Toxoplasma gondii EN GATOS DOMÉSTICOS (Felis catus) EN LA ZONA URBANA DE CALCETA* [Tesis de grado, Escuela Superior Politécnica Agropecuaria de Manabí Manuel Féli López]. <https://repositorio.esпам.edu.ec/bitstream/42000/1788/1/TTMV50D.pdf>
- Trigo, T. C., Tirelli, F. P., Machado, L. F., Peters, F. B., Indrusiak, C. B., Mazim, F. D., Sana, D., Eizirik, E., & de Freitas, T. R. O. (2013). Geographic distribution and food habits of *Leopardus tigrinus* and *L. geoffroyi* (Carnivora, Felidae) at their geographic contact zone in southern Brazil. *Studies on Neotropical Fauna and Environment*, 48(1), 56–67. <https://doi.org/10.1080/01650521.2013.774789>
- Vallejo, A. (2022). *Herpailurus yagouaroundi*. In *Mamíferos del Ecuador. Version 2018.0*. Museo de Zoología, Pontificia Universidad Católica del Ecuador. <https://bioweb.bio/faunaweb/mammaliaweb/FichaEspecie/Herpailurus%20yagouaroundi>
- Vallejo, A. (2023). *Leopardus pardalis*. In B. Camacho, M. Romero, & A. Vallejo (Eds.), *Mamíferos del Ecuador. Version 2018.0*. Museo de Zoología, Pontificia Universidad Católica del Ecuador. <https://bioweb.bio/faunaweb/mammaliaweb/FichaEspecie/Leopardus%20pardalis>
- Vallejo, A., & Boada, C. (2022). *Leopardus garleppi*. In B. Camacho, M. Romero, & A. Vallejo (Eds.), *Mamíferos del Ecuador. Version 2018.0*. Museo de Zoología, Pontificia Universidad Católica del Ecuador. <https://bioweb.bio/faunaweb/mammaliaweb/FichaEspecie/Leopardus%20garleppi>

- Vallejo, A., & Carrión, C. (2022a). *Leopardus tigrinus*. In B. Camacho, V. Romero, & A. Vallejo (Eds.), *Mamíferos del Ecuador. Versión 2018.0*. Museo de Zoología, Pontificia Universidad Católica del Ecuador. <https://bioweb.bio/faunaweb/mammaliaweb/FichaEspecie/Leopardus%20tigrinus>
- Vallejo, A., & Carrión, C. (2022b). *Leopardus wiedii*. In B. Camacho, M. Romero, & A. Vallejo (Eds.), *Mamíferos del Ecuador. Version 2018.0*. Mamíferos del Ecuador. Version 2018.0. <https://bioweb.bio/faunaweb/mammaliaweb/FichaEspecie/Leopardus%20wiedii>
- Vanderhoff, N., Hodge, A., Arbogast, B., Nilsson, J., & Knowles, T. (2011). Abundance and activity patterns of the margay (*Leopardus wiedii*) at a mid-elevation site in the eastern andes of ecuador. *Mastozoología Neotropical*, 18(2), 271–279. <https://www.redalyc.org/pdf/457/45722044009.pdf>
- Vásquez, I. (2011). *Evaluación de los Centros de Manejo de Fauna Silvestre en el Azuay*. [Tesis de grado, Universidad del Azuay]. <https://dspace.uazuay.edu.ec/bitstream/datos/174/1/08421.pdf>
- Villon, A. (2018). Determinación de anticuerpos de *Toxoplasma gondii* en pacientes que acuden al centro de especialidades Virgen del Cisne y su relación con factores de riesgo [Tesis de grado, Universidad Agraria del Ecuador]. <https://cia.uagraria.edu.ec/Archivos/TESIS%20ANNET%20VILLON.pdf>
- Williams, C. J., Scheftel, J. M., Elchos, B. L., Hopkins, S. G., Levine, J. F., Funk, R. H., & Holzbauer, S. M. (2015). Compendio de estándares sobre precauciones veterinarias para la prevención de enfermedades zoonóticas en el personal veterinario. *Asociación Nacional de Veterinarios de Salud Pública Estatal (NASPHV). Comité de Control de Infecciones Veterinarias (VICC)*, 247(11), 1255–1292. <https://www.cfsph.iastate.edu/Control-de-Infecciones/archivos/Compendio-de-Precauciones-Veterinarias-Estandar-2015.pdf>

- Wozencraft, W. (2005). Order Carnivora. In D. Wilson & D. Reeder (Eds.), *Mammal Species of the World. A taxonomic and geographic reference* (Third Edition, pp. 532–545). Johns Hopkins University Press.
- Wulf, M. W. H., Sørum, M., Van Nes, A., Skov, R., Melchers, W. J. G., Klaassen, C. H. W., & Voss, A. (2008). Prevalence of methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* among veterinarians: An international study. *Clinical Microbiology and Infection*, *14*(1), 29–34. <https://doi.org/10.1111/j.1469-0691.2007.01873.x>
- Wyrosdick, H. M., & Schaefer, J. J. (2015). *Toxoplasma gondii*: History and diagnostic test development. *Animal Health Research Reviews*, *16*(2), 150–162. <https://doi.org/10.1017/S1466252315000183>
- Yan, C., Liang, L. J., Zheng, K. Y., & Zhu, X. Q. (2016). Impact of environmental factors on the emergence, transmission and distribution of *Toxoplasma gondii*. In *Parasites and Vectors*, *9*(1). BioMed Central. <https://doi.org/10.1186/s13071-016-1432-6>
- Zapata-Ríos, G., & Araguillin, E. (2013). Estado de Conservación del Jaguar y Pecarí de labio Blanco en el Ecuador Occidental. *Revista Biodiversidad Neotropical*, *3*(1), 21. <https://doi.org/10.18636/bioneotropical.v3i1.117>
- Zhu, S., Camp, L., Patel, A., Vanwormer, E., & Shapiro, K. (2023). High prevalence and diversity of *Toxoplasma gondii* DNA in feral cat feces from coastal California. *PLoS Neglected Tropical Diseases*, *2023-December*. <https://doi.org/10.1371/journal.pntd.0011829>
- Zhu, S., VanWormer, E., & Shapiro, K. (2023). More people, more cats, more parasites: Human population density and temperature variation predict prevalence of *Toxoplasma gondii* oocyst shedding in free-ranging domestic and wild felids. *Plos one*, *18*(6). <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0286808>

Anexos

Anexo 1

Primera encuesta

Encuesta a trabajadores

Zoocuidador # 01

1. ¿Se encuentra vacunado?

No Sí
 Tétano Hepatitis B
 Rabia Otras (especificar)

2. ¿Desde cuándo trabaja directamente con fauna silvestre?

Menos de 6 meses Mas de 6 meses Mas de un año

3. ¿Se encuentra consciente de que es una enfermedad zoonótica?

Sí No

4. ¿Se encuentran consciente de que la toxoplasmosis es una enfermedad zoonótica?

Sí No

5. ¿Conoce cuál es la principal vía de contagio de toxoplasmosis?

Sí No

6. ¿Qué tan seguido se limpia el área de los felinos silvestres?

1 vez al día Pasando 1 día 3 veces x sem

7. ¿Utilizan guantes al momento de limpiar el hábitat de los felinos silvestres?

Sí No

8. ¿Utilizan mascarilla al momento de limpiar el hábitat de los felinos silvestres?

Sí No

9. ¿Qué tipo de protocolo sigue al momento de trabajar con felinos salvajes?

