



UNIVERSIDAD DE PANAMÁ
FACULTAD DE CIENCIAS NATURALES, EXACTAS Y TECNOLOGÍA
ESCUELA DE BIOLOGÍA
TESIS DE LICENCIATURA

**CONTROL DE ENTEROPARÁSITOS EN JAULAS DE PRIMATES NO HUMANOS
DEL PARQUE MUNICIPAL SUMMIT: EVALUACIÓN DE TÉCNICAS
FISICOQUÍMICAS Y BIOLÓGICAS *IN VIVO***

PRESENTADO POR:
BOTACIO-RODRÍGUEZ LEYDIS
JACOB-CORONADO YILVETH

**Trabajo de graduación para optar
por el Título de Licenciatura en
Biología, con Orientación en
Microbiología y Parasitología.**

REPÚBLICA DE PANAMÁ

2025



TRIBUNAL EXAMINADOR

Título:

Control de enteroparásitos en jaulas de primates no humanos Del Parque Municipal Summit: evaluación de técnicas fisicoquímicas y biológicas *in vivo*

Por:

Botacio-Rodríguez Leydis _____

Jacob-Coronado Yilveth _____

Trabajo de Graduación presentado a consideración de la Escuela de Biología como requisito parcial para optar por el título de Licenciatura en Biología con Orientación en Microbiología y Parasitología.

Prof. Nidia Sandoval

Asesora principal

Prof. Nivia Ríos

Co-asesor

Prof. Mario Arosemena

Co-asesor

I. DEDICATORIA

Dedico esta tesis, en primer lugar, a Dios, quien ha sido mi fuente inagotable de sabiduría y fortaleza a lo largo de este camino. Sin Su guía, este logro no habría sido posible.

A mis padres, Leydi Rodríguez y Rafael Botacio, por su esfuerzo, sacrificio y amor incondicional, que me han permitido alcanzar este sueño. A mis hermanos, Ricardo y Leydis, por ser mi apoyo constante y motivarme en los momentos de desánimo. A mi sobrino, Adrien, cuya ternura e inocencia iluminan mis días y me recuerdan la belleza de los pequeños momentos.

A mis queridas mascotas, Liraly y Layshka, quienes fueron mi compañía en los momentos de agotamiento y estrés. Aunque una de ellas ya no está conmigo para celebrar este logro, su amor incondicional siempre será parte de mí.

A mis amigos, en especial a Argelis Villarreal, quien estuvo a mi lado en los momentos de frustración, brindándome apoyo y escuchándome cuando más lo necesité. A todos aquellos que tuve la dicha de conocer en la universidad, quienes con su compañía y alegría hicieron de esta experiencia un viaje aún más enriquecedor.

Y, finalmente, a una persona muy especial e importante para mí, a quien también conocí en esta etapa de mi vida y cuya presencia ha sido invaluable.

Leydis Botacio

Dedico esta tesis a mí misma, porque cada desvelo, cada obstáculo superado y cada esfuerzo han valido la pena. Por las horas interminables de estudio, las dudas, el cansancio y aun así seguir adelante. Porque me demostré que soy capaz y mi perseverancia me ha llevado hasta aquí. Me lo merezco, porque esta meta no fue fácil, pero hoy es una realidad.

A mi familia, en especial a mi mamá, Enilda Coronado, por asegurarse de que nunca me faltara nada para asistir a la universidad, por cada lonche preparado con cariño y por su apoyo en todo momento.

A mi novio, Gonzalo González, por su apoyo incondicional, por ser mi motivación en los momentos más difíciles y por recordarme siempre que soy capaz de lograrlo. Sin su compañía y aliento, muchos proyectos no habrían sido entregados a tiempo, y este camino habría sido mucho más difícil.

A mi compañera de tesis, por su dedicación y por haber formado un equipo en el que nos complementamos tan bien. Gracias por la paciencia, la constancia y por ayudarnos mutuamente en cada detalle, haciendo posible que este trabajo saliera adelante.

A mis amigos y a todos aquellos con quienes tuve la dicha de coincidir en la universidad. Por ser mi refugio en los momentos de estrés, por las risas que aliviaron los días pesados y por su apoyo constante, incluso en la distancia.

A todos los que, de alguna manera, fueron parte de este camino y contribuyeron a que este logro fuera posible: gracias.

Yilveth Jacob

II. AGRADECIMIENTOS

Queremos expresar nuestro más profundo agradecimiento a todas las personas que nos acompañaron y apoyaron a lo largo de este proceso, haciendo posible la realización de este trabajo.

En primer lugar, agradecemos enormemente a nuestra asesora principal de tesis, la Dr. Nidia Sandoval, quien, con su sabiduría y paciencia, nos guió durante todo el proceso. Su compromiso y orientación fueron esenciales para superar los retos que se presentaron en el camino.

A nuestros otros asesores, la Mgs. Nivia Ríos, por su esfuerzo y dedicación, quien, a pesar de las limitaciones físicas, no dudó en ayudarnos en aprender nuevas metodologías. Al Mgs. Mario Arosemena, quien nos brindó su buena fe y apoyo, proporcionándonos las fuentes de información necesarias.

A la veterinaria Dioren Smith y Alessandra, quienes nos acompañaron durante las tareas en campo, brindándonos su valiosa ayuda y orientación.

A todo el personal del Parque Municipal Summit, quienes nos brindaron la seguridad necesaria durante las recolecciones en las jaulas.

A los organizadores del Parque Municipal Summit, por habernos seleccionado y darnos la oportunidad de ser parte de esta iniciativa tan especial.

A la Alcaldía de Panamá por su apoyo económico a través de la Beca para Jóvenes Investigadores - Centenario Parque Municipal Summit 2023.

Al Laboratorio de Investigaciones en Parasitología Ambiental (LIPAAM), por habernos proporcionado las instalaciones y el equipo necesarios para llevar a cabo esta investigación.

A nuestros compañeros de laboratorio, quienes nos brindaron palabras de aliento y compartieron su conocimiento, motivándonos a seguir adelante con la investigación.

Y, finalmente, a todas aquellas personas que, de alguna forma, contribuyeron a este logro. Cada uno de ustedes ha sido una pieza fundamental para que este proyecto fuera posible y alcanzara su culminación. Sin su apoyo, este trabajo no habría sido posible.

III. ÍNDICE GENERAL

ÍNDICE

I.	DEDICATORIA.....	iii
II.	AGRADECIMIENTOS.....	vi
III.	ÍNDICE GENERAL.....	viii
	ÍNDICE.....	ix
	ÍNDICE DE CUADROS.....	xi
	ÍNDICE DE GRÁFICOS Y FIGURAS.....	xii
IV.	RESUMEN.....	xiv
	RESUMEN.....	xv
	ABSTRACT.....	xvi
V.	CAPÍTULO 1: INTRODUCCIÓN Y OBJETIVOS.....	1
	INTRODUCCIÓN.....	2
	OBJETIVO GENERAL.....	3
	OBJETIVOS ESPECÍFICOS.....	3
VI.	CAPÍTULO 2: MARCO TEÓRICO.....	4
	1. Generalidades De Los Primates No Humanos.....	5
	2. Taxonomía y Ecología De Especies De Primates Estudiadas.....	5
	3. Estado De Monos En Cautiverio.....	18
	4. Parásitos Más Comunes En Monos.....	19
	5. Parásitos Más Comunes En Suelos.....	20
	6. Resistencia De Los Parásitos A Condiciones Ambientales.....	20
	7. Técnicas De Diagnóstico Parasitológicos.....	21
	8. Uso De Desparasitantes Químicos En Los Primates No Humanos.....	25
	9. Alternativas Ambientales Para El Control De Los Parásitos.....	28
VII.	CAPÍTULO 3: METODOLOGÍA.....	34
	MATERIALES Y MÉTODOS.....	35
	1. Diseño Metodológico.....	35
	2. Descripción Del Área De Estudio.....	35
	3. Procesamiento De Muestras Para Control Físico (Agua Caliente Y Radiación Solar) Y Químico (Cal).....	38
	4. Procesamiento De Muestras Para Control Biológico.....	40

	5. Evaluación Estadística De Los Resultados.....	43
VIII.	CAPÍTULO 4: RESUSLTADOS Y DISCUSIÓN.....	44
	RESULTADOS	45
	1. Heces De Primates.....	45
	2. Suelo	46
	3. Evaluación Comparativa De La Efectividad De Los Métodos De Control Utilizado	48
	ANÁLISIS DE RESULTADOS.....	50
	1. Mono Tití J1– Jaula Control.....	50
	2. Mono Tití J2– Tratamiento Con Cal	51
	3. Mono Ardilla – Tratamiento Con Calor Húmedo	52
	4. Mono Araña – Tratamiento Con Radiación Solar	54
	5. Mono Cariblanco – Control Biológico	55
	6. Evaluación Comparativa De La Efectividad De Los Métodos De Control...57	
IX.	CAPÍTULO 5: CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES	59
	CONCLUSIONES.....	60
	RECOMENDACIONES	62
X.	CAPÍTULO 6: REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	63
	REFERENCIAS	64
XI.	ANEXOS	81

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro 1. Textura del suelo en las jaulas analizadas.	36
Cuadro 2. Evolución de la diversidad parasitaria en heces del Mono Tití en la jaula 1 posterior a la desparasitación.	82
Cuadro 3. Evolución de la diversidad parasitaria en heces del Mono Tití jaula 2 posterior a la desparasitación.	82
Cuadro 4. Evolución de la diversidad parasitaria en heces del Mono Araña posterior a la desparasitación.	83
Cuadro 5. Cantidad de parásitos en heces de Mono Cariblanco antes de la desparasitación...	83
Cuadro 6. Evolución de la cantidad de parásitos en el suelo de la jaula control del Mono Tití J1 antes y después del tratamiento.	84
Cuadro 7. Evolución de la cantidad de parásitos en el suelo de la jaula con Cal del Mono Tití J2 antes y después del tratamiento.	84
Cuadro 8. Evolución de la cantidad de parásitos en el suelo de la jaula con calor húmedo del Mono Ardilla antes y después del tratamiento	85
Cuadro 9. Evolución de la cantidad de parásitos en el suelo de la jaula con radiación solar del mono araña antes y después del tratamiento	85
Cuadro 10. Prevalencia de parásitos en el suelo del Mono Cariblanco antes de la desparasitación.	86

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Mono Tití (<i>Saguinus geoffroyi</i>).	6
Figura 2. Mono Ardilla (<i>Saimiri oerstedii oerstedii</i>).	9
Figura 3. Mono Araña (<i>Ateles fusciceps</i>)	13
Figura 4. Mono Cariblanco (<i>Cebus capucinus</i>).....	16
Figura 5. Ubicación del área de estudio.	37
Figura 6. Evolución de parásitos viables en cada tratamiento a lo largo del tiempo.	49
Figura 7. Colecta de muestra de suelo en la jaula de Mono Araña antes de ser expuesto al tratamiento.	87
Figura 8. Aplicación de tratamiento físico (calor húmedo) en suelo de jaula de Mono Ardilla.	87
Figura 9. Colecta de muestra de suelo en la jaula de Mono Araña luego de ser expuesto a la radiación solar (tratamiento físico).....	88
Figura 10. Procesamiento de muestras de suelo en el LIPAAM.....	88
Figura 11. Preparación de muestras de heces.....	89
Figura 12. Identificación de parásitos en muestra de suelo y heces.....	89
Figura 13. Larva de Ancylostomatidae.	90
Figura 14. Huevo de Ancylostomatidae viable.	90
Figura 15. Huevo de <i>Toxocara</i> spp. viable.	91
Figura 16. Huevo de <i>Toxocara</i> spp. inviable.	91
Figura 17. Huevo de Fasciolidae viable.	92
Figura 18. Huevos de <i>Enterobius</i> spp. viables.	92
Figura 19. Huevo de <i>Taenia</i> spp. viable.....	93
Figura 20. Huevo de <i>Strongyloides</i> spp. viable.....	93

Figura 21. Quiste de <i>Iodamoeba</i> sp. viable.	94
Figura 22. Huevo de <i>Dipylidium</i> spp. viable.	94
Figura 23. Nematodo macho con espículas.	95
Figura 24. Trofozoíto de <i>Balantidium</i> spp.	95
Figura 25. Huevo de <i>Ascaris</i> spp. fértil.	96
Figura 26. Huevo de <i>Ascaris</i> spp. infértil.	96
Figura 27. Quiste de <i>Entamoeba histolytica</i> viable.	97
Figura 28. Huevo de <i>Acanthocephala</i> inviable.	97

IV. RESUMEN

RESUMEN

El parasitismo en primates no humanos es una causa significativa de enfermedad, especialmente en cautiverio, donde el estrés compromete su sistema inmunológico y aumenta su susceptibilidad a infecciones. Dentro de los agentes parasitarios, los enteroparásitos, particularmente los geohelmintos y protozoos, son los principales responsables de afectar a estos animales, ya que se transmiten a través del suelo y pueden persistir en el ambiente por largos periodos. Aunque los desparasitantes eliminan parásitos gastrointestinales, no previenen la reinfección desde el suelo.

El presente estudio comparó la eficacia de métodos de control fisicoquímico y biológico para reducir las poblaciones de enteroparásitos en los suelos de las jaulas de primates no humanos del Parque Municipal Summit, por ello, se colectaron muestras de heces para conocer la prevalencia de parásitos y 500 g de suelo de cada jaula por el método sistemático de cuadrícula y Zig-Zag, con el fin de conocer la eficacia de los tratamientos, posteriormente se realizó observación directa con tinción de Lugol y método de concentración de Ritchie y de Sheather, respectivamente.

Se obtuvo una gran diversidad de parásitos tanto en las heces como en el suelo. En las heces, los parásitos más prevalentes fueron las larvas clasificadas como Ancylostomatidae/*Strongyloides* spp. (58.7 %) mientras que en el suelo fue *Ascaris* spp. (37 %). De los tratamientos evaluados, la exposición a radiación solar fue el único que mostró una reducción estadísticamente significativa en la carga parasitaria ($p = 0.01661$, OR = 4.0500).

ABSTRACT

Parasitism in non-human primates is a significant cause of disease, especially in captivity, where stress compromises their immune system and increases their susceptibility to infections. Among the parasitic agents, enteroparasites, particularly geohelminths and protozoa, are the main responsible for affecting these animals, since they are transmitted through the soil and can persist in the environment for long periods. Although dewormers eliminate gastrointestinal parasites, they do not prevent reinfection from the soil.

The present study compared the efficacy of physicochemical and biological control methods to reduce the population of enteroparasites in the soils of the non-human primate cages at Parque Municipal Summit. Therefore, fecal samples were collected to determine the prevalence of parasites and 500 g of soil from each cage by the systematic grid and Zig-Zag method, to determine the efficacy of the treatments, followed by direct observation with Lugol stain and Ritchie and Sheather concentration method, respectively.

A great diversity of parasites was obtained both in the feces and in the soil. In the feces, the most prevalent parasites were larvae classified as Ancylostomatidae/*Strongyloides* spp. (58.7 %) while in the soil it was *Ascaris* spp. (37 %). Of the treatments evaluated, exposure to solar radiation was the only one that showed a statistically significant reduction in parasite load ($p = 0.01661$, OR = 4.0500).

**V. CAPÍTULO 1:
INTRODUCCIÓN Y OBJETIVOS**

INTRODUCCIÓN

El parasitismo es una relación simbiótica en la que un organismo se beneficia a expensas de otro, que puede verse perjudicado o, en algunos casos, tolerar la presencia del parásito. En este contexto, el parásito depende del hospedero sin proporcionarle ningún beneficio; por el contrario, sus efectos pueden ser tan dañinos que incluso podrían provocar su muerte (Frías et al., 2024).

La infección por parásitos es frecuente en animales silvestres, pero se intensifica cuando están en cautiverio. Esto se debe a que el estrés asociado con la cautividad compromete su sistema inmunológico y aumenta su susceptibilidad a enfermedades parasitarias. No obstante, el nivel de parasitosis varía según el grado de estrés que experimenta el animal en dichas condiciones (Sierra et al., 2020). El parasitismo es una causa importante de enfermedad y mortalidad en animales silvestres, incluidos los primates no humanos, ya que puede provocar daños mecánicos y trastornos gastroentéricos. Además, puede generar otros efectos adversos en el hospedero, como desequilibrio hídrico-electrolítico, reducción en la absorción de nutrientes, retraso en el crecimiento físico y neurológico, así como alteraciones en la tasa de natalidad y un aumento en la mortalidad (Acevedo et al., 2020; Frías et al., 2024).

Entre las condiciones que promueven el parasitismo en animales en cautiverio tenemos la aglomeración en los recintos, la interacción directa e indirecta con los humanos y otros animales y el estrés permanente en la que se encuentra el individuo. A estos factores se puede añadir otro factor ambiental de gran importancia: textura de suelo en las jaulas, el cual es determinante para ciertas formas parasitarias en el desarrollo del ciclo evolutivo del parásito, así como para la persistencia en el ambiente de algunas formas infectivas, que pueden mantenerse viables durante meses o incluso años (Monge, 2022).

Entre los principales parásitos que afectan a los primates se encuentran los enteroparásitos, destacando el grupo de los geohelminintos, un grupo de nematodos que incluyen una etapa de desarrollo en el suelo como parte de su ciclo vital. Una de las características principales de los geohelminintos, es que su forma de transmisión es por huevos o larvas que salen con las heces, los cuales se pueden reconocer morfológicamente al microscopio a nivel de género (Monge, 2022). Por otro lado, también está el grupo de los protozoos que tienen la

capacidad de transformarse en una forma de resistencia conocida como quistes y ooquistes, los cuales logran permanecer en el suelo e infectar a otros individuos (Ávila y Bulla, 2020).

Entre las principales medidas de control de los parásitos se establece la utilización adecuada de productos desparasitantes. Sin embargo, un desafío teórico de este método es que debe ser administrado únicamente a los individuos positivos con parásitos, con el fin de evitar la resistencia a los fármacos (Sánchez et al., 2022). Además, solo logra acabar con los parásitos que se encuentran dentro del animal, es decir, no logra eliminar las formas parasitarias que ya estaban en el suelo y que pueden reinfestar rápidamente al hospedero.