Das personas realizan el reparto de comida uno de ellos cierra las jaulas de manejo y coloca la comida

10. ¿Qué otros protocolos de bioseguridad se emplean al tratar con felinos silvestres?

De ser necesario usar guantes y mascarillas

Anexo 2

Segunda encuesta

Encuesta a trabajadores

Zoocuidador # 02

1. ¿Se encuentra vacunado?

No Sí
 Tétano Hepatitis B
 Rabia Otras (especificar)

2. ¿Desde cuándo trabaja directamente con fauna silvestre?

Menos de 6 meses Mas de 6 meses Mas de un año

3. ¿Se encuentra consciente de que es una enfermedad zoonótica?

Sí No

4. ¿Se encuentran consciente de que la toxoplasmosis es una enfermedad zoonótica?

Sí No

5. ¿Conoce cuál es la principal vía de contagio de toxoplasmosis?

Sí No

6. ¿Qué tan seguido se limpia el área de los felinos silvestres?

1 vez al día Pasando 1 día 3 veces x sem

7. ¿Utilizan guantes al momento de limpiar el hábitat de los felinos silvestres?

Sí No

8. ¿Utilizan mascarilla al momento de limpiar el hábitat de los felinos silvestres?

Sí No

9. ¿Qué tipo de protocolo sigue al momento de trabajar con felinos salvajes?

Primero tomar en cuenta las puertas que estén bien aseguradas y siempre ir acompañado antes de la captura y manejo.

10. ¿Qué otros protocolos de bioseguridad se emplean al tratar con felinos silvestres?

Se debería utilizar como bioseguridad: guantes, mascarilla y botas como protección para tratar con felinos silvestres.

Anexo 2

Tercera encuesta

Encuesta a trabajadores

Zoocuidador # 03

1. ¿Se encuentra vacunado?

No Sí Tétano Rabia Hepatitis B Otras (especificar)

2. ¿Desde cuándo trabaja directamente con fauna silvestre?

Menos de 6 meses Mas de 6 meses Mas de un año

3. ¿Se encuentra consciente de que es una enfermedad zoonótica?

Sí No

4. ¿Se encuentran consciente de que la toxoplasmosis es una enfermedad zoonótica?

Sí No

5. ¿Conoce cuál es la principal vía de contagio de toxoplasmosis?

Sí No

6. ¿Qué tan seguido se limpia el área de los felinos silvestres?

1 vez al día Pasando 1 día 3 veces x sem

7. ¿Utilizan guantes al momento de limpiar el hábitat de los felinos silvestres?

Sí No

8. ¿Utilizan mascarilla al momento de limpiar el hábitat de los felinos silvestres?

Sí No

9. ¿Qué tipo de protocolo sigue al momento de trabajar con felinos salvajes?

Al alimentar momento de alimentar se separa al animal en otra jaula y se procede a hacer la limpieza de área poner comida y agua, luego se lo devuelve al lugar.

10. ¿Qué otros protocolos de bioseguridad se emplean al tratar con felinos silvestres?

Al momento de manejo de felinos utilizamos botas, guantes, mascarillas y otros tipos de implementos para evitar contagios

Anexo 4

Cuarta encuesta

Encuesta a trabajadores

Zoocuidador # 04

1. ¿Se encuentra vacunado?

No Sí Tétano Rabia Hepatitis B Otras (especificar)

2. ¿Desde cuándo trabaja directamente con fauna silvestre?

Menos de 6 meses Mas de 6 meses Mas de un año

3. ¿Se encuentra consciente de que es una enfermedad zoonótica?

Sí No

4. ¿Se encuentran consciente de que la toxoplasmosis es una enfermedad zoonótica?

Sí No

5. ¿Conoce cuál es la principal vía de contagio de toxoplasmosis?

Sí No

6. ¿Qué tan seguido se limpia el área de los felinos silvestres?

1 vez al día Pasando 1 día 3 veces x sem

7. ¿Utilizan guantes al momento de limpiar el hábitat de los felinos silvestres?

Sí No

8. ¿Utilizan mascarilla al momento de limpiar el hábitat de los felinos silvestres?

Sí No

9. ¿Qué tipo de protocolo sigue al momento de trabajar con felinos salvajes?

Primeramente, entramos dos personas con mayas y precaución.

10. ¿Qué otros protocolos de bioseguridad se emplean al tratar con felinos silvestres?

Cuando les damos los alimentos la jaula tiene dos encierros y una guillotina, se los encierra de un lado para poderles dar los alimentos y agua.

Anexo 3

Quinta encuesta

Encuesta a trabajadores

Zoocuidador # 05

1. ¿Se encuentra vacunado?

No Sí Tétano Hepatitis B
 Rabia Otras (especificar)

2. ¿Desde cuándo trabaja directamente con fauna silvestre?

Menos de 6 meses Mas de 6 meses Mas de un año

3. ¿Se encuentra consciente de que es una enfermedad zoonótica?

Sí No

4. ¿Se encuentran consciente de que la toxoplasmosis es una enfermedad zoonótica?

Sí No

5. ¿Conoce cuál es la principal vía de contagio de toxoplasmosis?

Sí No

6. ¿Qué tan seguido se limpia el área de los felinos silvestres?

1 vez al día Pasando 1 día 3 veces x sem

7. ¿Utilizan guantes al momento de limpiar el hábitat de los felinos silvestres?

Sí No

8. ¿Utilizan mascarilla al momento de limpiar el hábitat de los felinos silvestres?

Sí No

9. ¿Qué tipo de protocolo sigue al momento de trabajar con felinos salvajes?

Ingresamos dos o más personas dependiendo el animal nos aseguramos que las puertas estén cerradas tanto la de ingreso como la de manejo.

10. ¿Qué otros protocolos de bioseguridad se emplean al tratar con felinos silvestres?

Dependiendo de la plaga que tenga el felino utilizamos guates, mascarilla y botas.

Anexo 6

Sexta encuesta

Encuesta a trabajadores

Zoocuidador # 06

1. ¿Se encuentra vacunado?

No Sí Tétano Hepatitis B
 Rabia Otras (especificar)

2. ¿Desde cuándo trabaja directamente con fauna silvestre?

Menos de 6 meses Mas de 6 meses Mas de un año

3. ¿Se encuentra consciente de que es una enfermedad zoonótica?

Sí No

4. ¿Se encuentran consciente de que la toxoplasmosis es una enfermedad zoonótica?

Sí No

5. ¿Conoce cuál es la principal vía de contagio de toxoplasmosis?

Sí No

6. ¿Qué tan seguido se limpia el área de los felinos silvestres?

1 vez al día Pasando 1 día 3 veces x sem Hasta dos veces a

7. ¿Utilizan guantes al momento de limpiar el hábitat de los felinos silvestres?

Sí No

8. ¿Utilizan mascarilla al momento de limpiar el hábitat de los felinos silvestres?

Sí No

9. ¿Qué tipo de protocolo sigue al momento de trabajar con felinos salvajes?

Asegurarse de que la guillotina se encuentre cerrada. Entrar con más de una persona.

10. ¿Qué otros protocolos de bioseguridad se emplean al tratar con felinos silvestres?

Uso de guantes, mascarilla y botas

Anexo 7

Séptima encuesta

Encuesta a trabajadores

Zoocuidador # 07

1. ¿Se encuentra vacunado?

No Sí
 Tétano Hepatitis B
 Rabia Otras (especificar)

2. ¿Desde cuándo trabaja directamente con fauna silvestre?

Menos de 6 meses Mas de 6 meses Mas de un año

3. ¿Se encuentra consciente de que es una enfermedad zoonótica?

Sí No

4. ¿Se encuentran conscientes de que la toxoplasmosis es una enfermedad zoonótica?

Sí No

5. ¿Conoce cuál es la principal vía de contagio de toxoplasmosis?

Sí No

6. ¿Qué tan seguido se limpia el área de los felinos silvestres?

1 vez al día Pasando 1 día 3 veces x sem

7. ¿Utilizan guantes al momento de limpiar el hábitat de los felinos silvestres?

Sí No

8. ¿Utilizan mascarilla al momento de limpiar el hábitat de los felinos silvestres?

Sí No

9. ¿Qué tipo de protocolo sigue al momento de trabajar con felinos salvajes?

Guantes, mascarilla y malla

10. ¿Qué otros protocolos de bioseguridad se emplean al tratar con felinos silvestres?

Botas y mascarilla

Anexo 8

Octavo anexo

Encuesta a trabajadores

Zoocuidador # 08

1. ¿Se encuentra vacunado?

No Sí
 Tétano Hepatitis B
 Rabia Otras (especificar)

2. ¿Desde cuándo trabaja directamente con fauna silvestre?

Menos de 6 meses Mas de 6 meses Mas de un año

3. ¿Se encuentra consciente de que es una enfermedad zoonótica?

Sí No

4. ¿Se encuentran conscientes de que la toxoplasmosis es una enfermedad zoonótica?

Sí No

5. ¿Conoce cuál es la principal vía de contagio de toxoplasmosis?

Sí No

6. ¿Qué tan seguido se limpia el área de los felinos silvestres?

1 vez al día Pasando 1 día 3 veces x sem

7. ¿Utilizan guantes al momento de limpiar el hábitat de los felinos silvestres?

Sí No

8. ¿Utilizan mascarilla al momento de limpiar el hábitat de los felinos silvestres?

Sí No

9. ¿Qué tipo de protocolo sigue al momento de trabajar con felinos salvajes?

Se alimenta a todos los felinos, se ingresa a los animales a sus respectivas jaulas de manejo y se procede a ingresar al encierro.

10. ¿Qué otros protocolos de bioseguridad se emplean al tratar con felinos silvestres?

Se utilizan guantes, mascarilla y botas

Anexo 9

Novena encuesta

Encuesta a trabajadores

Zoocuidador # 09

1. ¿Se encuentra vacunado?

No Sí

Tétano Hepatitis B

Rabia Otras (especificar)

2. ¿Desde cuándo trabaja directamente con fauna silvestre?

Menos de 6 meses Mas de 6 meses Mas de un año

3. ¿Se encuentra consciente de que es una enfermedad zoonótica?

Sí No

4. ¿Se encuentran consciente de que la toxoplasmosis es una enfermedad zoonótica?

Sí No

5. ¿Conoce cuál es la principal vía de contagio de toxoplasmosis?

Sí No

6. ¿Qué tan seguido se limpia el área de los felinos silvestres?

1 vez al día Pasando 1 día 3 veces x sem

7. ¿Utilizan guantes al momento de limpiar el hábitat de los felinos silvestres?

Sí No

8. ¿Utilizan mascarilla al momento de limpiar el hábitat de los felinos silvestres?

Sí No

9. ¿Qué tipo de protocolo sigue al momento de trabajar con felinos salvajes?

Se alimenta a todos los felinos, se ingresa a los animales a sus respectivas jaulas de manejo y se procede a ingresar al encierro.

10. ¿Qué otros protocolos de bioseguridad se emplean al tratar con felinos silvestres?

Se utilizan guantes, mascarilla y botas

Anexo 10

Obtención de primer muestreo (centro 1)



Anexo 11

Primera recolección de muestras (Centro 2)



Anexo 12

Segunda recolección de muestras (Centro 1)



Anexo 13

Segunda recolección de muestras (centro 2)



Anexo 14

Análisis de segundo muestreo



Anexo 15

Fotografía de *Leopardus pardalis* macho adulto (centro 1)



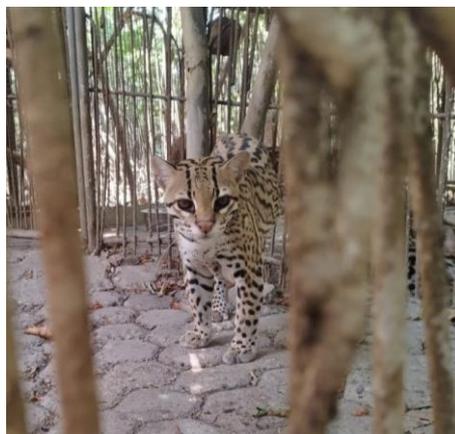
Anexo 16

Fotografía de *Leopardus pardalis* hembra adulta “cola larga” del centro 1



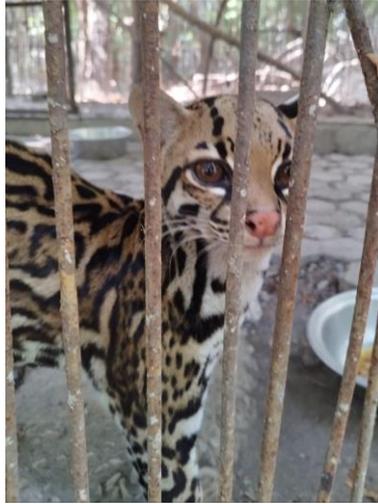
Anexo 17

Fotografía de *Leopardus pardalis* hembra adulta “cola corta” del centro 1



Anexo 18

Fotografía de *Leopardus pardalis* hembra juvenil “sola” del centro 1



Anexo 19

Fotografía de *Herpailurus yagouaroundi* macho juvenil “cuarentena” del centro 1



Anexo 20

Fotografía de *Herpailurus yagouaroundi* hembra adulta “sola” del centro 1



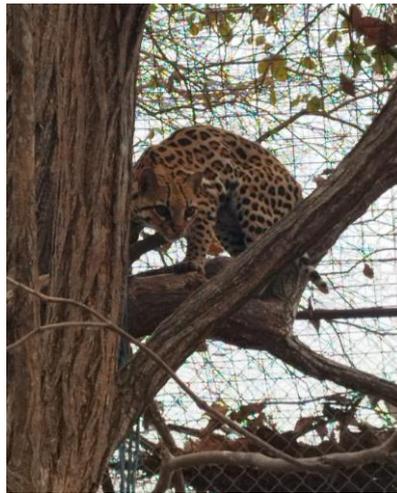
Anexo 21

Fotografía de *Leopardus pardalis* hembra adulta “clara” del centro 2



Anexo 22

Fotografía de *Leopardus pardalis* hembra adulta “ojos grandes” del centro 2



Anexo 23

Fotografía de *Leopardus pardalis* macho adulto “rostro alargado” del centro 2



Anexo 24

Fotografía de *Leopardus pardalis* hembra adulta ubicada en la izquierda “rostro redondeado” del centro 2



Anexo 25

Reporte del laboratorio en relacion a la presencia de anticuerpos de *Toxoplasma gondii* en heces (L. *Pardalis* hembra de la jaula ubicada en la derecha, Centro 2)

FECHA DE ENTREGA: 12/11/2024
VETERINARIO Dr. (a): GABRIELA URQUIZA INSTITUCIÓN: UCSG
PACIENTE: HEMBRA DERECHA PROPIETARIO(A)/TUTOR(A): C. DE RESCATE GUAYAQUIL
FAMILIA: LEOPARDUS PARDALIS ESPECIE: OCELOTE SEXO: HEMBRA EDAD: N/R

Estudio solicitado: Diagnóstico molecular

Técnica: PCR-RT cuantitativo

Muestra: Heces

Estado de la muestra: vial PCR

Toxoplasma gondii [ADN/ARN]

NEGATIVO [Ct=0.0]

Curva de amplificación tipo lineal

Anexo 26

Reporte del laboratorio acerca de los parasitos encontrados (L. *Pardalis* hembra de la jaula ubicada en la derecha, Centro 2)

FECHA DE ENTREGA: 07/11/2024
VETERINARIO Dr. (a): GABRIELA URQUIZA (E) INSTITUCIÓN: UCSG
PACIENTE: HEMBRA DERECHA PROPIETARIO(A)/TUTOR(A): C. DE RESCATE GUAYAQUIL
ESPECIE: LEOPARDUS PARDALIS RAZA: OCELOTE SEXO: N/R EDAD: N/R

Estudio solicitado: Coproanálisis

Técnica: Microscopía, frotis directo y flotación SSS.