Existen diversos métodos para controlar los parásitos en el suelo donde reposan los animales, entre ellos el manejo del pastoreo, el uso de productos químicos, estrategias nutricionales, controles biológicos, técnicas genéticas y otros (Mederos et al., 2019). Todos ellos relacionados con formas de control físico, químico o biológico, dirigidas a eliminar los parásitos presentes en el hospedero y prevenir su reinfestación desde el ambiente.

Por lo tanto, entre los objetivos de este estudio es ofrecer métodos alternativos para combatir el parasitismo, sin perjudicar el medio ambiente.

OBJETIVO GENERAL

Comparar la eficacia *in vivo* del control fisicoquímico y biológico, para reducir la población de enteroparásitos en jaulas de primates no humanos del Parque Municipal Summit.

OBJETIVOS ESPECÍFICOS

1. Conocer la prevalencia de enteroparásitos en las jaulas de primates no humanos del Parque Municipal Summit.
2. Aplicar métodos de control fisicoquímico y biológico en las jaulas de primates no humanos del Parque Municipal Summit.
3. Analizar la efectividad de los tratamientos fisicoquímicos y biológicos en las jaulas de los primates no humanos luego de su desparasitación.

VI. CAPÍTULO 2: MARCO TEÓRICO

1. Generalidades De Los Primates No Humanos

Los primates se distinguen por su singularidad, reflejada en su diversidad, adaptaciones anatómicas y funciones dentro del ecosistema. Se caracterizan por rasgos morfológicos que favorecen la vida arborícola, como manos prensiles con pulgares oponibles (Casado, 2021). Además, exhiben comportamientos sociales complejos, formando grupos jerárquicos en los que se observan prácticas como el acicalamiento mutuo y la cooperación. Su dieta es variada, incluyendo desde insectos y pequeños invertebrados hasta frutas y hojas, dependiendo de la especie (Torres et al., 2022). Estas características les han permitido adaptarse a diversos entornos, principalmente en regiones tropicales y subtropicales de África, Asia y América. Asimismo, su papel ecológico es fundamental para la funcionalidad de los ecosistemas que habitan, ya que los mismos participan en la dispersión de semillas (Tirira et al., 2018).

2. Taxonomía y Ecología De Especies De Primates Estudiadas

2.1. *Saguinus geoffroyi* (Mono Tití)

2.1.1. Descripción De La Especie.

Es el primate más pequeño, del tamaño de una ardilla, tienen una cabeza pequeña y ojos de color chocolate oscuro. Sus orejas están curvadas hacia afuera y presentan una franja de pelaje blanco en la coronilla de la cabeza la cual es de color gris oscuro, que de otro modo parecería desnuda (ver Figura 1). Mientras que en la nuca el pelaje es de un tono rojo anaranjado oscuro (Reid, 2009). Su pelaje combina tonalidades de negro, blanco, rojo y marrón. La parte dorsal es de un color chocolate oscuro con franjas más claras, mientras que la zona ventral, que abarca desde el vientre hasta las extremidades inferiores, es mayormente blanca. La cola larga y no prensil, tiene un pelaje rojizo en la base y negro en la punta, lo que le proporciona equilibrio mientras trepan y saltan, aunque no pueden usarla para sujetar. Aunque machos y hembras son muy similares en tamaño, las hembras tienden a ser ligeramente más grandes, lo que genera una pequeña diferencia sexual en cuanto a tamaño (Brooklynne, 2024). Sus extremidades son cortas y cuentan con garras en los dedos, a excepción del dedo pulgar del pie, que es oponible y tiene una uña (Carvajal, 2023).

Figura 1. Mono Tití (*Saguinus geoffroyi*).



Nota. Adaptado de Mono Tití (*Saguinus geoffroyi*) [Fotografía], por Jane Dixon, 2015, iNaturalist (<https://panama.inaturalist.org/photos/102437266>).

2.1.2. Taxonomía.

Cuadro 1. Taxonomía de *Saguinus geoffroyi*.

Categoría	Taxón
Reino	Animalia
Filo	Chordata
Clase	Mammalia
Orden	Primates
Familia	Callitrichidae
Género	Saguinus
Especie	<i>S. geoffroyi</i> (Pucheran, 1845) (Skinner y Vitantonio, 1985).

2.1.3. Alimentación.

Su dieta se basa principalmente en frutas e invertebrados, complementándose con exudados y diversas partes de las plantas, como hojas, tallos y flores. La

composición de su alimentación varía según la estación del año, con un consumo estimado del 40 % de insectos y el 38 % de frutas. Los exudados constituyen aproximadamente el 14 % de su dieta, siendo los más consumidos los provenientes de *Anacardium excelsum* (Espavé) y *Spondias mombin* (Jobo) durante la temporada de lluvias, especialmente entre mayo y junio. Además, otras estructuras vegetales representan alrededor del 8 % de su alimentación (Garber, 1980).

Asimismo, se ha registrado que los monos tití incluyen en su dieta presas como la araña de red dorada (*Nephila clavipes*), lagartijas del género *Anolis* spp. y saltamontes pertenecientes a las Familias Acrididae y Tettigonidae, entre otros (Gutiérrez et al., 2025).

2.1.4. Hábitat Y Distribución.

Se distribuye desde Panamá hasta el occidente de Colombia, específicamente en el lado oeste de la Cordillera Occidental, en el departamento del Chocó. En esta región, ha sido observada en el Tapón del Darién, el río San Juan, el río Cauca y el Parque Nacional Natural de las Orquídeas. En Panamá, también se han registrado avistamientos cerca de la Ciudad de Panamá y dentro del área del Canal, incluyendo el Parque Natural Metropolitano, la Península Gigante y a lo largo de la Carretera Achiote (Reid, 2009). Esta especie habita tanto en bosques húmedos como en bosques secos estacionales, hasta los 800 metros de altitud. Es común encontrarla en áreas de vegetación densa, como los bordes de ríos y bosques intervenidos (Sistema de Información sobre Biodiversidad de Colombia, s.f.).

2.1.5. Comportamiento.

Este pequeño mono presenta un patrón de actividad diurna, con un ciclo que abarca entre 10 y 11 horas al día. Se le observa comúnmente en el nivel subdosel o en el estrato arbustivo del bosque, aproximadamente a 3 metros del suelo. Aunque es principalmente arborícola, ocasionalmente desciende al suelo para buscar insectos entre la hojarasca (Reid, 2009).

Es un animal tímido y delicado, con hábitos sociales que se limitan a pequeños grupos familiares de cuatro a cinco individuos, generalmente formados por los padres y sus crías. No tolera la presencia de otros primates fuera de su grupo. Cuando se siente amenazado, emite chillidos fuertes, pero en estado de calma produce vocalizaciones suaves y agradables. Posee gran agilidad para desplazarse entre las ramas, utilizando su cola para mantener el equilibrio, también es capaz de saltar y aterrizar con el cuerpo en posición erguida (Méndez, 1970)

La especie muestra mayor actividad durante las primeras horas de la mañana, especialmente entre las 7:00 y las 9:00 a.m., periodo en el cual también se registra con más frecuencia la marcación territorial, principalmente por parte de los machos. Esta conducta consiste en marcar los árboles ubicados en los límites de su territorio. La actividad vuelve a incrementarse a media tarde, mientras que las horas centrales del día se destinan al descanso y al cuidado del pelaje. Al anochecer, aproximadamente una hora antes de la puesta del sol, los grupos se retiran a árboles emergentes altos donde duermen acurrucados sobre plataformas de ramitas situadas entre 10 y 20 metros del suelo, generalmente alejadas del tronco principal (Reid, 2009). Además, los monos tití cambian con frecuencia el lugar de descanso, seleccionando árboles estratégicamente ubicados cerca de los límites de su territorio y con buena visibilidad tanto del dosel como del suelo (Carvajal, 2023).

2.1.6. Clasificación del estado de amenaza

Esta especie fue evaluada por la Lista Roja de la UICN en 2015, clasificándola como Casi Amenazada (NT). A nivel internacional, la Convención sobre el Comercio Internacional de Especies Amenazadas (CITES) la incluye en el Apéndice I, que corresponde a las especies con mayor nivel de protección. En el contexto nacional, el Ministerio de Ambiente de Panamá la considera vulnerable (VU), de acuerdo con la lista oficial publicada mediante la Resolución No. DM-0657-2016 (Semacaritt et al., 2022).

2.2. *Saimiri oersterdii oersterdii* (Mono Ardilla)

2.2.1. Descripción de la especie.

Es un mono pequeño y delgado, con una cola larga y no prensil. La base de la cola presenta un pelaje entremezclado de tonos marrón amarillento u oliváceo, con la punta negra. Su pelaje general es mayormente marrón amarillento, cubriendo la espalda, las extremidades inferiores y los pies, mientras que el vientre, la cara y las orejas son de un tono blanquecino. Destaca por su hocico negro, que contrasta con los ojos oscuros y la coronilla también de color oscuro. El peso corporal de esta especie varía entre 500 y 1100 gramos, con una longitud corporal que oscila entre 225 y 295 mm, y una cola que mide entre 370 y 465 mm (Ambrose, 2002; Reid, 2009).

La característica morfológica más distintiva de la subespecie *Saimiri oerstedii oerstedii* es la coloración del pelaje en la cabeza (ver Figura 2), ya que tanto los machos como las hembras presentan una coronilla negra (Boinski y Siwt, 1997).

Figura 2. Mono Ardilla (*Saimiri oerstedii oerstedii*).



Nota. Adaptado de Mono Ardilla (*Saimiri oerstedii*) [Fotografía], por Michel Bourque, 2016, iNaturalist (<https://panama.inaturalist.org/photos/242462737>).

2.2.2. Taxonomía.

Cuadro 2. Taxonomía de *Saimiri oerstedii oerstedii*.

Categoría	Taxón
Reino	Animalia
Filo	Chordata
Clase	Mammalia
Orden	Primates
Familia	Cebidae
Género	Saimiri
Especie	<i>S. oerstedii</i>
Subespecie	<i>S. oerstedii oerstedii</i> (Reinhardt, 1872) (Lavergne et al., 2010).

2.2.3. Alimentación.

En las tierras bajas húmedas del Pacífico en Costa Rica, la dieta del mono ardilla se compone principalmente de orugas, saltamontes, otros ortópteros y pequeños frutos similares a bayas, cuya disponibilidad varía a lo largo del año (Boinski y Siwt, 1997). En otras regiones de Centroamérica y Sudamérica, su alimentación es más diversa e incluye frutas, bayas, semillas, gomas, hojas, brotes, insectos, arácnidos y pequeños vertebrados, con las frutas representando cerca de la mitad de su dieta. Además, pueden identificar las carpas de hojas construidas por murciélagos frugívoros y atacarlas para extraer a los murciélagos (Ambrose, 2002).

2.2.4. Hábitat y distribución.

La subespecie *Saimiri oerstedii oerstedii*, conocida como mono tití centroamericano, habita en la península de Osa, en el Pacífico Sur de Costa Rica, desde el río Sierpe hasta la frontera con Panamá, incluyendo áreas del Parque Nacional Corcovado. En Panamá, su presencia ha sido registrada en pequeñas cantidades en el matorral costero de la provincia de Chiriquí (Reid, 2009). Dentro de su rango altitudinal, el mono tití ocupa diversos tipos de hábitats, como bosques primarios, secundarios, de galería, manglares y plantaciones de palma aceitera. No obstante, prefiere los bosques

secundarios, tanto jóvenes como maduros, especialmente en los estratos bajos y medios del dosel (Solano y Wong, 2009).

Los monos ardilla nunca han tenido una distribución extensa en América Central. Según los registros históricos, su área de distribución se ha limitado a las tierras bajas húmedas del Pacífico de Costa Rica y Panamá, a altitudes por debajo de los 300 metros, cubriendo un área de menos de 8,000 km². A partir de datos moleculares, morfológicos y de comportamiento, se ha determinado que esta especie es distinta de los monos ardilla sudamericanos y se divide en dos subespecies (Boinski y Siwt, 1997).

2.2.5. Comportamiento.

Es una especie social que se desplaza en pequeñas tropas. Se ha documentado que una tropa recorre entre 2,5 y 4,2 km al día, con un área de distribución aproximada de 0,175 km². Su actividad de forrajeo comienza poco antes del amanecer y continúa hasta una hora o hora y media después del atardecer, interrumpida solo por breves descansos o tormentas. Además, se agrupan para reducir su exposición a la lluvia (Ambrose, 2002).

En *Saimiri oerstedii oerstedii*, nunca se ha observado que las madres acicalen a sus crías, y este comportamiento solo ocurre excepcionalmente en grupos cautivos de monos ardilla provenientes de Sudamérica. En contraste, los machos de esta subespecie que residen en la misma tropa presentan asociaciones espaciales notablemente cercanas. Las observaciones cualitativas indican que los machos adultos de *S. oerstedii oerstedii* mantienen relaciones espaciales estrechas y coordinan sus actividades de manera significativa (Boinski y Siwt, 1997). Un aspecto clave del comportamiento de esta especie es que las hembras asumen los costos considerables de la competencia por alimento dentro del grupo, ya que las ventajas de vivir en grupo, como la reducción del riesgo de depredación, compensan dichos costos (Boinski et al., 2002).

2.2.6. Clasificación del estado de amenaza

El mono ardilla es considerado el primate más amenazado de Centroamérica, de acuerdo con el Apéndice I de la CITES, que establece un alto nivel de protección

internacional frente al comercio ilegal (Reid, 2009). En 2020, la Lista Roja de la UICN lo clasificó como una especie en peligro de extinción (EN), reflejando su delicado estado de conservación. A nivel nacional, el Ministerio de Ambiente de Panamá lo registra como vulnerable (VU), según la Resolución No. DM-0657-2016 (Semacaritt et al., 2022).

2.3. *Ateles fusciceps* (Mono Araña)

2.3.1. Descripción de la especie.

El pelaje es predominantemente negro, aunque varía según la región. En el norte de su distribución (Panamá y norte de Colombia), presenta un tono café negruzco con el vientre ligeramente rojizo, mientras que en el sur es mayormente negro, aunque algunos individuos tienen la cabeza marrón. Su rostro suele exhibir una "máscara" de piel pálida sin pigmento alrededor de los ojos y el hocico. Los antebrazos, patas inferiores y pies son oscuros o negros (ver Figura 3) (Tirira, 2007).

Es uno de los primates más grande, con un cuerpo de hasta 63 cm y una cola prensil de hasta 85.5 cm. Su peso máximo registrado en adultos no preñados es de 9 kg. Posee extremidades alargadas, un pulgar rudimentario casi imperceptible en las patas anteriores y una callosidad en la parte interna del extremo distal de la cola, que aparentemente mejora su capacidad de agarre (Tirira, 2007; Romero, 2021).

Figura 3. Mono Araña (*Ateles fusciceps*)



Nota. Adaptado de Mono Araña de Cabeza Negra [Fotografía], por Dina German, 2023, iNaturalist (<https://panama.inaturalist.org/photos/263274474>).

2.3.2. Taxonomía.

Cuadro 3. Taxonomía de *Ateles fusciceps rufiventris*.

Categoría	Taxón
Reino	Animalia
Filo	Chordata
Clase	Mammalia
Orden	Primates
Familia	Atelidae
Género	Ateles
Especie	<i>A. fusciceps</i>
Subespecie	<i>A. fusciceps rufiventris</i> (Gray, 1866) (Rivera, 2025).

2.3.3. Alimentación.

Su dieta está compuesta principalmente por frutos maduros, aunque también incluye hojas, semillas, brotes tiernos, cortezas e insectos, y en menor medida, ciertas flores (Romero, 2021).

2.3.4. Hábitat y distribución.

Se distribuye en Centro y Sudamérica, desde el sureste de Panamá hasta Colombia y Ecuador, siempre al occidente de la cordillera de los Andes, en la región del Chocó. En Ecuador, su distribución histórica abarcó gran parte de los trópicos y subtrópicos húmedos del noroccidente del país, especialmente en la provincia de Esmeraldas, aunque también se han registrado poblaciones en Manabí, Los Ríos, Imbabura y Pichincha. Dentro de esta especie, la subespecie *Ateles fusciceps rufiventris* habita en la zona norte de su distribución, extendiéndose desde el sur de Colombia, en los departamentos de Nariño y Cauca, hasta el Chocó biogeográfico y los bosques del Caribe colombiano. *Ateles fusciceps*, al igual que las demás especies del género, es un habitante típico de los bosques húmedos siempre verdes, siendo los estratos altos de los árboles los de su preferencia, tanto para buscar alimento, como para desplazarse (Tirira, 2007; Cepeda et al., 2018).

2.3.5. Comportamiento.

Este primate es diurno y completamente arborícola, desplazándose ruidosamente entre la vegetación con largos saltos que agitan el dosel forestal. Su organización social es flexible, formando grupos que pueden variar entre 20 y 25 individuos, aunque en algunas zonas alcanzan hasta 35. Sin embargo, la presión humana, especialmente la caza, reduce el tamaño de los grupos. Durante la alimentación, los grupos más grandes suelen dividirse en subgrupos más pequeños. Su sistema social se caracteriza por una estructura de fusión-fisión, permitiendo la convivencia en sistemas multi-macho o multi-hembra. Su comunicación incluye alaridos fuertes y prolongados que pueden escucharse a grandes distancias, así como gemidos cortos y temblorosos cuando están cerca o se sienten amenazados. Se estima que su Área de Dominio Vital oscila entre 1.5 y 3 km², con un recorrido diario de forrajeo de aproximadamente 3,000 metros en condiciones de libertad (Tirira, 2007; Rodríguez, 2023).