Muestra: Heces

Envases: 1

VALORACIÓN MACROSCÓPICA	
CONSISTENCIA:	LÍQUIDAS
COLOR:	CAFÉS/ROJIZAS
OLOR:	FÉTIDAS
ESTRIAS DE SANGRE:	AUSENCIA
MOCO:	AUSENCIA
RESTOS VEGETALES:	AUSENCIA
EGAGRÓPILAS:	++
SANGRE OCULTA:	POSITIVO (SCREENING)

VALORACIÓN MICROSCÓPICA	
MICROBIOTA:	ALTERADA
DIGESTIBILIDAD:	REGULAR
BACTERIAS MOTILES:	+++
LEVADURAS:	AUSENCIA
HEMATÍES:	+
LEUCOCITOS:	AUSENCIA
LÍPIDOS:	AUSENCIA
CÉLULAS EPITELIALES:	++
OTROS:	Ácaros

PARÁSITOS	RESULTADO
NEMATODOS	NEGATIVO
CESTODOS	NEGATIVO
PROTOZOARIOS	NEGATIVO
TREMATODOS	NEGATIVO

TIPO:	NEGATIVO EN ESTA MUESTRA
Huevo:	
Huevo/Larvaria:	
Larvaria infecciosa:	
Ooquistes:	
Taquizoito o Trofozoito:	

Anexo 27

Reporte del laboratorio en relacion a la presencia de anticuerpos de Toxoplasma gondii en heces (L. Pardalis hembra de la jaula udicado en la izquierda de ojos grandes, Centro 2)

FECHA DE ENTREGA: 12/11/2024
VETERINARIO Dr. (a): GABRIELA URQUIZA INSTITUCIÓN: UCSG
PACIENTE: HEMBRA OJOS GRANDES PROPIETARIO(A)/TUTOR(A): C. DE RESCATE GUAYAQUIL
FAMILIA: LEOPARDUS PARDALIS ESPECIE: OCELOTE SEXO: HEMBRA EDAD: N/R

Estudio solicitado: Diagnóstico molecular
Técnica: PCR-RT cuantitativo
Muestra: Heces Estado de la muestra: vial PCR

Toxoplasma gondii [ADN/ARN]
NEGATIVO [Ct=0.0]
Curva de amplificación tipo lineal

Anexo 28

Reporte del laboratorio acerca de los parasitos encontrados (L. Pardalis hembra de la jaula udicado en la izquierda de ojos grandes, Centro 2)

FECHA DE ENTREGA: 07/11/2024
VETERINARIO Dr. (a): GABRIELA URQUIZA (E) INSTITUCIÓN: UCSG
PACIENTE: HEMBRA OJOS GRANDES PROPIETARIO(A)/TUTOR(A): C. DE RESCATE GUAYAQUIL
ESPECIE: LEOPARDUS PARDALIS RAZA: OCELOTE SEXO: N/R EDAD: N/R

Estudio solicitado: Coproanálisis
Técnica: Microscopía, frotis directo y flotación SSS.
Muestra: Heces Envases: 1

VALORACIÓN MACROSCÓPICA		VALORACIÓN MICROSCÓPICA	
CONSISTENCIA: PASTOSAS		MICROBIOTA: REGULAR	
COLOR: CAFÉS		DIGESTIBILIDAD: REGULAR	
OLOR: FÉTIDAS		BACTERIAS MOTILES: +++	
ESTRIAS DE SANGRE: AUSENCIA		LEVADURAS: AUSENCIA	
MOCO: AUSENCIA		HEMATIAS: AUSENCIA	
RESTOS VEGETALES: AUSENCIA		LEUCOCITOS: AUSENCIA	
EGAGRÓPILAS: ++ (Pelos)		LÍPIDOS: AUSENCIA	
SANGRE OCULTA: POSITIVO (SCREENING)		CÉLULAS EPITELIALES: +	
		CRISTALES: +	
PARÁSITOS	RESULTADO	TIPO: NEGATIVO EN ESTA MUESTRA	
NEMATODOS	NEGATIVO	Huevo:	
CESTODOS	NEGATIVO	Huevo/Larvaria:	
PROTOZOARIOS	NEGATIVO	Larvaria infecciosa:	
TREMATODOS	NEGATIVO	Ooquistes:	
		Taquizoito o Trofozoito:	

Anexo 29

Reporte del laboratorio en relacion a la presencia de anticuerpos de Toxoplasma gondii en heces (L. Pardalis hembra de la jaula udicado en la izquierda de color mas claro, Centro 2)

FECHA DE ENTREGA: 12/11/2024
VETERINARIO Dr. (a): GABRIELA URQUIZA INSTITUCIÓN: UCSG
PACIENTE: HEMBRA CLARA PROPIETARIO(A)/TUTOR(A): C. DE RESCATE GUAYAQUIL
FAMILIA: LEOPARDUS PARDALIS ESPECIE: OCELOTE SEXO: HEMBRA EDAD: N/R

Estudio solicitado: Diagnóstico molecular
Técnica: PCR-RT cuantitativo
Muestra: Heces Estado de la muestra: vial PCR

Toxoplasma gondii [ADN/ARN]
NEGATIVO [Ct=0.0]
Curva de amplificación tipo lineal

Anexo 30

Reporte del laboratorio acerca de los parasitos encontrados (L. Pardalis hembra de la jaula udicado en la izquiersa de color mas claro, Centro 2)

FECHA DE ENTREGA: 07/11/2024		INSTITUCIÓN: UCSG	
VETERINARIO Dr. (a): GABRIELA URQUIZA (E)		PROPIETARIO(A)/TUTOR(A): C. DE RESCATE GUAYAQUIL	
PACIENTE: HEMBRA CLARA		RAZA: OCELOTE SEXO: N/R EDAD: N/R	
ESPECIE: LEOPARDUS PARDALIS			

Estudio solicitado: Coproanálisis
Técnica: Microscopía, frotis directo y flotación SSS.
Muestra: Heces **Envases:** 1

VALORACIÓN MACROSCÓPICA	
CONSISTENCIA:	PASTOSAS
COLOR:	CAFÉS
OLOR:	FÉTIDAS
ESTRIAS DE SANGRE:	AUSENCIA
MOCO:	AUSENCIA
RESTOS VEGETALES:	AUSENCIA
EGAGRÓPILAS:	+ (Pelos)
SANGRE OCULTA:	POSITIVO (SCREENING)

VALORACIÓN MICROSCÓPICA	
MICROBIOTA:	REGULAR
DIGESTIBILIDAD:	REGULAR
BACTERIAS MOTILES:	+++
LEVADURAS:	AUSENCIA
HEMATÍES:	AUSENCIA
LEUCOCITOS:	AUSENCIA
LÍPIDOS:	AUSENCIA
CÉLULAS EPITELIALES:	+
CRISTALES:	++

PARÁSITOS	RESULTADO
NEMATODOS	NEGATIVO
CESTODOS	NEGATIVO
PROTOZOARIOS	NEGATIVO
TREMATODOS	NEGATIVO

TIPO:	NEGATIVO EN ESTA MUESTRA
Huevo:	
Huevo/Larvaria:	
Larvaria infecciosa:	
Ooquistes:	
Taquizoito o Trofozoito:	

Anexo 31

Reporte del laboratorio en relacion a la presencia de anticuerpos de Toxoplasma gondii en heces (L. Pardalis macho ubicado en la jaula de la derecha, Centro 2)

FECHA DE ENTREGA: 12/11/2024		INSTITUCIÓN: UCSG	
VETERINARIO Dr. (a): GABRIELA URQUIZA		PROPIETARIO(A)/TUTOR(A): C. DE RESCATE GUAYAQUIL	
PACIENTE: MACHO DERECHA		ESPECIE: OCELOTE SEXO: MACHO EDAD: N/R	
FAMILIA: LEOPARDUS PARDALIS			

Estudio solicitado: Diagnóstico molecular
Técnica: PCR-RT cuantitativo
Muestra: Heces **Estado de la muestra:** vial PCR

Toxoplasma gondii [ADN/ARN]
 NEGATIVO [Ct=0.0]
 Curva de amplificación tipo lineal

Anexo 32

Reporte del laboratorio acerca de los parasitos encontrados (L. Pardalis macho ubicado en la jaula de la derecha, Centro 2)

FECHA DE ENTREGA: 07/11/2024		INSTITUCIÓN: UCSG	
VETERINARIO Dr. (a): GABRIELA URQUIZA (E)		PROPIETARIO(A)/TUTOR(A): C. DE RESCATE GUAYAQUIL	
PACIENTE: MACHO DERECHA		RAZA: OCELOTE SEXO: N/R EDAD: N/R	
ESPECIE: LEOPARDUS PARDALIS			

Estudio solicitado: Coproanálisis
Técnica: Microscopía, frotis directo y flotación SSS.
Muestra: Heces **Envases:** 1

VALORACIÓN MACROSCÓPICA	
CONSISTENCIA:	LÍQUIDAS
COLOR:	CAFÉS
OLOR:	FÉTIDAS
ESTRIAS DE SANGRE:	AUSENCIA
MOCO:	AUSENCIA
RESTOS VEGETALES:	AUSENCIA
EGAGRÓPILAS:	++ (Pelos)
SANGRE OCULTA:	POSITIVO (SCREENING)

VALORACIÓN MICROSCÓPICA	
MICROBIOTA:	ALTERADA
DIGESTIBILIDAD:	REGULAR A MALA
BACTERIAS MOTILES:	+++
LEVADURAS:	++
HEMATÍES:	+
LEUCOCITOS:	AUSENCIA
LÍPIDOS:	AUSENCIA
CÉLULAS EPITELIALES:	++
CRISTALES:	+

PARÁSITOS	RESULTADO
NEMATODOS	NEGATIVO
CESTODOS	NEGATIVO
PROTOZOARIOS	NEGATIVO
TREMATODOS	NEGATIVO

TIPO:	NEGATIVO EN ESTA MUESTRA
Huevo:	
Huevo/Larvaria:	
Larvaria infecciosa:	
Ooquistes:	
Taquizoito o Trofozoito:	

Anexo 33

Reporte del laboratorio en relacion a la presencia de anticuerpos de *Toxoplasma gondii* en heces (H. Yagoarundi macho, Centro 1)

FECHA DE ENTREGA: 14/11/2024
VETERINARIO Dr. (a): GABRIELA URQUIZA (E) INSTITUCIÓN: UCSG
PACIENTE: H. JAGUARUNDI PROPIETARIO(A)/TUTOR(A): C. DE RESCATE GUAYAQUIL
ESPECIE: HERPAILURUS YAGOUAROUNDI RAZA: N/R SEXO: N/R EDAD: N/R

Estudio solicitado: Diagnóstico molecular
Técnica: PCR-RT cuantitativo
Muestra: Heces Estado de la muestra: Sólidas/Blandas

Toxoplasma gondii [ADN/ARN]
NEGATIVO [Ct=0.0]
Curva de amplificación tipo lineal

Anexo 34

Reporte del laboratorio acerca de los parasitos encontrados (H. Yagoarundi macho, Centro 1)

FECHA DE ENTREGA: 14/11/2024
VETERINARIO Dr. (a): GABRIELA URQUIZA (E) INSTITUCIÓN: UCSG
PACIENTE: H. JAGUARUNDI PROPIETARIO(A)/TUTOR(A): C. DE RESCATE GUAYAQUIL
ESPECIE: HERPAILURUS YAGOUAROUNDI RAZA: N/R SEXO: N/R EDAD: N/R

Estudio solicitado: Coproanálisis
Técnica: Microscopia, frotis directo y flotación SSS.
Muestra: Heces Envases: 1

VALORACIÓN MACROSCÓPICA
CONSISTENCIA: SÓLIDAS/BLANDAS
COLOR: NEGRUZCAS
OLOR: S.G.
ESTRIAS DE SANGRE: AUSENCIA
MOCO: AUSENCIA
RESTOS VEGETALES: AUSENCIA
EGAGRÓPILAS: +++ (Pelos)
SANGRE OCULTA: NEGATIVO (SCREENING)

VALORACIÓN MICROSCÓPICA
MICROBIOTA: REGULAR
DIGESTIBILIDAD: REGULAR
BACTERIAS MOTILES: +++
LEVADURAS: +
HEMATIES: AUSENCIA
LEUCOCITOS: AUSENCIA
LÍPIDOS: AUSENCIA
CÉLULAS EPITELIALES: AUSENCIA
OTROS: AUSENCIA

PARÁSITOS	RESULTADO
NEMATODOS	POSITIVO
CESTODOS	NEGATIVO
PROTOZOARIOS	NEGATIVO
TREMATODOS	NEGATIVO

TIPO: 1. *Ancylostoma* sp. ++
2. *Strongyloides* sp. +
Huevo: X
Huevo/Larvaria:
Larvaria infecciosa:
Ooquistes:

Anexo 35

Reporte del laboratorio en relacion a la presencia de anticuerpos de *Toxoplasma gondii* en heces (L. Pardalis en jaula apartada, Centro 1)

FECHA DE ENTREGA: 12/11/2024
VETERINARIO Dr. (a): GABRIELA URQUIZA INSTITUCIÓN: UCSG
PACIENTE: HEMBRA SOLA PROPIETARIO(A)/TUTOR(A): C. DE RESCATE GUAYAQUIL
FAMILIA: LEOPARDUS PARDALIS ESPECIE: OCELOTE SEXO: HEMBRA EDAD: N/R

Estudio solicitado: Diagnóstico molecular
Técnica: PCR-RT cuantitativo
Muestra: Heces Estado de la muestra: vial PCR

Toxoplasma gondii [ADN/ARN]
NEGATIVO [Ct=0.0]
Curva de amplificación tipo lineal

Interpretación:

1. Cuando el canal de detección de FAM tiene una curva de amplificación típica de tipo S y el valor de Ct es <38, se puede considerar **POSITIVO**
2. Cuando el canal de detección de FAM no tiene una curva de amplificación típica de tipo S, y no hay un valor de Ct o el valor de Ct es > 38, se puede juzgar como **NEGATIVO**.