2.3.6. Clasificación del estado de amenaza

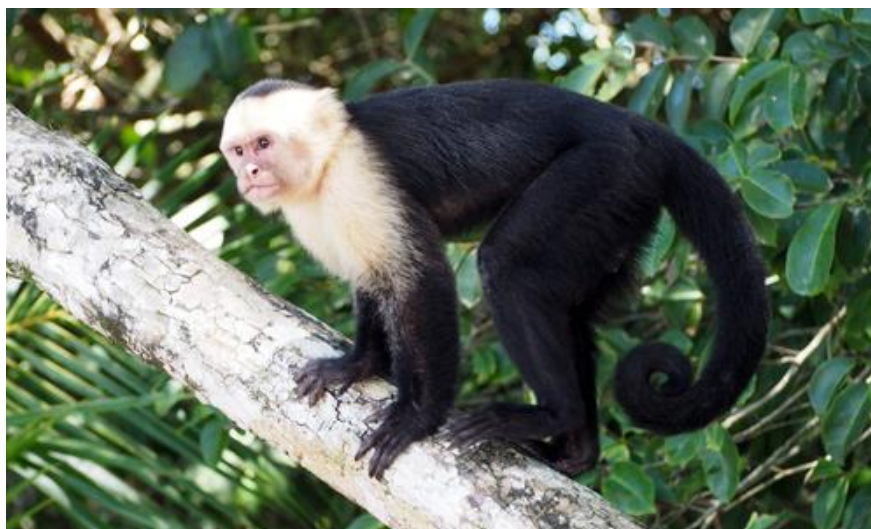
El mono araña negro fue evaluado por la Lista Roja de la UICN en 2020, siendo clasificado como una especie en peligro de extinción (EN). A nivel internacional, está incluido en el Apéndice II de la CITES, lo que implica regulaciones para su comercio con fines de conservación. En Panamá, el Ministerio de Ambiente lo considera una especie vulnerable (VU), según la Resolución N.º DM-0657-2016. Además, cuenta con protección legal mediante la Ley N.º 24 del 7 de junio de 1995 y el Decreto Ejecutivo N.º 43 del 7 de julio de 2004 (Semacaritt et al., 2022).

2.4. *Cepus capucinus* (Mono Cariblanco)

2.4.1. Descripción De La Especie.

De tamaño mediano posee una apariencia ágil y esbelta, con un peso entre 2 y 4 kg y una longitud de hasta 435 mm (Long, 2009). Su pelaje es mayormente negro, excepto en el rostro, cuello, hombros, parte superior de los brazos y pecho, donde varía entre blanco y blanco amarillento. La cabeza exhibe un patrón característico similar a una corona, en los machos, esta marca es redonda, mientras que en las hembras tiene forma de "V". La piel del rostro y la frente es desnuda y rosada, con algunos pelos blancos dispersos (ver Figura 4). Su cola prensil, mayormente negra con posibles tonos marrones en la parte inferior, puede ser más larga que el cuerpo. Además, presenta dimorfismo sexual, siendo los machos más grandes que las hembras (Tirira et al., 2018).

Figura 4. Mono Cariblanco (*Cebus capucinus*)



Nota. Adaptado de Mono Capuchino (*Cebus capucinus*) [Fotografía], por Joshua Eastlake, 2018, iNaturalist (<https://panama.inaturalist.org/photos/23585984>).

2.4.2. Taxonomía.

Cuadro 4. Taxonomía de *Cebus capucinus*.

Categoría	Taxón
Reino	Animalia
Filo	Chordata
Clase	Mammalia
Orden	Primates
Familia	Cebidae
Género	Cebus
Especie	<i>C. capucinus</i> (Linnaeus, 1758) (Tirira et al., 2018).

2.4.3. Alimentación.

Tienen una alimentación muy diversa, compuesta por una amplia gama de plantas y animales. Aunque su dieta está basada principalmente en frutas y nueces, también incluyen insectos, otros invertebrados y pequeños vertebrados, que capturan cuando tienen la oportunidad. Entre los animales que pueden consumir se encuentran

aves, lagartos y ardillas. La proporción de cada tipo de alimento varía dependiendo de la ubicación y la época del año, pero en general, su alimentación está conformada en un 50-80 % por frutas, un 20-30 % por materia de origen animal y alrededor de un 10 % por otros tipos de plantas (Tirira et al., 2018; Reid, 2009; Méndez, 1970).

Estos primates son comedores frecuentes y se destacan por su disposición a probar distintos tipos de alimentos. Su aprendizaje sobre qué consumir se basa en la experimentación y la observación. Desde temprana edad, los capuchinos de cara blanca desarrollan habilidades para la búsqueda de alimento y, a partir del primer año de vida, son capaces de recolectar casi con la misma eficiencia que los adultos, aunque su tamaño y fuerza aún pueden representar una limitación (Long, 2009).

2.4.4. Hábitat Y Distribución.

Esta especie se distribuye desde el este de Panamá hasta el oeste de Colombia, a lo largo de la costa del Pacífico, y se extiende hasta Ecuador, llegando en Centroamérica únicamente hasta Honduras. En Panamá, su distribución varía según la subespecie: *Cebus capucinus capucinus* (Linnaeus) se encuentra desde Cerro Bruja, en la provincia de Colón, y Cerro Azul, en la provincia de Panamá, extendiéndose hacia el este hasta Colombia; mientras que la subespecie *Cebus capucinus imitator* (Thomas) habita en la Isla de Coiba y desde la Zona del Canal hacia el oeste, llegando hasta Costa Rica (Méndez, 1970). Su hábitat principal son los bosques tropicales y subtropicales húmedos, donde puede encontrarse en distintos tipos de bosques, ya sean primarios, secundarios o alterados, así como en zonas de borde y bosques de galería. Parece mostrar preferencia por bosques de tamaño mediano con abundancia de epífitas y claros en la vegetación. Es capaz de desplazarse por todos los niveles del bosque, incluyendo árboles de menor altura, lo que le permite adaptarse a áreas intervenidas o en proceso de regeneración, e incluso, en ocasiones, moverse por el suelo (Tirira et al., 2018).

2.4.5. Comportamiento.

Diurnos, activos durante el día y descansan por la noche. Viven en grupos sociales compuestos por 10 a 20 individuos. Dentro de estas comunidades, las hembras permanecen en el grupo en el que nacieron, mientras que los machos jóvenes, alrededor de los cuatro años, se dispersan para integrarse a nuevas agrupaciones (Long, 2009). Son altamente sociables y participan en diversas interacciones grupales. Los juveniles dedican gran parte de su tiempo a juegos y luchas, lo que les permite desarrollar habilidades esenciales mediante la observación de los adultos. Los machos dominantes mantienen su posición a través de alianzas y la edad, estableciendo redes que refuerzan su estatus dentro del grupo. Por su parte, las hembras forman vínculos estrechos mediante el aseo y el juego, siendo los lazos más fuertes los que existen entre hermanos maternos (Tirira et al., 2018).

Los primates utilizan una comunicación compleja basada en vocalizaciones y gestos. Aunque mayormente arborícolas, también bajan al suelo para alimentarse, desplazándose en cuatro patas y usando sus colas prensiles para moverse entre ramas. Su alimentación incluye el uso de herramientas y prácticas como aplicación de plantas sobre el cuerpo, posiblemente para controlar parásitos o aliviar molestias, lo que indica un conocimiento instintivo de propiedades medicinales (Broadland, 2024).

2.4.6. Clasificación del estado de amenaza

El mono cariblanco fue evaluado en 2020 por la Lista Roja de la UICN y clasificado como especie Vulnerable (VU). A nivel internacional, la especie está incluida en el Apéndice II de la Convención sobre el Comercio Internacional de Especies Amenazadas (CITES). En el contexto nacional, el Ministerio de Ambiente de Panamá lo considera en peligro (EN), conforme a la lista establecida en la Resolución No. DM-0657-2016 (Semacaritt et al., 2022).

3. Estado De Monos En Cautiverio

Aproximadamente el 60 % de los primates no humanos están en peligro de extinción debido a diversos factores como la disminución significativa de sus hábitats, la fragmentación

forestal, la caza furtiva y el comercio ilegal de vida silvestre (Zapata et al., 2021). Por consiguiente, uno de los objetivos del Parque Municipal Summit consiste en ser un centro de conservación para estas especies que se encuentran amenazadas y que algunas veces llegan a sus manos, con heridas ocasionadas por muchos factores, que pueden ser causados por el hombre u otras razones.

En primates bajo cuidado humano, es común encontrar una alta incidencia de parásitos y comensales intestinales. Las prevalencias de los parásitos pueden superar el 35 % y fluctúan con el tiempo, influenciadas por factores tanto bióticos como abióticos. Los primates afectados por infecciones intestinales pueden experimentar una variedad de síntomas graves, como diarrea, cólicos, vómitos, prolapso rectal y fiebre. Estas condiciones pueden llevar a daños mecánicos en el tracto intestinal, malabsorción de nutrientes, pérdida de electrolitos, y en casos severos, obstrucción intestinal. Estos problemas de salud no solo deterioran su condición física, sino que también provocan cambios en su comportamiento, en la reproducción, en el desarrollo cognitivo y en otros factores, lo que indica una progresión grave de la enfermedad, que en última instancia podría ser fatal (Zapata et al., 2021).

4. Parásitos Más Comunes En Monos

Los primates no humanos son más susceptibles a padecer enfermedades causadas por enteroparásitos. Los helmintos representan los parásitos más frecuentemente reportados en los animales que habitan en los zoológicos de Europa. De acuerdo con la frecuencia de los reportes, los más extendidos entre los helmintos son los nematodos, seguidos por los cestodos y muy pocos trematodos (Carrasco et al., 2008; Vonfeld et al, 2022). En el caso de los nematodos más comunes corresponden a los del orden Oxyurida y Ascaridida; la Familia Capillariidae y los géneros *Strongyloides* spp., *Enterobius* spp. y *Trichuris* spp. (Johnson, 2009; Panayotova, 2013; Reátegui et al, 2020).

Los protozoos ocupan el segundo lugar después de los nematodos según la frecuencia de los reportes. Los que afectan al tracto gastrointestinal más frecuentemente son: *Entamoeba* spp., *Pentatrichomonas* sp., *Giardia* spp., *Balantidium* spp., *Cryptosporidium* spp. y *Eimeria* spp., que, en grandes cantidades, suelen causar diarrea (Johnson, 2009; Panayotova, 2013).

5. Parásitos Más Comunes En Suelos

Los suelos son importantes en el desarrollo de formas parasitarias como los huevos de helmintos, coccidios y ooquistes de protozoos, debido a que necesitan pasar un período de tiempo en la tierra para madurar y volverse infectivas para sus hospederos; por lo que su desarrollo y viabilidad dependen de las condiciones que este sustrato les brinde. Entre los principales protozoos encontrados en el suelo se pueden mencionar a: *Chilomastix mesnili*, coccidios, *Endolimax nana*, *Entamoeba coli*, *Entamoeba* spp., *Enteromonas hominis*, *Giardia* spp. y *Sarcocystis* spp. En el caso de los helmintos más comunes en suelo están: *Ancylostoma duodenale*, *Necator americanus*, *Strongyloides stercoralis*, *Ascaris lumbricoides*, *Capillaria* spp., *Dipylidium caninum*, *Enterobius* spp., *Hymenolepis nana*, larvas de nematodos, *Taenia* spp., *Echinococcus* spp., *Trichuris* spp (Juárez y Rajala, 2013).

6. Resistencia De Los Parásitos A Condiciones Ambientales

Aunque las formas latentes de los parásitos, como quistes, ooquistes o huevos, ya sean helmintos o protozoos no pueden multiplicarse en el ambiente, deben ser capaces de sobrevivir en condiciones ambientales adversas y mantenerse viables para lograr transmitirse a nuevos hospederos. Para ello, emplean estrategias como la migración para escapar de condiciones desfavorables, como ocurre con las larvas, o bien desarrollan compuestos químicos altamente resistentes en sus paredes que les permiten sobrevivir en entornos hostiles (Escobar et al., 2014).

6.1. Composición De La Pared Celular De Ooquistes Y Quiste De Protozoos

La pared de los quistes y ooquistes es una estructura resistente capaz de soportar diversas agresiones químicas y ambientales. Esta fortaleza permite que los quistes y ooquistes permanezcan viables durante períodos prolongados en el ambiente, facilitando su transmisión entre hospederos (Mai et al., 2009).

Los modelos para las paredes de quistes y ooquistes se basan en sus componentes estructurales y su organización dentro de la pared. Las paredes de los quistes están formadas por fibrillas de quitina y lectinas que se unen a la quitina, como en *Entamoeba* spp., o por fibrillas del polímero β -1,3-GalNAc y lectinas que se enlazan al polímero, como en *Giardia* spp. Las paredes de los ooquistes de *Toxoplasma* sp., presentan dos capas bien diferenciadas que se

asemejan a las de los hongos, con β -1,3-glucano en la capa interna, o a las de las micobacterias, con lípidos acidorresistentes en la capa externa. En los ooquistes de *Cryptosporidium* spp., la pared consiste en una bicapa rígida de lípidos resistentes a ácidos y alcohol, junto con una capa interna de proteínas específicas de la pared del ooquiste (Samuelson et al., 2013). Todas estas estructuras químicas de las paredes de los protozoarios y su plegamiento estructural 3D y 4D, le brindan su gran resistencia al ambiente, protegiendo a la fase vegetativa del parásito hasta que logre infectar a un nuevo hospedero (Castrillón y Orozco, 2013).

6.2. Composición De La Pared Celular En Huevos De Nematodos

Desde el siglo XIX hasta la actualidad se ha asumido que la pared celular de los huevos de nematodos se compone de 3 capas endógenas distintas, esto ha sido conocido comúnmente como el modelo trilaminar (Bond y Huffman, 2023).

La capa endógena más externa que habitualmente se conoce como capa vitelina se encarga del bloqueo rápido para la polispermia y además, permite la adhesión del huevo a las superficies gracias a su mucosidad. Aunado a esto, la quitina sintasa en la membrana plasmática comienza a liberar precursores de la segunda capa; es decir, capa de quitina. Esta como su nombre lo indica está compuesta de fibras de quitina asociadas con proteínas. Suele ser la capa más gruesa del huevo y se forma casi inmediatamente después de la fecundación, su función principal es proteger la larva en desarrollo. Por último, la tercera capa es la más interna de los huevos de nematodos y es considerada rica en lípidos. Muchos investigadores la vinculan con una barrera de permeabilidad que protege a la larva de amenazas osmóticas y de la desecación, proporcionando a los huevos de algunas especies una resistencia notable a la desecación, las toxinas y los antihelmínticos (Bond y Huffman, 2023; Krenger et al., 2020).

7. Técnicas De Diagnóstico Parasitológicos

El estudio de parásitos en un hospedero implica diversas técnicas que permiten identificar, cuantificar y comprender las interacciones entre el parásito y su hospedero. Estas técnicas pueden ser de tipo directo o indirecto, y su elección depende del tipo de parásito, la fase de su ciclo de vida y el hospedero en estudio (García y Guaricela, 2023).

La mayoría de los parásitos intestinales se transmiten por contaminación del ambiente y en este aspecto, el suelo, agua y los alimentos juegan un papel importante. El estudio de la contaminación parasitológica del suelo con diversas técnicas forma parte de las investigaciones dirigidas a entender las rutas de transmisión de los parásitos. Es bien sabido que la tierra puede contaminarse con diversos elementos parasitarios, como quistes, huevos o larvas, que se propagan a través de las heces de animales o debido a la falta de infraestructura sanitaria adecuada en algunos sectores de la población. En el ambiente exterior, estos elementos parasitarios completan su desarrollo hasta llegar a su forma infectante y pueden permanecer viables durante distintos períodos, dependiendo de la especie y de factores ambientales (Osen et al., 2008).

La combinación de nuevas técnicas de filtración y concentración, junto con métodos moleculares y de cultivo celular, forma parte de la estrategia científica para evaluar la importancia de patógenos actuales y emergentes (Betancourt y Querales, 2008).

7.1. Técnicas De Concentración

El objetivo de las técnicas de concentración es separar los parásitos de la materia fecal y concentrarlos en el sedimento, lo que facilita su visualización al eliminar los desechos orgánicos e inorgánicos que pueden interferir en el análisis. Para ello, se emplean dos métodos principales: sedimentación y flotación (Soares et al, 2020).

7.1.1. Métodos De Concentración Por Sedimentación.

Método De Concentración Formol-Éter (Técnica De Ritchie). Detecta principalmente quistes de protozoos, huevos y larvas de helmintos, el cual se basa en la concentración de las formas parasitarias mediante la centrifugación, utilizando formalina y el éter para separar y mejorar la visualización de los elementos parasitarios (Al-Refai y Wakid, 2024).

Técnica De Concentración Por Sedimentación Espontánea En Tubo (TSET). Permite detectar quistes y trofozoítos de protozoos, así como helmintos. Se basa en el uso de agua u otros líquidos de baja densidad, como solución salina fisiológica, que facilita la recuperación de las formas evolutivas microscópicas de los parásitos, ya que

se concentran en el sedimento depositado en el fondo del tubo debido a su mayor densidad (Soares et al., 2020).

7.1.2. Métodos De Concentración Por Flotación.

Método De Sheather Y Willis – Molloy. Es muy útil para la concentración de quistes y oquistes de protozoos y huevos de helmintos. Se fundamenta en la flotación de estructuras parasitarias en una solución de azúcar y cloruro de sodio, respectivamente, la cual posee mayor densidad que ellos (García y Guaricela, 2023).

Método De Baermann. Es útil para detectar la presencia de larvas de *Ancylostoma* spp. y *Strongyloides* spp. Se basa en el aprovechamiento del termotropismo y el hidrotropismo positivos de estas larvas, lo que permite la concentración de estas para su posterior observación (Gelaye et al., 2021).

7.2. Tinciones

Las coloraciones o tinciones son un paso inicial fundamental en el análisis de laboratorio para identificar agentes infecciosos, ya que proporcionan información crucial sobre su morfología, relaciones y afinidad con los tintes utilizados, lo que facilita su identificación presuntiva o definitiva (Acuña et al., 2017).

7.2.1. Tinta China Modificada. Es fundamental para el diagnóstico de *Blastocystis* spp., ya que en el análisis de heces sus estructuras no se visualizan con claridad y pueden pasar inadvertidas debido a su polimorfismo y variaciones en el tamaño (Figuerola et al., 2017).