Anexo 36

Reporte del laboratorio acerca de los parásitos encontrados (L. Pardalis hembra en jaula apartada, Centro 1)

FECHA DE ENTREGA: 12/11/2024		INSTITUCIÓN: UCSG	
VETERINARIO Dr. (a): GABRIELA URQUIZA		PROPIETARIO(A)/TUTOR(A): C. DE RESCATE GUAYAQUIL	
PACIENTE: HEMBRA SOLA		ESPECIE: OCELOTE	
FAMILIA: LEOPARDUS PARDALIS		SEXO: HEMBRA	
		EDAD: N/R	

Estudio solicitado: Coproanálisis
Técnica: Microscopía, frotis directo y flotación SSS.
Muestra: Heces Envases: 1

VALORACIÓN MACROSCÓPICA	
CONSISTENCIA: LÍQUIDAS/BLANDAS	
COLOR: PARDAS	
OLOR: FÉTIDAS	
ESTRIAS DE SANGRE: AUSENCIA	
MOCO: AUSENCIA	
RESTOS VEGETALES: +	
EGAGRÓPILAS: +	
SANGRE OCULTA: POSITIVO (SCREENING)	

VALORACIÓN MICROSCÓPICA	
MICROBIOTA: ALTERADA	
DIGESTIBILIDAD: REGULAR	
BACTERIAS MOTILES: ++++	
LEVADURAS: AUSENCIA	
HEMATIES: AUSENCIA	
LEUCOCITOS: AUSENCIA	
LÍPIDOS: AUSENCIA	
CÉLULAS EPITELIALES: ++	
CRISTALES: +	

PARÁSITOS	RESULTADO
NEMATODOS	POSITIVO
CESTODOS	NEGATIVO
PROTOZOARIOS	NEGATIVO
TREMATODOS	NEGATIVO

TIPO: 1. Toxocara cati ++	
2. Ascaris sp. +	
Huevo:	X
Huevo/Larvaria:	X
Larvaria infecciosa:	
Ooquistes:	
Taquizoito o Trofozoito:	

Anexo 37

Reporte del laboratorio en relacion a la presencia de anticuerpos de Toxoplasma gondii en heces (L. Pardalis hembra cola corta, Centro 1)

FECHA DE ENTREGA: 12/11/2024		INSTITUCIÓN: UCSG	
VETERINARIO Dr. (a): GABRIELA URQUIZA		PROPIETARIO(A)/TUTOR(A): C. DE RESCATE GUAYAQUIL	
PACIENTE: HEMBRA COLA LARGA		ESPECIE: OCELOTE	
FAMILIA: LEOPARDUS PARDALIS		SEXO: HEMBRA	
		EDAD: N/R	

Estudio solicitado: Diagnóstico molecular
Técnica: PCR-RT cuantitativo
Muestra: Heces Estado de la muestra: vial PCR

Toxoplasma gondii [ADN/ARN]
NEGATIVO [Ct=0.0]
Curva de amplificación tipo lineal

Interpretación:

1. Cuando el canal de detección de FAM tiene una curva de amplificación típica de tipo S y el valor de Ct es <38, se puede considerar **POSITIVO**
2. Cuando el canal de detección de FAM no tiene una curva de amplificación típica de tipo S, y no hay un valor de Ct o el valor de Ct es > 38, se puede juzgar como **NEGATIVO**.

Anexo 38

Reporte del laboratorio acerca de los parásitos encontrados (L. Pardalis hembra cola larga, Centro 1)

FECHA DE ENTREGA: 12/11/2024		INSTITUCIÓN: UCSG	
VETERINARIO Dr. (a): GABRIELA URQUIZA		PROPIETARIO(A)/TUTOR(A): C. DE RESCATE GUAYAQUIL	
PACIENTE: HEMBRA COLA LARGA		ESPECIE: OCELOTE	
FAMILIA: LEOPARDUS PARDALIS		SEXO: HEMBRA	
		EDAD: N/R	

Estudio solicitado: Coproanálisis
Técnica: Microscopía, frotis directo y flotación SSS.
Muestra: Heces Envases: 1

VALORACIÓN MACROSCÓPICA	
CONSISTENCIA: PASTOSAS	
COLOR: PARDAS	
OLOR: FÉTIDAS	
ESTRIAS DE SANGRE: AUSENCIA	
MOCO: AUSENCIA	
RESTOS VEGETALES: +	
EGAGRÓPILAS: ++ (Pelos)	
SANGRE OCULTA: POSITIVO (SCREENING)	

VALORACIÓN MICROSCÓPICA	
MICROBIOTA: REGULAR	
DIGESTIBILIDAD: REGULAR	
BACTERIAS MOTILES: +++	
LEVADURAS: AUSENCIA	
HEMATIES: AUSENCIA	
LEUCOCITOS: AUSENCIA	
LÍPIDOS: AUSENCIA	
CÉLULAS EPITELIALES: +	
CRISTALES: +	

PARÁSITOS	RESULTADO
NEMATODOS	POSITIVO
CESTODOS	NEGATIVO
PROTOZOARIOS	NEGATIVO
TREMATODOS	NEGATIVO

TIPO: Toxocara cati +++	
Huevo:	X
Huevo/Larvaria:	
Larvaria infecciosa:	
Ooquistes:	
Taquizoito o Trofozoito:	

Anexo 39

Reporte del laboratorio en relacion a la presencia de anticuerpos de Toxoplasma gondii en heces (L. Pardalis hembra cola corta, Centro 1)

FECHA DE ENTREGA: 12/11/2024
VETERINARIO Dr. (a): GABRIELA URQUIZA INSTITUCIÓN: UCSG
PACIENTE: HEMBRA COLA CORTA PROPIETARIO(A)/TUTOR(A): C. DE RESCATE GUAYAQUIL
FAMILIA: LEOPARDUS PARDALIS ESPECIE: OCELOTE SEXO: HEMBRA EDAD: N/R

Estudio solicitado: Diagnóstico molecular

Técnica: PCR-RT cuantitativo

Muestra: Heces

Estado de la muestra: vial PCR

Toxoplasma gondii [ADN/ARN]

NEGATIVO [Ct=0.0]

Curva de amplificación tipo lineal

Anexo 40

Reporte del laboratorio acerca de los parasitos encontrados (L. Pardalis hembra cola corta, Centro 1)

FECHA DE ENTREGA: 12/11/2024
VETERINARIO Dr. (a): GABRIELA URQUIZA INSTITUCIÓN: UCSG
PACIENTE: HEMBRA COLA CORTA PROPIETARIO(A)/TUTOR(A): C. DE RESCATE GUAYAQUIL
FAMILIA: LEOPARDUS PARDALIS ESPECIE: OCELOTE SEXO: HEMBRA EDAD: N/R

Estudio solicitado: Coproanálisis

Técnica: Microscopía, frotis directo y flotación SSS.

Muestra: Heces

Envases: 1

VALORACIÓN MACROSCÓPICA		VALORACIÓN MICROSCÓPICA	
CONSISTENCIA: PASTOSAS		MICROBIOTA: REGULAR	
COLOR: PARDAS		DIGESTIBILIDAD: REGULAR	
OLOR: FÉTIDAS		BACTERIAS MOTILES: +++	
ESTRIAS DE SANGRE: AUSENCIA		LEVADURAS: AUSENCIA	
MOCO: AUSENCIA		HEMATIES: AUSENCIA	
RESTOS VEGETALES: +		LEUCOCITOS: AUSENCIA	
EGAGRÓPILAS: ++ (Pelos, piedrillas)		LÍPIDOS: AUSENCIA	
SANGRE OCULTA: POSITIVO (SCREENING)		CÉLULAS EPITELIALES: +	
		CRISTALES: AUSENCIA	
PARÁSITOS	RESULTADO	TIPO: Toxocara cati ++	
NEMATODOS	POSITIVO	Huevo:	X
CESTODOS	NEGATIVO	Huevo/Larvaria:	
PROTOZOARIOS	NEGATIVO	Larvaria infecciosa:	
TREMATODOS	NEGATIVO	Ooquistes:	
		Taquizoito o Trofozoito:	

Anexo 41

Reporte del laboratorio en relacion a la presencia de anticuerpos de Toxoplasma gondii en heces (L. Pardalis macho, Centro 1)

FECHA DE ENTREGA: 11/12/2024
VETERINARIO Dr. (a): GABRIELA URQUIZA INSTITUCIÓN: UCSG
PACIENTE: L. PARDALIS MACHO PROPIETARIO(A)/TUTOR(A): CENTRO 1
FAMILIA: LEOPARDUS PARDALIS ESPECIE: OCELOTE SEXO: MACHO EDAD: N/R

Estudio solicitado: Diagnóstico molecular

Técnica: PCR-RT cuantitativo

Muestra: Heces

Estado de la muestra: vial PCR

Toxoplasma gondii [ADN/ARN]

NEGATIVO [Ct=0.0]

Curva de amplificación lineal

Anexo 22

Reporte del laboratorio acerca de los parásitos encontrados (L. Pardalis macho, Centro 1)

FECHA DE ENTREGA: 11/12/2024		INSTITUCIÓN: UCSG	
VETERINARIO Dr. (a): GABRIELA URQUIZA		PROPIETARIO(A)/TUTOR(A): CENTRO 1	
PACIENTE: L. PARDALIS MACHO		ESPECIE: OCELOTE	
FAMILIA: LEOPARDUS PARDALIS		SEXO: MACHO	EDAD: N/R

Estudio solicitado: Coproanálisis
Técnica: Microscopía, frotis directo y flotación SSS.
Muestra: Heces Envases: 1

VALORACIÓN MACROSCÓPICA		VALORACIÓN MICROSCÓPICA	
CONSISTENCIA: SÓLIDAS/ARENOSAS		MICROBIOTA: REGULAR	
COLOR: PARDAS		DIGESTIBILIDAD: REGULAR	
OLOR: S.G.		BACTERIAS MOTILES: ++++	
ESTRIAS DE SANGRE: AUSENCIA		LEVADURAS: AUSENCIA	
MOCO: AUSENCIA		HEMATIES: AUSENCIA	
RESTOS VEGETALES: AUSENCIA		LEUCOCITOS: AUSENCIA	
EGAGRÓPILAS: ++		LÍPIDOS: AUSENCIA	
SANGRE OCULTA: NEGATIVO (SCREENING)		CÉLULAS EPITELIALES: AUSENCIA	
		CRISTALES: AUSENCIA	

PARÁSITOS	RESULTADO
NEMATODOS	POSITIVO
CESTODOS	POSITIVO
PROTOZOARIOS	NEGATIVO
TREMATODOS	NEGATIVO

TIPO: 1. Spirometra sp. +++	
2. Ancylostoma sp. +	
Huevo:	X
Huevo/Larvaria:	X
Larvaria infecciosa:	
Ooquistes:	
Taquizoito o Trofozoito:	

Anexo 43

Reporte del laboratorio en relacion a la presencia de anticuerpos de Toxoplasma gondii en heces (H. Yagoarundi hembra, Centro 1)

FECHA DE ENTREGA: 11/12/2024		INSTITUCIÓN: UCSG	
VETERINARIO Dr. (a): GABRIELA URQUIZA		PROPIETARIO(A)/TUTOR(A): CENTRO 1	
PACIENTE: H. YAGOUAROUNDI H		ESPECIE: H.Y.	
FAMILIA: HERPAILURUS YAGOUAROUNDI		SEXO: HEMBRA	EDAD: N/R

Estudio solicitado: Diagnóstico molecular
Técnica: PCR-RT cuantitativo
Muestra: Heces Estado de la muestra: vial PCR

Toxoplasma gondii [ADN/ARN]
 NEGATIVO [Ct=0.0]
 Curva de amplificación lineal

Anexo 44

Reporte del laboratorio acerca de los parásitos encontrados (H. Yagoarundi hembra, Centro 1)

FECHA DE ENTREGA: 11/12/2024		INSTITUCIÓN: UCSG	
VETERINARIO Dr. (a): GABRIELA URQUIZA		PROPIETARIO(A)/TUTOR(A): CENTRO 1	
PACIENTE: H. YAGOUAROUNDI H		ESPECIE: H.Y.	
FAMILIA: HERPAILURUS YAGOUAROUNDI		SEXO: HEMBRA	EDAD: N/R

Estudio solicitado: Coproanálisis
Técnica: Microscopía, frotis directo y flotación SSS.
Muestra: Heces Envases: 1

VALORACIÓN MACROSCÓPICA		VALORACIÓN MICROSCÓPICA	
CONSISTENCIA: BLANDAS		MICROBIOTA: REGULAR	
COLOR: PARDAS OSCURAS		DIGESTIBILIDAD: REGULAR	
OLOR: S.G.		BACTERIAS MOTILES: +++	
ESTRIAS DE SANGRE: AUSENCIA		LEVADURAS: AUSENCIA	
MOCO: AUSENCIA		HEMATIES: AUSENCIA	
RESTOS VEGETALES: AUSENCIA		LEUCOCITOS: +	
EGAGRÓPILAS: +++		LÍPIDOS: AUSENCIA	
SANGRE OCULTA: POSITIVO (SCREENING)		CÉLULAS EPITELIALES: ++	
		CRISTALES: AUSENCIA	

PARÁSITOS	RESULTADO
NEMATODOS	POSITIVO
CESTODOS	POSITIVO
PROTOZOARIOS	NEGATIVO
TREMATODOS	NEGATIVO

TIPO: 1. Spirometra sp. ++	
2. Ancylostoma sp. ++	
Huevo:	X
Huevo/Larvaria:	X
Larvaria infecciosa:	
Ooquistes:	
Taquizoito o Trofozoito:	

Anexo 45

Hoja de campo con descripción general y muestreos.

	Centro	Identificación	Especie	Etapa	Edad	Sexo	Día 1	Hora 1	PCR	Copro	Hallazgos	Especificación	Día 2	Hora 2	Hallazgos
1	Centro 1	Cola cortada	L. Pardalis	Adulto	8 a 10	H	7/11/2024	10:46	Negativo	Negativo	Nematodos	Toxocara cati	30/11/2024	10:00	Toxocara cati
2	Centro 1	Cola larga	L. Pardalis	Adulto	10 a 12	H	7/11/2024	10:46	Negativo	Negativo	Nematodos	Toxocara cati	1/12/2024	10:20	Toxocara cati
3	Centro 1	Sola	L. Pardalis	Juvenil	3 a 4	H	7/11/2024	10:40	Negativo	Negativo	Nematodos	Toxocara cati y ascaris spt	28/11/2024	10:30	Toxocara cati y ascaris spt
4	Centro 1	Macho solo	L. Pardalis	Adulto		M	7/12/2024	11:00	Negativo	Negativo	Nematodos	Spirometra sp y Ancylostoma	18/12/2024	10:00	Spirometra sp y Ancylostoma
5	Centro 1	Hembra	L. Yagoarund	Adulto		H	4/12/2024	10:30	Negativo	Negativo	Nematodos	Spirometra sp y Ancylostoma	xxxx	xxxxx	xxxxxx
6	Centro 1	x solo	L. Yagoarund	Juvenil		M	12/11/2024	2:00	Negativo	Negativo	Nematodos	Ancylostoma strongyloides	28/11/2024	3:45	Ancylostoma strongyloides
7	Centro 2	cara alargada	L. Pardalis	Adulto	x	M	6/11/2024	8:25	Negativo	Negativo			20/-11/2024	8:45	
8	Centro 2	cara redonda	L. Pardalis	Adulto	x	H	6/11/2024	8:20	Negativo	Negativo			20/11/2024	8:40	
9	Centro 2	Ojos grandes	L. Pardalis	Adulto	x	H	6/11/2024	8:10	Negativo	Negativo			20/-11/2025	8:27	
10	Centro 2	Mas clara	L. Pardalis	Adulto	x	H	6/11/2024	8:00	Negativo	Negativo			21/11/2024	8:20	