7.2.2. Tinción Tricrómica. Esta tinción fue originalmente desarrollada por Gomori y posteriormente adaptada por Wheatley, es una técnica policromática ampliamente utilizada en el diagnóstico de protozoos intestinales. Se considera un método sensible y relativamente sencillo que permite la identificación de parásitos como *Entamoeba* spp., *Balantidium coli* y *Giardia* spp. Gracias a la acción combinada de los colorantes verde brillante y cromótopo 2R, esta tinción resalta con claridad las

características morfológicas de los protozoos, incluyendo detalles estructurales del citoplasma y del núcleo (Zapata et al., 2012).

7.2.3. Tinción Hematoxilina Férrica. Es un método esencial y confiable para el diagnóstico microscópico de los protozoos intestinales, y es especialmente útil para observar los núcleos de los protozoos intestinales, ya que la hematoxilina férrica tiñe de manera destacada las estructuras nucleares, facilitando su diagnóstico microscópico (Acuña et al., 2017).

7.2.4. Tinción con Lugol. Es una técnica empleada en parasitología para facilitar la observación microscópica de parásitos intestinales, especialmente protozoarios y helmintos, en muestras fecales. Esta solución yodada tiñe componentes como vacuolas de glucógeno y almidón, proporcionando un contraste que permite diferenciar las formas parasitarias de otros elementos presentes en la muestra (Martín et al., 2013).

7.2.5. Tinción de Ziehl-Neelsen modificada. Esta tinción es especialmente útil para visualizar quistes de protozoos intestinales con propiedades de resistencia a ácido-alcohol (AAR), y se emplea principalmente para la detección de especies como *Cryptosporidium* spp., *Cyclospora* spp., e *Isospora* spp. (Enlace Hispano Americano de Salud [EHAS], 2012, p. 7).

7.3. Métodos De Diagnóstico Inmunológico

Existen diversos métodos inmunológicos empleados para el diagnóstico de enteroparásitos, estos incluyen: el enzimoimmunoanálisis tipo ELISA, el enzimoimmunoanálisis de membrana (EIA), las pruebas inmunocromatográficas o inmunoensayos de flujo lateral (ICT), la inmunofluorescencia directa (IFD) y las técnicas de aglutinación en látex, entre otros (Corripio et al., 2009).

7.3.1. Prueba Para Detectar Y Diferenciar Entre *Entamoeba histolytica* Y *E. dispar*. Mediante los métodos EIA de membrana y ensayos ICT, se pueden detectar antígenos específicos de *E. histolytica* en heces, los cuales se basan en la detección de epítomos específicos de la lectina amebiana, los cuales interactúan con anticuerpos anti-lectina de tipo IgM o IgG (Corripio et al., 2009).

7.3.2. Prueba Para Helmintos. La detección de antígenos en helmintos no ha experimentado un gran avance, y uno de sus principales inconvenientes es que no permite diferenciar entre una infección actual y una pasada. Más frecuentes son las pruebas serológicas de detección de anticuerpos específicos, disponibles para el diagnóstico de hidatidosis, cisticercosis, fasciolosis, esquistosomiasis, toxocariasis, anisakiasis, filariosis y estrombiloidiasis (Corripio et al., 2009).

7.4. Métodos De Diagnóstico Molecular

Actualmente se consideran las más sensibles y específicas para la detección de cualquier individuo de interés, ya que, gracias a la constante caracterización de genomas de diversos organismos, es posible diseñar protocolos de PCR para cada uno de los parásitos de interés. Dado que las técnicas de diagnóstico molecular dependen en gran medida de la calidad y cantidad del ADN, es crucial contar con métodos que optimicen la rotura del material parasitario, la extracción y purificación del ADN, así como la eliminación de sustancias que puedan interferir con el proceso de amplificación (Corripio et al., 2009).

8. Uso De Desparasitantes Químicos En Los Primates No Humanos

8.1. Tipos De Desparasitantes Y Su Modo De Acción

Levamisol. Es un agonista de los receptores nicotínicos de la acetilcolina (nAChR), de lo cual derivan sus efectos antihelmínticos. Además, es un inhibidor de la fosfatasa alcalina no específica de tejido (TNAP) involucrada en la síntesis de GABA y adenosina (Guerra, 2019). El levamisol, genera contracción sostenida de los músculos y finalmente la parálisis espástica en los nematodos (Turani, 2020).

Fenbendazol. Sus principales mecanismos de acción se basan en la inhibición del sistema enzimático del fumarato reductasa, la cual es vital para la producción de energía en la mayoría de los parásitos y la fijación a la tubulina de los parásitos, lo que impide la unión de las subunidades de proteína a y B de la tubulina y altera la función y estructura de los microtúbulos en las células intestinales de los nematodos (Garay y Castañeda, 2024).

Ivermectina. Su mecanismo de acción involucra tanto la potenciación de los efectos del ácido alfa-aminobutírico (GABA), un neurotransmisor inhibitorio de las respuestas motoras de los nematodos, como la interacción con canales glutamato-cloruro independientes de GABA, incrementando la permeabilidad de la membrana celular de las neuronas del parásito a los iones cloruro. De esta manera la ivermectina causa bloqueo neuromuscular, resultando en parálisis flácida y la eventual muerte del parásito (García, 2024).

Tiabendazol. Su mecanismo de acción es la inhibición del ensamblaje de microtúbulos durante la mitosis, por la unión de la β -tubulina, lo cual es crucial para la división de las células eucariotas. Además, se ha demostrado que el tiabendazol inhibe el fumarato reductasa, una enzima específica en los helmintos (López, 2019).

Pirantel. Tiene efectos agonistas nicotínicos que alteran el sistema neuromuscular de los nematodos, afectando la contracción muscular y causando parálisis tónica. Actúan en la unión neuromuscular del parásito, causando despolarización neuromuscular y parálisis espástica (Garay y Castañeda, 2024).

Praziquantel. Pertenece al grupo de los antihelmínticos inhibidores de la función neuromuscular de varias especies de platelmintos, aumentando la permeabilidad de la membrana, lo cual crea canales de cloro (Cabré, 2024).

Cloroquina. Aunque se desconoce el mecanismo de acción contra *Giardia* spp., se cree que puede comprometer la capacidad de los trofozoítos de adherirse al intestino y colonizarlo (Cabré, 2024).

Mepacrina. Aunque se desconoce exactamente su mecanismo de acción contra *Giardia* spp., se considera que podría intercalarse en su ADN, e *in vitro* se ha observado que reduce la viabilidad de los quistes y su exquistación (Cabré, 2024).

Metronidazol. Es un amebicida que actúa sobre las proteínas que transportan electrones en la cadena respiratoria de individuos anaerobios. Además, se puede introducir entre las cadenas de ADN inhibiendo la síntesis de ácidos nucleicos (Omonte, 2018).

Tinidazol. El tinidazol actúa al ser reducido su grupo nitro por los extractos de células de *Trichomonas* spp. El radical libre nitro generado como resultado de esta reducción puede ser responsable de la actividad antiprotozoaria (Omonte, 2018).

Secnidazol. La acción del secnidazol determinada *in vitro* es mediante la degradación de ADN e inhibición de la síntesis de ácidos nucleicos, efectivo durante la mitosis o sin ella. Debido a su absorción lenta puede permanecer más tiempo en la luz intestinal y realiza su acción *in situ* contra parásitos intestinales como *Giardia* spp. y amebas (Omonte, 2018).

Iodoquinol. No se conoce su mecanismo de acción como amebicida, sin embargo, se conoce que tiene acción contra las formas móviles y quísticas de *Entamoeba histolytica* y solamente tiene acción amebicida en el tracto gastrointestinal y no es efectiva en el absceso hepático amebiano ni en la hepatitis amebiana (Omonte, 2018).

8.2. Resistencia A Desparasitantes.

La desparasitación frecuente y las medidas de higiene adecuadas en los zoológicos y centros de investigación deberían disminuir las infecciones por helmintos. Sin embargo, el uso de desparasitantes en animales, como los primates no humanos, enfrenta el desafío creciente de la resistencia a los fármacos. Debido a esto, el ensayo de reducción de huevos en heces (FECRT), inicialmente desarrollado para estimar la eficacia de medicamentos y el desarrollo de resistencia en animales domésticos, también ha sido utilizado con el tiempo para evaluar la eficacia de fármacos en animales cautivos y salvajes (Moudgil y Singla, 2018).

El ensayo FECRT se logra comparando la cantidad de huevos por gramo (EPG) antes y después del tratamiento (Zanzani et al., 2016; Moudgil y Singla, 2018). Este ensayo se puede ver reflejado en el estudio de Sievers y Alocilla (2007) donde determinaron la resistencia antihelmíntica frente a la ivermectina en el ganado comparando la cantidad de oviposición 7 días antes y 21 días después del tratamiento. El porcentaje de reducción de la oviposición se calcula mediante la siguiente fórmula (Young et al., 1999):

$$\% \text{ de reducción de la ovoposición} = \frac{(\text{Media hpg a. t} - \text{Media hpg p. t}) \times 100}{\text{Media de hpg a. t}}$$

Del mismo modo, en estudios con fármacos antihelmínticos, como los benzimidazoles, se ha observado que la dosificación inadecuada, especialmente en cuanto al peso corporal, puede provocar la ineficacia del tratamiento. En particular, en el estudio de Moudgil y Singla (2018), el fenbendazol mostró poca efectividad en la eliminación de huevos de especies de *Trichiuris* spp. tras una primera ronda de tratamiento debido a una posible resistencia desarrollada por los parásitos. Incluso con un aumento en la dosis, los parásitos reaparecieron poco después del tratamiento, sugiriendo un efecto temporal sobre los adultos y la supervivencia de larvas inmaduras. Del mismo modo en el estudio de estos investigadores la ivermectina, un fármaco endectocida, cuyo modo de acción consiste en bloquear la transmisión de impulsos nerviosos causando parálisis y por ende la muerte del parásito, demostró mayor eficacia logrando una reducción del 100 % de los huevos en los primeros días tras el tratamiento. Sin embargo, su efectividad también disminuyó con el tiempo, posiblemente debido a un efecto esterilizante temporal o la supervivencia de larvas que eventualmente maduraron.

La resistencia a los desparasitantes ha sido vinculada al uso repetido y a la administración de dosis insuficientes. La persistencia de parásitos en algunos individuos podría estar relacionada con una dosificación inadecuada del tratamiento oral, posiblemente debido a dificultades para ajustar la cantidad del fármaco según el peso de cada animal (Padilla, 2022). Esto subraya la importancia de optimizar los esquemas de tratamiento y evaluar la combinación de diferentes fármacos para reducir el riesgo de resistencia. Además, una identificación taxonómica precisa de los parásitos es fundamental para desarrollar estrategias terapéuticas más efectivas y minimizar el riesgo de transmisión zoonótica (Moudgil y Singla, 2018).

9. Alternativas Ambientales Para El Control De Los Parásitos

El control de parásitos es un aspecto crucial del cuidado preventivo de la salud, especialmente en climas cálidos y húmedos. Por esta razón, es esencial identificar y medir la prevalencia de parásitos gastrointestinales en mamíferos en cautiverio, así como comprender los factores que facilitan la transmisión de los estadios infecciosos. De esta manera, pueden implementarse programas de control y medidas preventivas adecuadas para reducir el impacto negativo de los parásitos en la salud de los animales, mejorar la calidad de vida en cautiverio y ayudar a conservar las especies. Por lo tanto, para lograr un control efectivo, se pueden emplear diferentes métodos como el control físico, químico y biológico (Mancilla, 2021).

9.1. Físicos

Consiste en la utilización de algún agente físico como la temperatura, humedad, fotoperiodismo y radiaciones, en intensidades que resultan letales para diferentes tipos de organismos que habitan en el ambiente (Jiménez, 2009).

Los parásitos tienen una capacidad limitada para resistir el estrés físico, y estos límites varían entre especies según sus características fisiológicas y su etapa de desarrollo. El método físico más común para controlar los parásitos es la aplicación de calor húmedo (Castillo y Gómez, 2016).

9.1.1. Calor Húmedo. Este método consiste en remojar la tierra con agua hirviendo. Las condiciones apropiadas para la inactivación de todo tipo de huevos son las temperaturas elevadas (Maya et al., 2012). Los huevos de los ascaridios son los más resistentes a condiciones ambientales, pero pueden inactivarse en minutos a temperaturas superiores a 60 °C (Senecal, et al., 2020; Naidoo, et al., 2020).

9.1.2. Desecación. Esta se logra al voltear el suelo arado durante 2 a 4 semanas.

9.1.3. Inundación. Las poblaciones de parásitos en suelo pueden reducirse mediante la inundación, lo que provoca un aumento de amoníaco y una disminución de oxígeno a cero durante un período de dos semanas (Andrés, 2002).

9.1.4. Solarización. Es especialmente eficaz en regiones con alta radiación solar y temperaturas elevadas durante al menos dos meses al año. Este proceso hidrotérmico aumenta la temperatura del suelo, sobre todo en las capas superficiales, logrando así la desinfección térmica del suelo que debilita o elimina organismos como hongos, bacterias, nematodos, artrópodos y semillas de malas hierbas. Aunque los huevos de algunos nematodos son altamente resistentes a las condiciones ambientales y, con cierta humedad, pueden permanecer viables hasta por cinco años, la exposición directa a los rayos solares los inactiva rápidamente. Además, durante la solarización, ciertos microorganismos beneficiosos logran sobrevivir y recolonizar el suelo, lo que contribuye a mantener el equilibrio microbiano y reduce el riesgo de que los patógenos vuelvan a

proliferar rápidamente, como suele ocurrir tras métodos más agresivos como la desinfección química o con vapor (Andrés, 2002; Huaytalla, 2024).

9.2. Químicos

La aplicación de productos químicos es el método de control más utilizado para el control de parásitos ya sea en el propio hospedero o en el caso de los agrónomos para los cultivos. Consisten en la aplicación de productos químicos que normalmente provocan la muerte del parásito. La mayor parte de los fármacos antiprotozoarios afectan el metabolismo biosintético mientras que los antihelmínticos afectan al metabolismo energético, a las proteínas estructurales o la función neuromuscular (Pérez et al., 2009).

9.2.1. Cal. Investigaciones anteriores han mostrado que la estabilización alcalina con cal es una opción viable para tratar lodos con alta carga de microorganismos patógenos. La eliminación de estos patógenos se debe al aumento del pH y a la conversión del amonio ionizado (NH_4) en gas amoníaco (NH_3), que tiene la capacidad de destruir huevos de helmintos como *Taenia saginata*, *Ascaris suum* y *Ascaris lumbricoides* presentes en los lodos (López, 2009). Estudios de Castellanos et al. (2020b), en el tratamiento alcalino de suelos con CaO a concentraciones del 9 % y del 7 %, eliminó indicadores de contaminación fecal tras 24 horas y 4 días de exposición, respectivamente.

9.2.2. Piperazina. Actúa como agonista del receptor GABA del parásito, el cual está ligado a un canal de cloro y se localiza en las membranas sinápticas y extrasinápticas de los músculos, tanto el GABA como la piperazina incrementan la apertura de los canales de cloro de la membrana del músculo, hiperpolarizando la membrana, incrementando su conductancia lo que desencadena la parálisis neuromuscular (Hrckova y Velebny, 2013). El resultado final es un efecto narcótico y paralizante del verme, el cual pierde su motilidad y por lo tanto su capacidad de alimentación (Díaz y Jara, 2018).

9.3. Biológicos

El control biológico de parásitos en el ambiente es una estrategia ecológica que busca reducir las poblaciones de parásitos utilizando organismos vivos, o productos derivados de ellos,

para regular su presencia y disminuir su impacto en el ambiente o en los hospedadores. Este tipo de control es menos dañino para el ecosistema que los pesticidas o tratamientos químicos, ya que se enfoca en soluciones naturales (Cotes, 2018).

9.3.1. Depredadores Naturales. Este componente biótico surge de la constante interacción dinámica entre el depredador y la presa y actúa como una fuerza poderosa que mantiene la población de plagas en niveles bajos, siempre que se desarrolle un mecanismo adecuado que proteja a los depredadores (Noor, 1995).

La depredación se puede clasificar en tres tipos: depredación natural existente, depredación mejorada y depredación introducida. La depredación mejorada es simplemente la depredación natural, pero intensificada por la intervención humana, ya sea mediante la reducción de la tasa de mortalidad del depredador o el mejoramiento de su habilidad de caza. La depredación introducida, a pesar de ser la más común a nivel mundial, ha demostrado ser menos efectiva o incluso problemática. Los factores intrínsecos de los ecosistemas pueden alterar la interacción natural entre el depredador introducido y su presa. Además, como componentes bióticos integrales de un ecosistema específico, tanto el depredador natural como la presa han desarrollado mecanismos que les permiten mantenerse individualmente (Noor, 1995)

Asimismo, se han realizado muchos ensayos, donde el depredador exótico termina cazando especies diferentes al objetivo, lo que puede convertirlo en una nueva plaga. Mientras que, en los estudios donde se ha logrado eliminar completamente la especie objetivo, se ha observado que esto provoca infestaciones por otras plagas (Noor, 1995).

9.3.2. Hiperparasitismo. Al igual que una especie libre, un parásito puede ser parasitado. El parásito afectado se denomina parásito primario, mientras que el que lo ataca es llamado hiperparásito o parásito secundario. Pueden existir también parásitos de tercer orden, e incluso más, es decir, hiperparásitos que parasitan a otros hiperparásitos. Los hiperparásitos suelen ser obligados, lo que significa que necesitan desarrollarse a partir de un parásito. Sin embargo, también pueden ser facultativos, cuando pueden desarrollarse tanto sobre una especie parásita como sobre una especie libre (Pintureau, 2020)

En el caso de la introducción de parásitos exóticos, a menudo utilizados contra plagas también exóticas, es crucial evitar la introducción simultánea de hiperparásitos. Para ello, se requiere un período de vigilancia en una instalación de cuarentena. En cuanto a la liberación de un parásito local, ya sea de forma inoculativa o inundativa, es preferible seleccionar una especie poco vulnerable a los hiperparásitos, lo cual puede determinarse mediante un estudio faunístico (Pintureau, 2020).

9.3.4. Uso De Plantas Nematófagas. El uso de plantas nematófagas para el control de parásitos en el suelo es una estrategia ecológica que aprovecha las propiedades naturales de ciertas plantas para reducir las poblaciones de nematodos y otros parásitos. Estas plantas secretan compuestos bioactivos por sus raíces u otros tejidos, que inhiben el crecimiento, desarrollo o reproducción de los parásitos y, en algunos casos, de otros organismos patógenos del suelo (Gil y Chico, 2017).

Este es el caso de las especies de *Tagetes* spp., cuyas raíces y hojas liberan exudados con sustancias de acción nematocida. Entre estas sustancias, destaca el α -tertienilo, un derivado del tienilo, considerado uno de los compuestos nematocidas más tóxicos presentes en esta planta (Sepúlveda, 2003). Este compuesto sulfurado, además de ser nematocida, también actúa como insecticida, fungicida, antiviral y posee actividad citotóxica. El α -tertienilo es activado en la planta por la luz ultravioleta, generando radicales de oxígeno capaces de inhibir diversas enzimas de los nematodos (Montiel y Reyes, 2009). Como resultado, los nematodos pueden morir al entrar en contacto con las raíces de la planta (Gil y Chico, 2017).

El análisis de las afecciones parasitarias en primates no humanos y su entorno destaca la necesidad de estrategias integrales para su control y prevención, especialmente en contextos como el Parque Municipal Summit, donde la conservación y el bienestar de especies amenazadas son prioritarios. La comprensión detallada de los tipos de parásitos presentes, su resistencia a los tratamientos químicos y su relación con las condiciones ambientales subraya la importancia de implementar enfoques multidisciplinarios. Este trabajo busca no solo evaluar la prevalencia de parásitos en primates y suelos, sino también explorar la efectividad de técnicas innovadoras para su control. De esta manera, se pretende aportar conocimiento relevante que contribuya tanto al manejo de la salud animal como a la preservación de especies en peligro, promoviendo soluciones sostenibles y alineadas con los objetivos de conservación y extensión universitaria.

VII. CAPÍTULO 3: METODOLOGÍA

MATERIALES Y MÉTODOS

1. Diseño Metodológico

Se realizó un estudio experimental, cuantitativo y longitudinal para evaluar la eficacia de diferentes tratamientos sobre la población de parásitos en muestras de suelo de monos del Parque Municipal Summit.

1.1. Hipótesis

1.1.1. Hipótesis nula (H_0). La implementación de los métodos de control en condiciones *in vivo* no reduce la carga de parásitos presentes en los suelos.

1.1.2 Hipótesis alterna (H_1). La implementación de los métodos de control en condiciones *in vivo* reduce la carga de parásitos presentes en los suelos

2. Descripción Del Área De Estudio

El Parque Summit se encuentra en corregimiento de Ancón, Provincia de Panamá, República de Panamá (9° 03' 58" N 79° 38' 44" W), ubicado dentro del Parque Nacional Soberanía, por la carretera Gaillard a los 18 km, dirección hacia el poblado de Gamboa (ver Figura 5). Debido a su ubicación cuenta con un clima tropical húmedo, con una precipitación anual menor a los 2,250 mm, una temperatura promedio entre los 27-28°C y humedad relativa baja con fuerte evaporación (Autoridad Nacional del Ambiente, 2010).

2.1. Tipo De Vegetación

El Parque Municipal Summit está ubicado en una región de alta biodiversidad dentro del área del Canal de Panamá. Su cobertura boscosa se compone principalmente de selva tropical húmeda secundaria, que forma parte del Corredor Biológico Serranía de San Lorenzo. Esta área es de vital importancia para la conservación de especies de flora y fauna locales, ya que proporciona hábitats adecuados y corredores ecológicos esenciales (Municipio de Panamá [MUPA], 2024b).

2.2. Flora

El jardín botánico del parque alberga una amplia variedad de especies de plantas tropicales y subtropicales, incluyendo especies introducidas y nativas de Panamá. Estas plantas tienen aplicaciones en alimentación, medicina, construcción y ornamentación. Entre las especies destacadas se encuentran:

- Teca (*Tectona grandis*), introducida al continente desde Asia.
- Árboles frutales y ornamentales tropicales, utilizados como parte de su colección educativa y de conservación (Municipio de Panamá [MUPA], 2024a).

2.3. Fauna

En el zoológico, el parque resguarda alrededor de 300 animales, representando diversas especies de vertebrados e invertebrados. Entre los animales más emblemáticos están:

- El águila harpía (*Harpia harpyja*), ave nacional de Panamá.
- Mamíferos, reptiles y aves propias de ecosistemas tropicales.
- También se incluyen muestras de insectos, anfibios y peces como parte de la biodiversidad local (iNaturalist, 2017).

2.4. Suelo

Gómez y Hernández (2023) determinaron la textura del suelo mediante el triángulo textural de la clasificación del Departamento de Agricultura de los Estados Unidos (USDA). Según sus resultados, los suelos de las jaulas del mono tití y del mono cariblanco presentan una textura areno-franca, mientras que los de la jaula del mono araña corresponden a una textura franco-arenosa (ver Cuadro 5).

Cuadro 5. Textura del suelo en las jaulas analizadas.

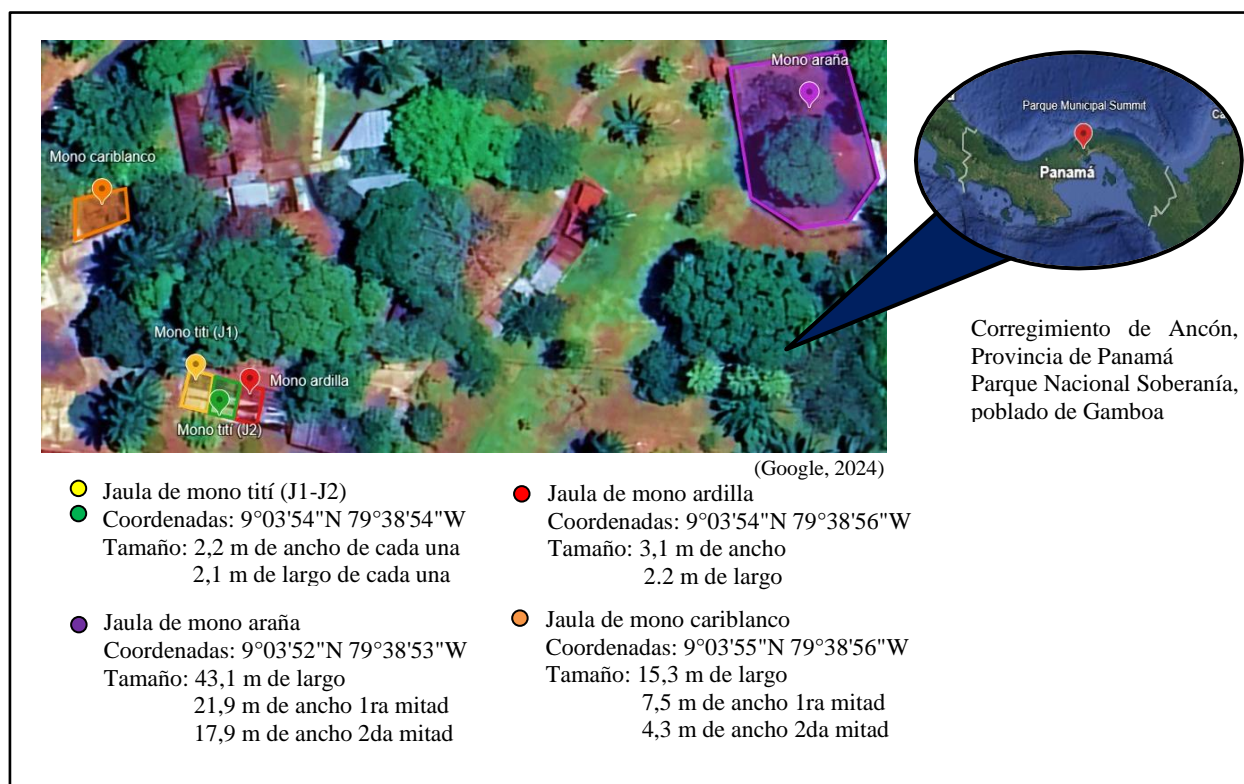
	Mono Tití	%	Mono Araña	%	Mono Cariblanco	%
Arcilla	0.2	2.67	0.2	3.4	0.3	4.41
Limo	1.7	22.6	1.7	29.3	1	14.7
Arena	5.6	74.7	3.9	67.24	5.5	80.88
Total	7.5	99.97	5.8	99.94	6.8	99.99

2.5. Cursos De Agua

La cuenca del Canal de Panamá tiene una influencia significativa sobre el Parque Municipal Summit debido a su proximidad y el papel que desempeña en el ciclo hídrico de la región. Aunque no existen cuerpos de agua inmediatos dentro del parque, la cuenca del Canal afecta directamente el entorno ecológico del área. El río Chagres, principal afluente del Canal, es crucial para el suministro de agua y la regulación hídrica de la zona. Las aguas de esta cuenca influyen en los suelos y ecosistemas cercanos, manteniendo la humedad del área, lo que favorece el crecimiento de la vegetación tropical en el parque.

En resumen, la cuenca del Canal de Panamá, aunque no tiene cuerpos de agua cercanos dentro del parque, juega un papel esencial en el mantenimiento de las condiciones ambientales que permiten la conservación del parque (Rodríguez, 2024).

Figura 5. Ubicación del área de estudio.



Nota. El mapa representa la ubicación exacta del área de estudio de las jaulas de *Cepus capucinus* (mono cariblanco), *Saquinus geoffroyi* (mono tití) y *Ateles fusciceps* (mono araña), *Saimiri oersterdii oersterdii* (mono ardilla). Se presentan sus coordenadas, medidas y ubicación.

3. Procesamiento De Muestras Para Control Físico (Agua Caliente Y Radiación Solar) Y Químico (Cal)

3.1. Colecta De Muestras

Se colectó 5 muestras de suelo de aproximadamente 500 g con una pala en las jaulas de los primates: *Cepus capucinus* (mono cariblanco), *Saquinus geoffroyi* (mono tití) y *Ateles fusciceps* (mono araña) (ver Figura 7), *Saimiri oersterdii oersterdii* (mono ardilla) y se colocaron en bolsas Ziploc debidamente rotuladas con el nombre de la especie y fecha de colecta. Se tomó en cuenta los siguientes criterios ambientales, para tener mayor probabilidad de encontrar parásitos: lugar con menor incidencia de luz, cerca de los reservorios de agua y jaulas con terreno en declive.

Se colectó en cada jaula utilizando el muestreo en X y se recogió el suelo que esté a no más de 10 cm de profundidad. En el caso de la jaula de *Ateles fusciceps* (mono araña) se colectó por el método de Zig-Zag debido a que en el terreno se presentaba un declive.

Del mismo modo, se realizó la colecta de heces en cada jaula correspondiente y las muestras fueron transportadas al Laboratorio de Investigaciones en Parasitología Ambiental de la Universidad de Panamá (LIPAAM) para su debido procesamiento.

3.2. Antes De Desparasitar

Las muestras de heces colectadas se les agregó formalina al 7 % para su preservación y luego se realizó una observación directa al microscopio con la tinción de Lugol.

Para procesar las muestras de suelo, se realizó una sedimentación espontánea colocando el material en un recipiente con agua de grifo hasta cubrirlo por completo, se homogenizó la solución, se retiró la hojarasca de la superficie con ayuda de un colador y se dejó reposar 24 horas.

Transcurrido el tiempo se procedió a retirar el agua precipitada por el método de sifoneo, el sedimento se colocó en bolsas plásticas con formalina al 10 % para preservar hasta su procesamiento.

El procesamiento consistió en tomar 50 mL de la muestra homogenizada de cada bolsa, se colocó en tubos Falcon de 50 mL y se centrifugaron a 1000 rpm/15 min. Se vertió el sobrenadante, se realizó las técnicas de concentración de parásitos por sedimentación de Ritchie y posteriormente la técnica de flotación de Sheather.

3.3 Metodología Después De Desparasitar Y Aplicar Tratamiento

El personal veterinario del Parque Municipal Summit aplicó el tratamiento desparasitante ivermectina, pirantel y praziquantel en los alimentos de los primates no humanos.

Dos días posterior a la desparasitación de los monos, se aplicó tratamiento físico con calor húmedo a la jaula del mono ardilla (ver Figura 8) y radiación solar a la jaula del mono araña (ver Figura 9); el tratamiento químico a una jaula de mono tití y se dejó una jaula de mono tití como control. Se colectó muestras de suelo de aproximadamente 50 g en bolsas Ziploc según el método de muestreo de suelo anteriormente descrito. Las muestras de heces se colocaron en envases coprológicos para ser llevadas y preservadas en el laboratorio con formalina al 7 %.

Para las muestras de heces luego de desparasitación se realizó la observación directa al microscopio con la tinción de Lugol (ver Figura 11).

Para las muestras de suelo se pesaron 50 g, se colocaron en envases de foam y se dejaron incubar por 30 días a temperatura ambiente. Para el resto de las colectas (3 días, 2 semanas y 4 semanas después de aplicar tratamiento) se realizó el mismo procedimiento.

Luego del periodo de incubación cada muestra se pasó a una botella plástica con 50 mL de agua y cada muestra se agitó en un vórtex por 5 minutos. Posteriormente se colocó el sedimento en un tubo Falcon para centrifugar a 1000 rpm/15 min (ver Figura 10). Posteriormente se realizó la técnica de concentración de Ritchie y de Sheather.

3.3.1. Técnica De Ritchie. Se agregó 12.5 mL de formalina al 10 % y 12.5 mL de Éter en los tubos Falcon de 50 mL que contenían la muestra. Se homogenizó cada tubo con un vórtex por 5 minutos; esto se realizó en intervalos de 30 segundos y se destapó el tubo para evitar la acumulación de gases. Se centrifugó a 1000 rpm/15 min, luego se aflojó las paredes de tubo con un palillo de madera y se decantó el sobrenadante.

3.3.2. Técnica De Sheather. Se agregó solución de azúcar sobresaturada hasta la mitad del contenido del tubo Falcon, se homogenizó el contenido de forma moderada por 5 minutos. Los tubos se aforaron con la solución antes mencionada y se le colocó un portaobjetos encima del tubo por 10 minutos. Pasado este tiempo se retiró el portaobjetos, se agregó una gota de Lugol y finalmente se observó al microscopio (ver Figura 12).

4. Procesamiento De Muestras Para Control Biológico

4.1 Colecta De Muestras

Se colectaron muestras de heces de la jaula de *Cepus capucinus* (mono cariblanco) y aproximadamente 50 g de suelo por punto de muestreo. Se guardaron las muestras de suelo y heces para su próximo procesamiento.

4.2 Procesamiento Para Recuperación De Larvas

Se homogenizó la muestra de heces con solución salina haciendo uso de un palillo de madera. Se filtró el homogenizado con ayuda de gasas y un embudo en un vaso químico. El filtrado se pasó a un tubo Falcon y se centrifugó a 2500 rpm/5 min. Posteriormente se decantó el sobrenadante y se volvió a centrifugar con solución salina a 2500 rpm/2 min. Se repitió los pasos hasta que la solución no estuviera tan turbia.

Se colocó el tubo Falcon con las larvas en baño María para inactivarlas por choque térmico, esto se realizó por al menos 30 minutos y en intervalos de 5 minutos se agitó para que todas las larvas recibieran calor. Luego de esto las larvas fueron guardadas en solución salina y refrigeración para su posterior uso.

Se contabilizaron la cantidad de larvas por cada tubo Falcon. Para realizar esto, se colocó una gota de la solución con larva en un portaobjetos y se contó en el microscopio. Una vez contadas, se multiplicó por 20 para conocer cuantas larvas hay por cada mililitro (1 mL = 20 gotas).

4.3 Procesamiento Para Aislar Hongos Nematófagos

Se preparó medio de Agar Papa Dextrosa (PDA) para 18 platos; 15 platos para los puntos de muestreo por tres réplicas y tres platos para control. Al medio preparado se le agregó un antibiótico (ácido tartárico) según la proporción adecuada.

Se pesó 1 g de suelo para cada punto de muestreo y sus réplicas. Se resuspendió el tubo con larvas con la ayuda de un vortex e inmediatamente se procedió a agregar 1 mL a cada plato Petri, con ayuda de una micropipeta de 1000 μ L. Se agregó el medio de cultivo preparado a cada plato Petri y se mezcló con movimiento circulares. Seguidamente se añadió el gramo de suelo a cada plato Petri por el método de espolvoreo. Se selló cada plato con Parafilm y se dejaron incubar en cajas plásticas transparentes debidamente rotuladas por al menos 4 días a temperatura ambiente.

Después de que transcurrieron 4 días, se revisó si había presencia de crecimiento fúngico y, con la ayuda de un estereoscopio, se realizó el aislamiento de hongos. Se tomaron las hifas que invadieron las larvas en el medio. Los hongos fueron inoculados en un plato Petri de 10 mL con Agar Extracto de Malta (MEA). A partir del primer aislamiento, se repitió el paso anterior cada dos días hasta el décimo día.

Todos los platos inoculados con hongos se incubaron a temperatura ambiente hasta que se observó crecimiento. Posteriormente, se aislaron los hongos de los platos que presentaban contaminación o contenían más de dos especies, hasta obtener un cultivo puro de cada hongo.

4.4 Microcultivo

Luego de tener cultivos puros, se realizó un microcultivo y se aislarán los hongos puros en tubos de ensayo con rosca para su tipificación.

El microcultivo consistió en esterilizar los siguientes materiales: agua destilada, papel toalla cortado en círculos, portaobjetos en un vaso químico y platos Petri de vidrio.

Se prepararon 4 tipos de medios de cultivo, Agar Papa Dextrosa (PDA), Agar Extracto de Malta (MEA), Agar V8 y Agar Agua (AA). Estos se cortaron en cubos de aproximadamente 1 cm x 1cm y se colocaron en el plato Petri.

Se encendió el mechero y, con la ayuda de una pinza, se colocó un papel toalla dentro del plato Petri. Luego, se colocaron dos portaobjetos en forma de cruz y se añadió un trozo de medio diferente en cada extremo de los portaobjetos. Posteriormente, se inoculó un solo tipo de hongo por microcultivo; es decir, en los cuatro tipos de agar diferentes, se colocó un cubreobjetos previamente esterilizado sobre cada cubo de medio inoculado. Finalmente, se añadió agua estéril al papel con un gotero, y el plato se cerró y selló con Parafilm.