Anexo 46

Descripción de variables

	Centro	Identificación	Comparte ha	Otros ejemp	Desparasitac	Alimentación	Procedencia d	Fuente de ag	Frecuencia d	bioseguridad
1	Centro 1	Cola cortada	Si	No	No	Pollo con hueso, Cabeza de ganado, Cuy con vísceras y ratón	Llegada externa de alimentos	Bebedero	1 Véz al día	No
2	Centro 1	Cola larga	Si	No	No	Pollo con hueso, Cabeza de ganado, Cuy con vísceras y ratón	Llegada externa de alimentos	Bebedero	1 Véz al día	No
3	Centro 1	Sola	No	No	No	Pollo con hueso, Cabeza de ganado, Cuy con vísceras y ratón	Llegada externa de alimentos	Bebedero	1 Véz al día	No
4	Centro 1	Macho solo	No	No	No	Pollo con hueso, Cabeza de ganado, Cuy con vísceras y ratón	Llegada externa de alimentos	Bebedero	1 Véz al día	No
5	Centro 1	Hembra	No	No	No	Raton, pollo y carne	Llegada externa de alimentos	Bebedero	1 Véz al día	No
6	Centro 1	x solo	No	Si	No	Raton, pollo y carne	Llegada externa de alimentos	Bebedero	1 Véz al día	No
7	Centro 2	cara alargada	Si	Si	Si	Cerdo, pollo o chivo	Produccion interna	Bebedero	3 veces a la s	Si
8	Centro 2	cara redonda	Si	Si	Si	Cerdo, pollo o chivo	Produccion interna	Bebedero	3 veces a la s	Si
9	Centro 2	Ojos grandes	Si	Si	Si	Cerdo, pollo o chivo	Produccion interna	Bebedero	3 veces a la s	Si
10	Centro 2	Mas clara	Si	Si	Si	Cerdo, pollo o chivo	Produccion interna	Bebedero	3 veces a la s	Si



DECLARACIÓN Y AUTORIZACIÓN

Yo, **Urquizo Goitia, Gabriela Andrea** con C.C: # **0950246769** autora del Trabajo de Integración Curricular: Prevalencia de *Toxoplasma gondii* en felinos silvestres de centros de acogida en la provincia del Guayas previo a la obtención del título de Médica Veterinaria en la Universidad Católica de Santiago de Guayaquil.

1.- Declaro tener pleno conocimiento de la obligación que tienen las instituciones de educación superior, de conformidad con el Artículo 144 de la Ley Orgánica de Educación Superior, de entregar a la SENESCYT en formato digital una copia del referido trabajo de titulación para que sea integrado al Sistema Nacional de Información de la Educación Superior del Ecuador para su difusión pública respetando los derechos de autor.

2.- Autorizo a la SENESCYT a tener una copia del referido trabajo de integración curricular, con el propósito de generar un repositorio que democratice la información, respetando las políticas de propiedad intelectual vigentes.

Guayaquil, **19 de febrero** de 2025

f. _____

Nombre: **Urquizo Goitia, Gabriela Andrea**

C.C: **0950246769**



REPOSITORIO NACIONAL EN CIENCIA Y TECNOLOGÍA

FICHA DE REGISTRO DE TESIS/TRABAJO DE TITULACIÓN

TEMA Y SUBTEMA:	Prevalencia de <i>Toxoplasma gondii</i> en felinos silvestres de centros de acogida en la provincia del Guayas.		
AUTOR(ES)	Urquizo Goita, Gabriela Andrea		
REVISOR(ES)/TUTOR(ES)	Echeverría Alcívar, José Alberto MSc.		
INSTITUCIÓN:	Universidad Católica de Santiago de Guayaquil		
FACULTAD:	Educación Técnica para el Desarrollo		
CARRERA:	Medicina Veterinaria		
TITULO OBTENIDO:	Médica Veterinaria		
FECHA DE PUBLICACIÓN:	19 de febrero de 2025	No. DE PÁGINAS:	112 p.
ÁREAS TEMÁTICAS:	Fauna silvestre, Animal salvaje, Parasitosis Intestinales, <i>Toxoplasma</i> .		
PALABRAS CLAVES/ KEYWORDS:	<i>Toxoplasma gondii</i> , parasitosis, felinos silvestres, parásitos gastrointestinales.		
RESUMEN/ABSTRACT	<p>Hoy en día la preocupación y curiosidad por la fauna silvestre ha ido incrementado, los felinos son animales salvajes muy diversos en nuestro territorio, aunque estos cada vez se pueden avistar menos, el trabajo de investigación realizado se basó en el conocimiento previamente adquirido del <i>Toxoplasma gondii</i> en gatos domésticos y el hecho de que estos son conocidos por ser hospederos definitivos. Existen pocos estudios sobre parásitos en felinos silvestres, la presencia de <i>Toxoplasma gondii</i> en felinos silvestres no es desconocida, aunque los estudios realizados han sido conformados mediante técnicas de PCR en sangre, la razón de este estudio es poder comprobar la efectividad de los análisis de PCR en heces frescas, además de exámenes coproparasitarios necesarios para determinar la presencia de este protozoo mediante un método menos invasivo y sin estrés para los felinos descritos en el estudio. En este estudio se analizaron en total 10 felinos silvestres de la subfamilia Felinae, dos <i>Herpailurus yagoroundi</i> y ocho <i>Leopardus pardalis</i>. Se realizaron dos muestreos con un intervalo de 12 a 15 días entre cada recolección siendo el primer muestreo mediante un análisis de PCR y coprológico, y el segundo muestreo solo un análisis coproparasitario. Los resultados de las pruebas realizadas no indicaron presencia de <i>Toxoplasma gondii</i>, aunque si una alta prevalencia de parásitos gastrointestinales, más específicamente nematodos.</p>		
ADJUNTO PDF:	<input checked="" type="checkbox"/> SI	<input type="checkbox"/> NO	
CONTACTO CON AUTOR/ES:	Teléfono: +593-99-090-7400	E-mail: gabriela.urquizo@cu.ucsg.edu.ec	
CONTACTO CON LA INSTITUCIÓN (COORDINADOR DEL PROCESO UTE):	Nombre: Dra. Carvajal Capa, Melissa Joseth, MSc		
	Teléfono: +593-958726999		
	E-mail: melissa.carvajal01@cu.ucsg.edu.ec		
SECCIÓN PARA USO DE BIBLIOTECA			
Nº. DE REGISTRO (en base a datos):			
Nº. DE CLASIFICACIÓN:			
DIRECCIÓN URL (tesis en la web):			