Los platos Petri se colocaron en una caja transparente con tapa y se incubaron durante 7 días a temperatura ambiente. Transcurrido este período, se verificó la presencia de crecimiento fúngico y se retiró el cubreobjetos del microcultivo. Luego, este se colocó en un portaobjetos con una gota de azul de lactofenol para su análisis. Finalmente, los hongos fueron identificados con ayuda de la literatura.

4.5 Cultivo De Esporas

Para realizar el conteo de esporas, se tomaron los hongos identificados como nematófagos. A cada plato se le realizó un lavado de esporas mediante la adición de 3 mL de buffer fosfato, y la suspensión se homogenizó con la ayuda de una micropipeta de 1000 μ L. Luego, la mezcla de buffer y esporas se vertió en platos Petri de 140 \times 75 mm con Agar Dextrosa Sabouraud (SDA) y se distribuyó uniformemente sobre la superficie. En caso de que quedara un exceso de líquido sobre el agar, este se transfirió a platos Petri de 90 \times 15 mm. Finalmente, los cultivos se incubaron durante 6 días.

Una vez que el cultivo tuvo suficiente crecimiento, se realizó otro lavado de esporas con 10 mL de buffer fosfato, el cual se resuspendió en el plato y, posteriormente, se transfirió a un tubo Falcon de 15 mL.

4.6 Conteo De Esporas

Se tomó 1 microlitro de las esporas del tubo Eppendorf de cada hongo y se realizó el conteo de esporas en una cámara de Neubauer.

5. Evaluación Estadística De Los Resultados

Los datos recolectados fueron organizados en tablas y gráficos mediante el programa Microsoft Excel. Para el análisis estadístico, se emplearon estadísticos descriptivos. La significancia estadística se determinó utilizando el valor de χ^2 (chi cuadrado) con un nivel de confianza del 5 %, y el Odds Ratio (OR), el cual se utilizó para estimar la probabilidad de presencia de parásitos en cada grupo de tratamiento en comparación con el control. Todos los análisis se efectuaron con el software EpiInfo versión 7.2.

VIII. CAPÍTULO 4: RESULTADOS Y DISCUSIÓN

RESULTADOS

1. Heces De Primates

Luego de examinar las muestras de heces colectadas antes de desparasitar se obtuvo que, no se detectó la presencia de parásitos en el mono tití J1 (*Saguinus geoffroyi*) cuya jaula fue seleccionada como control. Luego de 2 días después de desparasitar solo se encontró dos tipos de parásitos, las más prevalentes fueron las larvas de uncinarias, con un porcentaje de prevalencia del 57.1 % (4/7) seguido de *Ascaris* spp. con un porcentaje de prevalencia del 42.9 % (3/7). Para 5, 16 y 32 días después de desparasitar, no se encontró la presencia de ningún parásito (ver Cuadro 6).

En el caso de la jaula de mono tití J2 (*Saguinus geoffroyi*) antes de desparasitar, solo se encontraron 2 larvas de vida libre. Dos días después de la desparasitación se mostró una alta prevalencia de *Dipylidium* spp., con un 85.7 % (6/7) (ver Cuadro 7). A los cinco días, solo se detectó un individuo de *Ascaris* spp. y una larva de vida libre, ambas con una prevalencia de 50 % (1/2). Durante el seguimiento a los 16 y 32 días después de la desparasitación, no se encontró evidencia de parásitos.

Luego de examinar las muestras de heces colectadas antes de desparasitar y después de la aplicación de los desparasitantes, se obtuvo que en el mono ardilla (*Saimiri oersterdii oersterdii*) no se detectó la presencia de ningún parásito.

Por otra parte, antes de desparasitar en la jaula de mono araña (*Ateles fusciceps*), hubo una mayor prevalencia de *Strongyloides* spp. con un porcentaje de 48.5 % (32/66), seguido de *Enterobius* spp. con un porcentaje de prevalencia de 21.2 % (14/66). Dos días después de la desparasitación oral, el porcentaje de prevalencia fue considerablemente mayor para *Enterobius* spp. con un total de 81.6 % (173/212) (ver Cuadro 8), seguido de *Strongyloides* spp. con un porcentaje de 9.4 % (20/212). En 5 días después de la desparasitación, el más prevalente sigue siendo *Enterobius* spp. con un porcentaje de 73.7 % (14/19). Luego de 16 días después de la desparasitación, el parásito *Enterobius* spp. continúa siendo el más prevalente con un porcentaje de 53.3 % (48/90), seguido por *Entamoeba* spp. con un porcentaje de prevalencia de 38.9 % (35/90). Por último, no se realizó el muestreo de heces a los 32 días post desparasitación debido

a razones de seguridad para el personal, ya que el mono dominante del grupo mostraba un comportamiento agresivo.

Por último, en la jaula de mono cariblanco (*Cebus capucinus*), solo se evaluó la prevalencia de los parásitos antes de la desparasitación oral, debido a que no se realizó más muestreo por limitaciones con el control biológico. La prevalencia fue mayor con una notable diferencia en larvas de vida libre y parásitos de *Strongyloides* spp/Ancylostomatidae con un total de 98.7 % (591/599) (ver Cuadro 9).

2. Suelo

Posterior a la aplicación de tratamientos fisicoquímicos se evaluó la efectividad de dichos tratamientos en 0 días, 3 días, 2 semanas y 4 semanas post tratamiento.

En el grupo control, se utilizará la misma nomenclatura de tiempo (0 día, 3 días, 2 semanas y 4 semanas post tratamiento) para mantener la coherencia en la presentación y análisis de datos. Sin embargo, es importante destacar que en este grupo no se aplicará ningún tratamiento, sirviendo únicamente como referencia para comparar los efectos observados en los grupos experimentales.

En el mono tití J1 (*Saguinus Geoffroyi*), cuya jaula fue utilizada como control, se reportó la presencia de *Ascaris* spp., uncinarias y *Toxocara* spp. con un porcentaje de aparición de 33.3 % cada uno. La prevalencia en el día 0 post tratamiento fue la misma en *Toxocara* spp. y *Ascaris* spp. con un porcentaje de 50.0 % (3/6). En el caso de 3 días post tratamiento, la prevalencia fue mayor en *Ascaris* spp. con un porcentaje de 75.0 % (3/4). Luego de 2 semanas post tratamiento *Ascaris* spp. resultó ser el parásito más prevalente con un 60.0 % (3/5) (ver Cuadro 10). En 4 semanas no se registró la presencia de ningún parásito.

En el caso de la jaula de mono tití J2 (*Saguinus Geoffroyi*) antes de la aplicación de tratamiento con cal, la prevalencia de larvas de vida libre y *Strongyloides* spp. fue mayor, ambas con un porcentaje de 21.0 % (4/19). En el día 0 post tratamiento se registró *Toxocara* spp. no viable como el parásito más prevalente con un porcentaje de 60.0 % (3/5). Para el día 3 post tratamiento, la prevalencia fue mayor en *Ascaris* spp. con 55.5 % (5/9), de los cuales 3 individuos se encontraron no viables. Luego de 2 semanas post tratamiento, la prevalencia fue

la misma para *Ascaris* spp., un huevo de la Familia Fasciolidae y una larva de vida libre con un porcentaje del 33.3 % (1/3). Finalmente, 4 semanas post tratamiento, *Ascaris* spp. fue el parásito más prevalente con un 81.8 % (9/11), de estos nueve individuos cinco se encontraron inviables (ver Cuadro 11).

En el mono ardilla (*Saimiri oersterdii oersterdii*), antes de la aplicación de tratamiento con agua caliente, el parásito más prevalente fue *Ascaris* spp., con un porcentaje de aparición de 21.1 % (4/19), todos los individuos se encontraron viables. El parásito más prevalente en 0 días post tratamiento, fueron los huevos de la Familia Fasciolidae con un porcentaje del 60.0 % (3/5); sin embargo, estos individuos se encontraron inviables y el único parásito viable encontrado fue *Ascaris* spp., con una prevalencia menor del 20.0 % (1/5). A los 3 días postratamiento, se detectaron huevos inviables de *Ascaris* spp., con una prevalencia del 75.0 % (3/4). En 2 semanas post tratamiento, el parásito más prevalente fue *Toxocara* spp. el cual se encontró inviable con un porcentaje de 50.0 % (4/8) (ver Cuadro 12); mientras que *Ascaris* spp. fue encontrado viable con una prevalencia de 25.0 % (2/8). Del mismo modo, en 4 semanas *Toxocara* spp. inviable fue el más prevalente con un porcentaje del 75.0 % (3/4).

En la jaula de mono araña (*Ateles fusciceps*), antes de la aplicación de tratamiento con radiación solar, los parásitos más prevalentes fueron huevos de *Toxocara* spp. y *Ascaris* spp. inviables, y larvas de vida libre, con un porcentaje de prevalencia de 23.1 % (3/13) cada uno. El parásito más prevalente a los 0 días post tratamiento fue *Ascaris* spp. con un porcentaje de 62.5 % (5/8), de esta cifra, solo el 20.0 % (1/5) se encontraba viable. A los 3 días post tratamientos, *Ascaris* spp. siguió siendo el parásito más prevalente con un porcentaje del 76.5 % (13/17), de los cuales solo el 15.4 % (2/13) se encontraban viables (ver Cuadro 13). Luego de 2 semanas post tratamiento, *Ascaris* spp. fue de igual forma el individuo más prevalente, presentó un porcentaje de 55.5 % (5/9), de estos solo el 40.0 % (2/5) se encontraban viables. Luego de 4 semanas post tratamiento no se realizó colecta de muestras en dicha jaula debido a problemas con la agresividad del mono dominante del grupo.

En el caso del suelo de la jaula de mono cariblanco (*Cebus capucinus*), al igual que con las heces, solo se analizó la prevalencia antes de la desparasitación (ver Cuadro 14). Las larvas clasificadas como Ancylostomatidae/*Strongyloides* spp. fueron las más prevalentes con un porcentaje de 75.7 % (28/37), mientras que *Ascaris* spp. y *Taenia* spp. mostraron una

prevalencia igual del 8.1 %. (3/37). En menor frecuencia se detectaron *Entamoeba* spp., *Toxocara* spp. y *Spirocerca* spp., con un 2.7 % (1/37) aunque el huevo de *Toxocara* spp. resultó inviable.

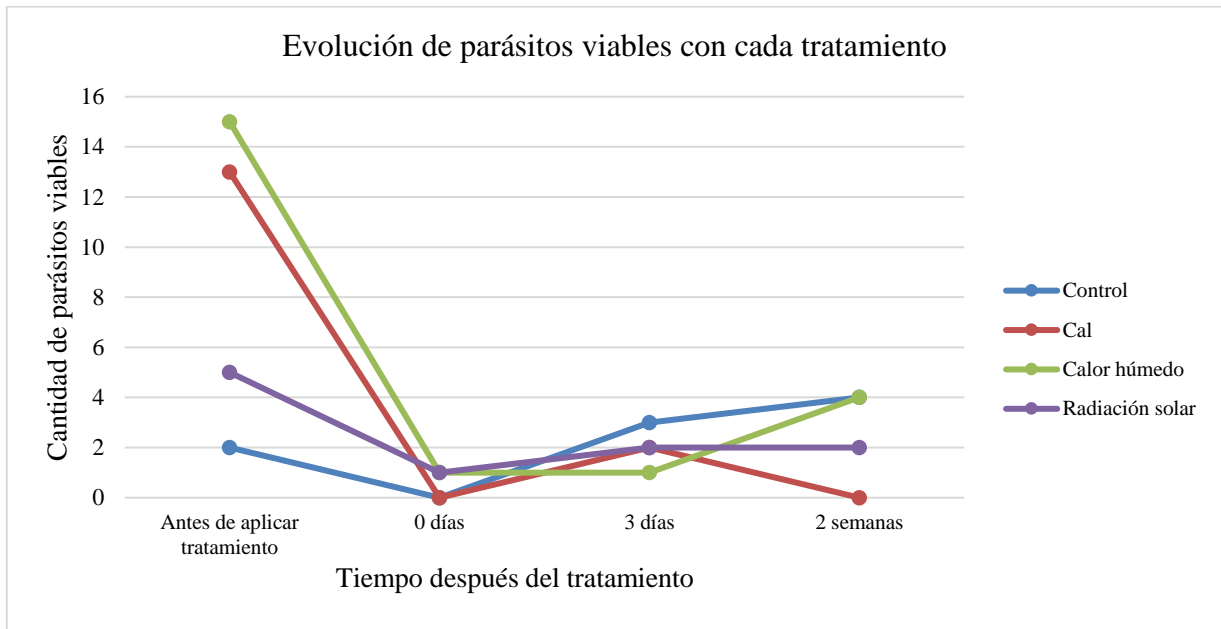
3. Evaluación Comparativa De La Efectividad De Los Métodos De Control Utilizado

Se evaluó la evolución de parásitos viables en función del tiempo después de aplicar diferentes tratamientos: cal, calor húmedo y radiación, comparados con la jaula control (ver Figura 6). Antes del tratamiento, la cantidad de parásitos viables variaba entre los grupos, con el tratamiento de calor húmedo mostrando la mayor cantidad de parásitos.

A las 0 horas después del tratamiento, se observó una reducción significativa en todos los tratamientos en comparación con la cantidad inicial. En los días posteriores, los grupos tratados mostraron fluctuaciones en la cantidad de parásitos viables. A los 3 días, las cantidades permanecieron bajas en general, con ligeros aumentos en algunos tratamientos. A las 2 semanas, los grupos de calor húmedo y control presentaron una ligera tendencia a aumentar, mientras que el tratamiento con radiación se mantuvo y el tratamiento con cal resultó en valores más bajos.

A las 4 semanas, los grupos tratados con calor húmedo y el grupo control presentaron la menor cantidad de parásitos viables, mientras que el grupo tratado con cal mostró un ligero aumento. Por otro lado, el grupo expuesto a radiación no fue graficado hasta 4 semanas después del tratamiento debido a la falta de muestras, como se mencionó previamente en los resultados del mono araña.

Figura 6. Evolución de parásitos viables en cada tratamiento a lo largo del tiempo.



DISCUSIÓN DE RESULTADOS

En el Parque Municipal Summit, se detectó la presencia de parásitos tanto en los monos como en el suelo, con variaciones en su prevalencia y diversidad.

1. Mono Tití J1– Jaula Control

Según el análisis de heces, no se detectó la presencia de parásitos en el mono tití J1 (*Saguinus geoffroyi*) de la jaula control, antes de la desparasitación de esta investigación. Nuestro resultado es sorprendente, ya que se tenía el reporte de que los animales no habían recibido tratamiento antiparasitario por más de seis meses. Sin embargo, dos días después de la aplicación del tratamiento antiparasitario con ivermectina, pirantel y praziquantel, se observó la presencia de larvas de uncinaria con una prevalencia del 57.1 % (4/7). Una posible explicación es que la eliminación de parásitos por acción de los desparasitantes provocó la liberación de larvas de uncinarias (4) y huevos de *Ascaris* spp. (3) los cuales se detectaron en las heces de los primates. Dicho fenómeno está relacionado por la acción de los medicamentos, que no siempre eliminan las formas larvales de inmediato, sino que estimulan su expulsión en las primeras etapas posteriores a la desparasitación (Marie y Petri, 2022; Pizarro y Morales, 2019). Reflejando que los animales de esta jaula tenían una baja carga parasitaria. Además, cabe resaltar el excelente manejo de los cuidadores en esta jaula, lo que pudo haber contribuido a la baja prevalencia parasitaria observada en estos individuos.

La ausencia de parásitos en las muestras recolectadas 5, 16 y 32 días después de la desparasitación sugiere que el tratamiento con ivermectina, pirantel y praziquantel fue altamente efectivo para interrumpir el ciclo de vida de los parásitos y eliminar las formas infecciosas residuales. Resultado que coincide con estudios previos que documentan la eficacia de estos fármacos en el manejo de infecciones parasitarias en primates no humanos (Johnson, 2009).

En cuanto a los resultados del suelo de la jaula control de mono tití J1 (*Saguinus geoffroyi*), se observó que, en el día 0 postratamiento, la prevalencia de *Toxocara* spp. y *Ascaris* spp. fue similar. La presencia de *Ascaris* spp. en los suelos no resulta sorprendente, dado que se había detectado previamente en las heces de los animales. Sin embargo, la presencia de *Toxocara* spp. es inesperada, ya que no es un parásito típico de primates. Esto evidencia contaminación ambiental externa, que proviene de otros animales silvestres o posiblemente de

los gatos presentes en el Parque Summit (Mejía et al., 2023), ya que este parásito no se encontró en las heces de los monos. A pesar de ello, la prevalencia de *Toxocara* spp. disminuyó con el tiempo, tanto en cantidad como en viabilidad, hasta las 4 semanas postratamiento, debido a factores ambientales puesto que todos los huevos encontrados eran inviables.

2. Mono Tití J2– Tratamiento Con Cal

En la aplicación de los tratamientos desparasitantes en la jaula del mono tití J2, se observó que, dos días después de la administración de los desparasitantes, se detectaron huevos de *Dipylidium* spp. con una prevalencia del 85.7%. La presencia de *Dipylidium* spp. en las heces es interesante, dicho hallazgo se debe a una contaminación ocurrida durante la recolección de muestras, las cuales estuvieron en contacto con suelo infectado con huevos de *Dipylidium* spp.

Los hospedadores definitivos, como félicos y cánidos, tanto domésticos como silvestres, son los encargados de eliminar los huevos en sus heces tras ingerir pulgas, permitiendo así que el ciclo de vida del parásito continúe. La presencia de los hospedadores definitivos cerca de las jaulas representa una fuente potencial de infección, aunque no es la única. Otros factores posibles incluyen la transmisión pasiva a través de los cuidadores de las jaulas, quienes manipulan los alimentos (Carmilema y Quintanilla, 2021). Se ha demostrado que la mayoría de los huevos de cestodos permanecen aproximadamente dentro de un radio de 180 metros desde el punto donde fueron depositados. Sin embargo, su dispersión puede ser significativamente mayor, probablemente debido a su transporte por dípteros, pulgas, otros vectores mecánicos y la acción de las precipitaciones que por escorrentía llevan estos huevos a las jaulas (Chen, 2021).

A los cinco días postratamiento, nos sorprende la aparición de un solo huevo de *Ascaris* spp. y una larva de vida libre, pero sigue siendo posible su presencia por la acción del desparasitante aplicado. A los 16 y 32 días postratamiento, no se encontró presencia de parásitos, lo que indica que la desparasitación fue efectiva para eliminar la mayoría de los parásitos del hospedero, asegurando que no contamine los suelos.

Los resultados obtenidos del suelo de la jaula del mono tití J2 (*Saguinus geoffroyi*) después de la aplicación del tratamiento químico con cal indican que, en el día 0 post tratamiento, *Toxocara* spp. fue el parásito más prevalente, con una prevalencia del 60.0 % (3/5), aunque todos los huevos encontrados eran no viables. Hallazgo que corrobora que el tratamiento

con cal, al reducir el pH del suelo, promovió la rápida inactivación de los huevos presentes (López, 2009). El resultado mencionado respalda lo observado por Ferreira et al. (2024), quienes demostraron que la cal es efectiva en la inactivación de huevos de helmintos, lo que sugiere que este tratamiento podría ser una alternativa viable para la desinfección de suelos en el Parque en el futuro.

Para el día 3 post tratamiento con cal, la prevalencia de *Ascaris spp.* en el suelo aumentó a un 55.6 % (5/9), de los cuales tres huevos eran inviábiles. Ese mismo día, se detectó un huevo de *Ascaris spp.* viable en las heces del mono, correspondiente al quinto día después de su desparasitación. Hecho que sugiere que los primates de la jaula pudieron haber expulsado los huevos, y factores ambientales como la humedad o su propio movimiento habrían contribuido a su redistribución, lo que explicaría que el 40 % (2/5) de los huevos encontrados en el suelo fueran viables.

Dos semanas después del tratamiento, la prevalencia de *Ascaris spp.*, huevos de la Familia Fasciolidae y una larva de vida libre fue igual, con un 33.3 % cada uno. La presencia de huevos de la Familia Fasciolidae indica una fuente de contaminación externa, ya que no se detectó en las heces y su ciclo de vida es heteroxeno (Mas-Coma et al., 2005). En el caso de *Ascaris spp.*, su origen podría estar relacionado tanto a la eliminación de huevos a través de las heces de los monos como a la contaminación ambiental.

Finalmente, a las cuatro semanas post tratamiento, *Ascaris spp.* volvió a ser el parásito más prevalente, con un 81.8 % (9/11), lo que confirma la contaminación externa, ya que 32 días después de la desparasitación, los huevos no pueden haber sido eliminados por los monos, dado que el período patente mínimo para *Ascaris spp.* en estos hospedadores es de 60 días. De los nueve individuos detectados, cinco eran no viables, lo que evidencia la pérdida progresiva de la efectividad de la cal debido al arrastre por escorrentía durante las precipitaciones.

3. Mono Ardilla – Tratamiento Con Calor Húmedo

Al igual que en el mono tití J1, en *Saimiri oerstedii oerstedii* tampoco se registró la presencia de parásitos gastrointestinales antes de desparasitar. En contraste con el estudio de Chinchilla et al. (2010b) en Costa Rica, donde se reportó una alta prevalencia de parásitos (75 %) en *Saimiri oerstedii* en condiciones silvestres, nuestros resultados no detectaron parásitos en

el individuo en cautiverio, ni antes ni después de aplicar la desparasitación oral. Tal diferencia se atribuye a la desparasitación preventiva y al buen manejo de los cuidadores en esta jaula, al igual que en la de mono tití J1, mientras que los monos silvestres de Costa Rica pudieron haber estado expuestos a suelos contaminados y vectores parasitarios, además la cantidad examinada en el estudio de Chinchilla et al., (2010b) correspondía a 37 primates, mientras que nuestros resultados solo corresponden a un solo primate.

Es importante considerar que la presencia de roedores en la jaula, como ardillas, podría favorecer una transmisión interespecífica. Tales animales comparten el mismo espacio y tienen contacto con el suelo, el cual actúa como un reservorio o medio de transporte para agentes infecciosos (López et al., 2011; Stella et al., 2018). Sin embargo, tampoco se detectaron parásitos en las ardillas, ya que el manejo quimioterapéutico se realizó al mismo tiempo, confirmando la efectividad de los fármacos utilizados.

Un aspecto crucial de los hallazgos es la detección de *Ascaris* spp., *Toxocara* spp. y huevos de la Familia *Fasciolidae* en el suelo de la jaula de *Saimiri oerstedii oerstedii*. Dicho resultado sugiere que la contaminación es de origen ambiental y no del primate ni de las ardillas, lo que apunta a factores externos, como la presencia de otros roedores, serpientes y otros animales en los alrededores de las jaulas. Esto tiene implicaciones significativas, ya que indica la necesidad de un control ambiental más riguroso para minimizar la presencia de estos agentes parasitarios.

La detección de huevos de la Familia *Fasciolidae* en el suelo, tanto antes como en el día 0 postratamiento con agua caliente, resulta inusual en primates que llevan un largo período en cautiverio y han sido sometidos a múltiples programas de desparasitación. Además, su presencia es inesperada debido a que *Fasciolidae* posee un ciclo de vida específico como se mencionó en mono tití J2 (Adrús et al., 2019; Rondón, 2015; Mas-Coma et al., 2005). De manera similar, el aumento en la prevalencia de *Ascaris* spp. a los tres días postratamiento indica que la contaminación ambiental sigue siendo una fuente de exposición. Dicha contaminación externa que se refleja en los resultados resalta la necesidad de implementar medidas estructurales en las jaulas para reducir la exposición a fuentes de contaminación. Entre estas medidas, se recomienda el uso de mallas metálicas con aberturas no mayores a 1.5 cm y la instalación de suelos cubiertos con piedras o metal para evitar el ingreso de animales mediante excavación (Rodríguez, 2023).

A las dos semanas postratamiento, se detectaron huevos inviábiles de *Toxocara spp.*, posiblemente como resultado de la actividad de gatos y otros hospedadores silvestres en la zona, como ñeques, ardillas y roedores (Ínsua et al., 2019; Mejía et al., 2023). La inviabilidad de estos huevos confirma, una vez más, la efectividad del tratamiento con calor húmedo aplicado (Rodríguez, 2019).

4. Mono Araña – Tratamiento Con Radiación Solar

Los resultados del análisis de las heces muestran que, antes de desparasitar a los monos araña, algunos parásitos como *Strongyloides spp.* y *Enterobius spp.* presentaban altas cargas iniciales (32 larvas/huevos y 14 huevos respectivamente). Sin embargo, dos días después de la administración de los desparasitantes, se observó una reducción significativa en *Strongyloides spp.* (de 32 a 20) y un aumento drástico en *Enterobius spp.* (de 14 a 172).

Los resultados indican que el tratamiento fue eficaz contra las formas adultas de *Strongyloides spp.* y *Enterobius spp.* Sin embargo, en el caso de *Enterobius spp.*, se observó un aumento en la cantidad de huevos dos días después de la desparasitación. El incremento puede deberse a la expulsión masiva de huevos tras la eliminación de hembras grávidas, ya que los fármacos aplicados (ivermectina, pirantel y praziquantel) no afectan directamente a los huevos, sino a los parásitos adultos (García, 2024; Garay y Castañeda, 2024; Cabré, 2024). Ya que, al morir las hembras pueden liberar grandes cantidades de huevos en el intestino o durante su migración al exterior del cuerpo (Centers for Disease Control and Prevention, 2019). Además, el estudio de Sierra et al. (2020) demuestra que el género *Ateles spp.* presenta una alta prevalencia de *Enterobius spp.* en comparación con otros mamíferos. En su investigación, se identificó una infestación severa por *Enterobius vermicularis* en seis especies de *Ateles spp.*, con una carga parasitaria de 11 a 20 estructuras por campo.

Por otro lado, parásitos como *Entamoeba spp.* experimentaron un aumento significativo, pasando de 6 a 35 quistes a los 16 días posteriores al tratamiento. El aumento está relacionado con la reinfección, ya que las amebas tienen un periodo prepatente de 2 a 4 días (Zulfiqar et al., 2025; Costas y Magistrello, 2023). Dado que los desparasitantes aplicados no tienen efecto sobre los protozoos, se sugiere el uso de un antiparasitario específico como el metronidazol (Omonte, 2018).

Los resultados obtenidos del suelo de la jaula del mono araña (*Ateles fusciceps*), expuesta a radiación solar antes de desparasitar, evidencian la presencia de *Toxocara* spp., *Ascaris* spp. (ambos inviábiles) y larvas de vida libre, con una prevalencia del 23.1 % (3/13). Evidenciando que la exposición a la radiación solar influye en la viabilidad de los enteroparásitos, reduciendo su capacidad de infección. Sin embargo, su efectividad puede variar según factores ambientales y el tiempo de exposición.

En particular, nuestros resultados destacan la efectividad de la radiación solar frente a *Ascaris* spp. (Senecal et al., 2020). Aquel parásito tuvo una mayor prevalencia en todos los tiempos evaluados y, al mismo tiempo, el que presentó el mayor número de individuos inviábiles. Indicando que, si bien la radiación solar no eliminó completamente los huevos del parásito, sí afectó significativamente su viabilidad tanto en las etapas iniciales como finales, reduciendo la carga parasitaria en el ambiente disminuyendo la probabilidad de reinfección en los monos (Scott, 2008).

5. Mono Cariblanco – Control Biológico

En las heces de la jaula del mono cariblanco (*Cebus capucinus*), se han identificado varios parásitos, destacando una alta prevalencia de larvas (591) con una morfología difícil de identificar por microscopía óptica, sin embargo, algunas de ellas presentan primordio genital característico de los parásitos de *Strongyloides* spp., mientras que otros no se diferencian morfológicamente, y pueden ser parásitos de la Familia Ancylostomatidae. Por lo tanto, la clasificación que hemos utilizado es la de Ancylostomatidae/*Strongyloides* spp. (Mercado et al., 2001; Chinchilla et al., 2010a). Esto demuestra que estos parásitos son los más dominantes en el suelo de dicha jaula, lo que implica una posible exposición constante del mono a estas larvas. La alta prevalencia podría estar relacionada con condiciones ambientales favorables para su proliferación, como humedad y materia orgánica en descomposición. Además, se han encontrado otros parásitos como *Enterobius* spp., *Ascaris* spp., coccidio y *Syphacia* spp. con prevalencias mucho más bajas (> 1 %). Aunque estos parásitos estén presentes, no son los principales agentes de infección en el entorno.

Basándose en nuestros resultados los monos cariblanco presentan una alta diversidad de parásitos en el suelo de su jaula, incluyendo protozoarios, nematodos y cestodos, esta diversidad se refleja en los resultados de Chinchilla et al., (2010a) y Parr et al., (2013).

La alta prevalencia de larvas clasificadas como Ancylostomatidae/*Strongyloides* spp. (75.7 %) en el suelo, se correlaciona con la elevada cantidad de larvas encontradas en las heces de estos primates. Lo que señala que estos parásitos están siendo eliminados en grandes cantidades por los primates y que el ambiente de la jaula favorece su persistencia y posible reinfección. Ancylostomatidae y *Strongyloides* spp. tienen ciclos de vida directos, y sus larvas pueden desarrollarse en el suelo hasta alcanzar la fase infectante (Chaves y Caro, 2024; Instituto Nacional de Seguridad y Salud en el Trabajo [INSST], 2014), lo que se ve facilitado por la falta de limpieza frecuente de las heces, permitiendo que las larvas continúen su desarrollo en el ambiente.

El suelo de la jaula, compuesto por tierra y hojarasca, ofrece condiciones favorables para la supervivencia de estas larvas, ya que la hojarasca puede retener humedad y protegerlas de la desecación (Johnson y Catley, 2005). A pesar de que la jaula no tiene techo y recibe luz solar, es posible que existan zonas sombreadas o protegidas dentro de la hojarasca donde las larvas puedan evitar la radiación directa y mantenerse viables por más tiempo.

En contraste, *Ascaris* spp. y *Taenia* spp. mostraron una prevalencia del 8.1 % en el suelo, lo que indica una menor presencia en comparación con Ancylostomatidae/*Strongyloides* spp. Los huevos de *Ascaris* spp. son altamente resistentes a las condiciones ambientales adversas, lo que les permite permanecer en el suelo, pero su ciclo de transmisión no es tan inmediato como el de las larvas de Ancylostomatidae o *Strongyloides* spp. En el caso de *Taenia* spp., la presencia de sus huevos en el suelo puede deberse a contaminación externa (Botero et al., 2004), ya que el caso de contaminación también ocurrió en la jaula de mono tití y mono ardilla.

Por otro lado, la detección de *Entamoeba* spp., *Toxocara* spp. y *Spirocerca* spp. en menor prevalencia (2.7 %) indica que estos parásitos tienen una menor presencia en el ambiente o que sus estructuras resistentes (quistes o huevos) no logran mantenerse viables en condiciones de exposición prolongada (Instituto Nacional de Salud [INS], 2022). La inviabilidad del huevo

de *Toxocara* spp. se debe a que factores como la exposición al sol pudo haber reducido su capacidad de infección.

La ausencia de resultados positivos del bioensayo para demostrar la capacidad predadora de los hongos podría deberse a varios factores. En primer lugar, el ensayo se llevó a cabo en pocillos con un medio similar al suero biológico (solución salina), como en la metodología de Henríquez et al. (2016). Sin embargo, esta condición pudo haber impedido que los hongos invadieran a los nematodos, a diferencia de los estudios de Márquez et al. (2016) y González (2014) quienes realizaron una evaluación de la capacidad predadora de los hongos nematófagos en medio agar-agua.

Otro posible motivo es que el aislamiento de los hongos se realizó siguiendo la metodología de Peraza et al. (2014), pero durante la identificación morfológica no se observaron estructuras de captura que permitieran confirmar la presencia de hongos nematófagos. A pesar de ello, se utilizaron algunos hongos con estructuras reproductivas que parecían características de este grupo, sin embargo, en el bioensayo no se logró demostrar su capacidad predadora.

6. Evaluación Comparativa De La Efectividad De Los Métodos De Control

Antes del tratamiento, el grupo que sería tratado con calor húmedo presentaba la mayor cantidad de parásitos viables. Justo después de la aplicación de los tratamientos (0 días), todos los métodos de control lograron reducir drásticamente la cantidad de parásitos viables, lo que indica que tuvieron un efecto inmediato.

En el grupo control, también se registró una disminución inicial, debido a la desparasitación previa de los primates, puesto que se ha demostrado la efectividad de los fármacos implementados en esta investigación en primates no humanos (Johnson, 2009; Castro, 2019). El grupo mencionado mostró una tendencia creciente con el tiempo, confirmando la persistencia de los parásitos en ausencia de tratamiento.

A los 3 días, el calor húmedo resultó ser el más efectivo, manteniendo la cantidad de parásitos viables en su punto más bajo, incluso en los estudios de Senecal, et al., (2020) y Naidoo, et al., (2020), se demostró la inactivación de huevos en minutos. Sin embargo, su efecto no se prolongó más allá de este periodo, ya que a las 2 semanas hubo un aumento en la cantidad

de huevos viables. Corroborando que el tratamiento podría requerir aplicaciones frecuentes para evitar la reinfección.

A los tres días posteriores al tratamiento con cal, se registró un ligero aumento en la cantidad de huevos viables. Lo que podría deberse a que algunos huevos no estuvieron en contacto directo con la cal y posteriormente fueron redistribuidos en el suelo por factores ambientales, como la actividad animal o la lluvia. El estudio de Castellanos (2020a) señala que se requiere una concentración mínima del 7 % para inactivar huevos de parásitos tras cuatro días de exposición. Mientras que, a las 2 semanas la cantidad de huevos disminuyó a cero, lo que demuestra que la cal tuvo un efecto progresivo hasta este periodo.

Por otro lado, la radiación solar mantuvo la cantidad de huevos viables constante durante los 3 días y las 2 semanas posteriores al tratamiento, manteniéndose en valores bajos (2 huevos) en ese tiempo. Además, según el análisis estadístico realizado con el programa EpiInfo 7.2 muestra que la radiación solar sí reduce significativamente la viabilidad de los parásitos ($p = 0.01661$), con una probabilidad 4 veces menor de encontrar parásitos viables en comparación con la ausencia de radiación ($OR = 4.0500$). A pesar de su impacto significativo en la reducción de parásitos viables, la radiación solar por sí sola podría no ser suficiente para su control total, ya que su eficacia depende de factores ambientales, como la disponibilidad de luz solar constante (Stott, 2003), lo que podría requerir medidas complementarias. En contraste, los tratamientos con calor húmedo y cal no mostraron efectos estadísticamente significativos, aunque podrían contribuir al control de parásitos en jaulas de primates.

Dado que no se logró completar la recolección de datos a las 4 semanas para el tratamiento de radiación solar, estos valores no fueron incluidos en el análisis final para evitar interpretaciones erróneas.

El trabajo *in vitro* realizado por Gómez y Hernández (2023) confirma nuestros resultados, pues señalan que los tres tratamientos (cal, radiación solar, calor húmedo) fueron eficientes para la destrucción de formas parasitarias en los suelos, siendo la radiación solar el más eficiente en su modelo *in vitro*. Sin embargo, es importante considerar que las condiciones *in vitro* pueden diferir de las condiciones en campo, lo que podría explicar diferencias en los resultados.

**IX. CAPÍTULO 5:
CONCLUSIONES Y
RECOMENDACIONES**

CONCLUSIONES

De acuerdo con los análisis realizados en la heces y suelos de la jaula de primates no humanos en el parque Municipal Summit se puede concluir con lo siguiente:

- Las larvas clasificadas como *Ancylostomatidae/Strongyloides* spp. fueron las más prevalentes en las heces con 58.7 %, seguido de *Enterobius* spp. con 24.8 %.
- *Ascaris* spp. fue el parásito más prevalente en el suelo de las jaulas de primates del Parque Municipal Summit, con un porcentaje del 37 %, seguido de *Toxocara* spp. con un 16 %.
- La exposición a radiación solar fue el único tratamiento que presentó una reducción estadísticamente significativa ($p = 0.01661$), disminuyendo en aproximadamente cuatro veces la probabilidad de hallar parásitos viables en comparación con la ausencia de tratamiento ($OR = 4.0500$).
- Los tratamientos con calor húmedo ($OR = 1.1786$; $p = 0.77450$) y cal ($OR = 1.4625$; $p = 0.50356$) no evidenciaron efectos estadísticamente significativos, pero ambos contribuyeron al control parasitario en el suelo, confirmando la hipótesis alterna.
- El calor húmedo posee mayor eficacia que la radiación solar o tratamientos químicos como la aplicación de cal, pero a corto plazo.
- La diversidad parasitaria en el suelo disminuyó progresivamente hasta la cuarta semana en todos los tratamientos, incluido el grupo control.
- El mayor porcentaje de parásitos inviables (40.7 %) se registró en el suelo de la jaula de *Ateles fusciceps*, expuesto a radiación solar, indicando que este es el método más efectivo en la inactivación de formas infectivas (huevos).

- La detección de parásitos no asociados a primates confirma la existencia de contaminación ambiental por la presencia de otros animales en el entorno.
- Se demostró la eficacia de los desparasitantes contra las formas adultas de nematodos, hecho confirmado especialmente en las heces de mono araña analizadas.

RECOMENDACIONES

- La persistencia y prevalencia de *Ascaris* spp. subraya la importancia de implementar medidas integrales, como la limpieza frecuente de las jaulas y el manejo adecuado de los desechos, junto con la aplicación de tratamientos al suelo.
- Mejorar las infraestructuras de las jaulas con mallas metálicas de aberturas menores a 1.5 cm para evitar el acceso de gatos y roedores, y reubicar el desagüe fuera de los recintos para prevenir la dispersión de parásitos por escorrentía.
- Modificar el método de limpieza de los suelos, sustituyendo el uso de agua a temperatura ambiente por agua caliente, combinado con el uso de cal y la remoción del suelo cada 2 semanas, con el fin de prevenir la dispersión de formas infectantes y reducir el riesgo de reinfección en los primates.
- Evaluar la posible aparición de resistencia antes de la administración del desparasitante, e incluir antiparasitarios efectivos contra protozoos en el tratamiento.
- Asignar personal capacitado para realizar revisiones periódicas de las heces de los primates mediante diagnósticos coprológicos, lo que ayudará a prevenir el aumento de la prevalencia de parásitos que puedan comprometer su salud.
- Realizar estudios adicionales que incluyan variables ambientales como la humedad y la temperatura del sustrato, así como jaulas con condiciones similares, tanto de control como de tratamiento, para permitir una comparación más precisa y realista de los resultados.
- Para futuras investigaciones, se recomienda optimizar la metodología del control biológico, de manera que, tras el aislamiento de los hongos, se confirme mediante PCR su identificación como hongos nematófagos.

**X. CAPÍTULO 6:
REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS**

REFERENCIAS

- Acevedo, J., Isaza, N. y Muñoz, J. (2020). *Presencia de parásitos gastrointestinales en primates no humanos del hogar de paso de fauna silvestre CARDER-APAP, Risaralda*. [Tesis de licenciatura, Universidad Tecnológica de Pereira]. <https://hdl.handle.net/11059/12677>
- Acuña, A., Cabrera, F., Combol, A., Fernández, N., Figueredo, E., González, T., Lena, A. y Tort, C. (2017). *Diagnóstico de enteroparasitosis humanas: imágenes y procedimientos habituales*. [Monografía]. <https://pesquisa.bvsalud.org/portal/resource/en/biblio-1377820>
- Adrus, M., Zainudin, R., Ahamad, M., Jayasilan, M. y Abdullah, M. (2019). Gastrointestinal parasites of zoonotic importance observed in the wild, urban, and captive populations of non- human primates in Malaysia. *Revista de Primatología Médica*, 48(1), 22-31. <https://doi.org/10.1111/jmp.12389>
- Al-Refai, M. y Wakid, M. (2024). Prevalence of intestinal parasites and comparison of detection techniques for soil-transmitted helminths among newly arrived expatriate labors in Jeddah, Saudi Arabia. *PeerJ*, 12. <https://doi.org/10.7717/peerj.16820>
- Ambrose, T. (2002). *Saimiri oerstedii*. Animal Diversity Web. Recuperado el 27 de marzo de 2025 de https://animaldiversity.org/accounts/Saimiri_oerstedii/
- Autoridad Nacional del Ambiente (ANAM). (2010). Atlas Ambiental de la República de Panamá. Primera Versión. Gobierno Nacional de la República de Panamá. Recuperado el 16 septiembre de 2024 de <https://sinia.gob.pa/atlas-ambiental-de-la-republica-panama/>
- Andrés, M. (2002). *Estrategias en el control y manejo de nematodos fitoparasitarios*. CSIC - Centro de Ciencias Medioambientales. <http://hdl.handle.net/10261/128310>
- Ávila, Y. y Bulla, K. (2020). *Prevalencia de parásitos intestinales y factores de riesgo en niños de 5-10 años en un colegio público de Valledupar - Cesar durante el periodo B 2019*. [Tesis de licenciatura, Universidad de Santander]. <https://repositorio.udes.edu.co/handle/001/5893>

- Betancourt, W. y Querales, L. (2008). Parásitos protozoarios entéricos en ambientes acuáticos: Métodos de concentración y detección. *Interciencia*, 33(6), 418-423. http://ve.scielo.org/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0378-18442008000600006&lng=es&tlng=es.
- Boinski, S. y Siwt, L. (1997). Uncertain conservation status of squirrel monkeys in Costa Rica, *Saimiri oerstedii oerstedii* and *Saimiri oerstedii citrinellus*. *Folia Primatologica*, 68(3-5), 181–193. <https://doi.org/10.1159/000157245>
- Boinski, S., Cropp, S., Henry, M., Selvaggi, L., Quatrone, R., y Sughrue, K. (2002). An expanded test of the ecological model of primate social evolution: competitive regimes and female bonding in three species of squirrel monkeys (*Saimiri oerstedii*, *S. boliviensis* and *S. sciureus*). *Behaviour*, 139(2), 227–261. [10.1163/156853902760102663](https://doi.org/10.1163/156853902760102663)
- Bond, A., y Huffman, D. (2023). Nematode eggshells: A new anatomical and terminological framework, with a critical review of relevant literature and suggested guidelines for the interpretation and reporting of eggshell imagery. *Parasite*, 30(6), 53. <https://doi.org/10.1051/parasite/2023007>
- Botero, J., Agudelo, S. y Gómez, D. (2004). Evaluación del cisticerco longicollis de *Taenia crassiceps* como fuente de antígeno para el diagnóstico de la neurocisticercosis. *Medicina*, 26(2), 115-117. <https://revistamedicina.net/index.php/Medicina/article/view/65-7>
- Bourque, M. (2016). Mono Ardilla (*Saimiri oerstedii*) [Fotografía]. iNaturalist. Recuperado el 20 de febrero de 2025 de <https://panama.inaturalist.org/photos/242462737>
- Broadland, H. (2024). *Colombian white-throated capuchin Cebus capucinus*. New England Primate Conservancy. Recuperado el 12 de marzo de 2025 de <https://neprimateconservancy.org/colombian-white-throated-capuchin/>
- Brooklynne, M. (2024). *Geoffroy's tamarin Saguinus geoffroyi*. New England Primate Conservancy. Recuperado el 13 de marzo de 2025 de <https://neprimateconservancy.org/geoffroys-tamarin/>

- Cabré, B. (2024). *Actualización del tratamiento de Giardiasis*. [Trabajo de licenciatura, Universidad Miguel Hernández]. <https://hdl.handle.net/11000/32636>
- Carmilema, J. y Quintanilla, A. (2021). *Prevalencia del Dipylidium caninum y su relación con los cambios hematológicos en perros de zonas urbanas del cantón Cuenca*. [Tesis de licenciatura, Universidad de Cuenca]. <http://dspace.ucuenca.edu.ec/handle/123456789/36440>
- Carrasco, F., Tantaleán, M., Gibson, K., y Williams, M. (2008). Prevalencia de helmintos intestinales de una población de monos maquisapas silvestres *Ateles belzebuth* chamek en el Parque Nacional de Manu, Perú. *Neotropical Helminthology*, 2(1), 19–26. <https://doi.org/10.24039/rnh2008211130>
- Carvajal, K. E. (2023). *Estimación de la densidad poblacional y estructura grupal del mono tití panameño (Saguinus geoffroyi) en la Reserva Natural Cerro Ancón, Ancón, Provincia de Panamá, Panamá*. [Tesis de licenciatura, Universidad de Panamá]. <https://up-rid.up.ac.pa/8019/>
- Casado, A. (2021). *Adaptaciones anatómicas de la muñeca a las diferentes formas de locomoción en el orden de los Primates* [Tesis de doctorado, Universidad de Barcelona]. <https://observatorio-cientifico.ua.es/documentos/6525925d9e961d4eea497341>
- Castellanos, J., Galvis, J., Merchán, N., Manjarres, E. y Rojas, A. (2020a). Assesment of two sludge stabilization methods in a wastewater treatment plant in Sotaquirá, Colombia, *Universitas Scientiarum*, 25(1): 17-36. <https://doi.org/10.11144/Javeriana.SC25-1.aots>
- Castellanos, J., Pérez, R., Grande, J., Lucas, R., y Gálvez, A. (2020b). Analysis of the bacterial diversity of Paipa cheese (a traditional raw cow's milk cheese from Colombia) by high-throughput sequencing. *Microorganisms*, 8(2), 218. <https://doi.org/10.3390/microorganisms8020218>
- Castillo, M. y Gómez, R. (2016). Efecto de la esterilización del suelo con vapor de agua sobre semillas de malezas. *Agronomía Mesoamericana*, 27(2), 409-413. <https://www.redalyc.org/articulo.oa?id=43745945018>

- Castrillón, J. y Orozco, L. (2013). *Acanthamoeba* spp. como parásitos patógenos y oportunistas. *Revista chilena de infectología*, 30(2), 147-155. <https://dx.doi.org/10.4067/S0716-10182013000200005>
- Castro, G. (2019). Eficacia de los antihelmínticos para las parasitosis frecuentes. *Evidencia*, 22(3). <https://doi.org/10.51987/evidencia.v22i3.4231>
- Centers for Disease Control and Prevention. (5 de agosto de 2019). *Enterobiasis*. Recuperado el 11 de febrero de 2025 de <https://www.cdc.gov/dpdx/enterobiasis/index.html>
- Cepeda, J., Link, A. y Mantilla, H. (2018). Incertidumbre taxonómica de un primate neotropical: el caso de *Ateles fusciceps rufiventris* Sclater, 1871 (Primates: Atelidae). *Mastozoología neotropical*, 25(2), 455-460. https://www.scielo.org.ar/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0327-93832018000200016&lng=es&tlng=es
- Chaves, W. y Caro A. (2024). Estrongiloidiasis ¿la enfermedad tropical más desatendida? *Revista Repertorio de Medicina y Cirugía*, 33(2), 191-195. <https://doi.org/10.31260/RepertMedCir.01217372.1211>
- Chen, Y. (2021). *Prevalencia de Dipylidium caninum en caninos domésticos (Canis lupus familiaris) en la parroquia de Uyumbicho cantón Mejía*. [Tesis de licenciatura, Universidad Técnica de Cotopaxi]. <https://repositorio.utc.edu.ec/items/aafd9628-81f4-462b-90f2-185e5a99dfc0>
- Chinchilla, M., Bernardo, U., Idalia, V. y Vanegas, J. (2010a). Parasitosis intestinal en monos capuchinos cariblancos *Cebus capucinus* (Primates: Cebidae) de un área protegida en la provincia de Limón, noreste de Costa Rica. *Revista de Biología Tropical*, 58(4), 1335-1346. http://www.scielo.sa.cr/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0034-77442010000400024&lng=en&tlng=es
- Chinchilla, M., Valerio, I., Guerrero, O. M., Sánchez, R., y Gutiérrez, G. (2010b). Parasitismo intestinal en monos tití o ardilla *Saimiri oerstedii* (Primates: Cebidae) de Costa

- Rica. *Revista Ibero-latinoamericana de parasitología*, 69(1), 106-111. <https://dialnet.unirioja.es/servlet/articulo?codigo=3425139>
- Corripio, I., Gutiérrez, M. y Gárate, T. (2009). Diagnóstico de las parasitosis intestinales mediante detección de coproantígenos. *Enfermedades Infecciosas y Microbiología Clínica*, 28(1), 33-39. [10.1016/S0213-005X\(10\)70006-9](https://doi.org/10.1016/S0213-005X(10)70006-9)
- Costas, M. y Magistrello, P. (2023). Amebozoa: Amebas entéricas humanas en N. Radman, M. Gamboa, F. Mastrantonio (Eds.), *Parasitología comparada modelos parasitarios* (pp. 193-204). Editorial de la Universidad Nacional de La Plata (EDULP). <https://sedici.unlp.edu.ar/handle/10915/148720>
- Cotes, A. (2018). *El concepto de control biológico y sus premisas fundamentales*. Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria. <http://hdl.handle.net/20.500.12324/34057>
- Díaz, G. y Jara, C. (2018). Actividad antihelmíntica del extracto de *Peumus boldus* comparada con la piperazina citrato sobre el huevo y larva de *Ascaris suum*. *Revista de Investigación Científica*, 38(1), 54-61. <https://dialnet.unirioja.es/servlet/articulo?codigo=8143228>
- Dixon, J. (2015). *Mono Tití (Saguinus geoffroyi)* [Fotografía]. iNaturalist. Recuperado el 20 de febrero de 2025 de <https://panama.inaturalist.org/photos/102437266>
- Eastlake, J. (2018). *Mono Capuchino (Cebus capucinus)* [Fotografía]. iNaturalist. Recuperado el 20 de febrero de 2025 de <https://panama.inaturalist.org/photos/23585984>
- Enlace Hispano Americano de Salud. (2012). Procesamiento de muestras para diagnóstico de parásitos intestinales. <http://www.telemicroscopia.ehas.org/assets/diagnostico-parasitos-intestinales.pdf>
- Escobar, S., Sánchez, L., Nájera, H., Gutiérrez, J. y Neftalí, M. (2014). Destrucción de huevos de helminto Mediante procesos no convencionales. *Ciencia y Desarrollo*, 40, 60-66. <https://www.researchgate.net/publication/265049805> Destrucción de huevos de helminto Mediante procesos no convencionales

- Ferreira, I., Santos, I., Ferreira, M., Costa, R. y Alvares, V. (2024). Evaluation of heating and liming treatments in sand samples artificially contaminated with *Ancylostoma* spp. eggs. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária*, 33(2). <https://www.scielo.br/j/rbpv/a/FTGmPNCDxmz5CyvcnzZSd4F/?lang=en>
- Figueroa, M., Mora, L. y Silva, H. (2017). Comparación de seis métodos coproscópicos para el diagnóstico del cromista *Blastocystis* spp. *Saber*, 29, 66-75. <http://saber.udo.edu.ve/index.php/saber/article/view/2578/1531>
- Frías, E., Montañez, D., De la Cruz, A. y Goti, I. (2024). Parásitos intestinales en monos aulladores (*Alouatta coibensis trabeata*) de la reserva forestal El Montuoso, Las Minas, provincia de Herrera. *Revista Científica Especializada En Educación Y Ambiente*, 3(1), 22–37. <https://doi.org/10.48204/rea.v3n1.5101>
- Garay, D. y Castañeda, L. (2024). *Estudio fitoquímico biodirigido de la actividad antihelmíntica de extractos vegetales de hojas de Guazuma ulmifolia sobre huevos de parásitos de la subfamilia Cyathostominae en equinos*. [Tesis de licenciatura, Universidad de Ciencias Aplicadas y Ambientales]. <https://repository.udca.edu.co/handle/11158/5802>
- Garber, P. (1980). Locomotor behavior and feeding ecology of the panamanian tamarin (*Saguinus oedipus geoffroyi*, callitrichidae, primates). *International Journal of Primatology*, 1(2), 185-201. <https://doi.org/10.1007/BF02735597>
- García, M. (2024). *Detección de resistencia a la ivermectina en nematodos parásitos de ovinos en el estado de Puebla*. [Tesis de licenciatura, Instituto Tecnológico de la Cuenca del Papaloapan]. <https://rinacional.tecnm.mx/jspui/handle/TecNM/7258>
- García, N. y Guaricela, D. (2023). *Conocimientos, actitudes y prácticas sobre métodos parasitológicos aplicados en el diagnóstico de enteroparásitos, de los profesionales que laboran en centros públicos y privados de la ciudad de Cuenca, 2021*. [Tesis de licenciatura, Universidad de Cuenca]. <http://dspace.ucuenca.edu.ec/handle/123456789/40962>

- Gelaye, W., Williams, N., Kepha, S., Messa, A., Fleitas, P., Marti, H., Dامتie, D., Menkir, S., Krolewiecki, A. J., van Lieshout, L., Enbiale, W., y Consorcio del proyecto Stopping Transmission of Intestinal Parasites (2021). Evaluación del rendimiento de las técnicas de Baermann: La búsqueda para desarrollar un estándar de referencia de microscopía para el diagnóstico de *Strongyloides stercoralis*. *Enfermedades tropicales desatendidas PLoS*, 15(2). <https://doi.org/10.1371/journal.pntd.0009076>
- German, D. (2023). *Mono araña de cabeza negra (Ateles fusciceps)* [Fotografía]. iNaturalist. Recuperado el 20 de febrero de 2025 de <https://panama.inaturalist.org/photos/263274474>
- Gil, A. y Chico, J. (2017). Efecto del extracto de *Tagetes patula* sobre la nodulación radicular de *Cucurbita maxima* L. ocasionado por *Meloidogyne* sp. *Sagasteguiana*, 1(2), 41-50. <https://revistas.unitru.edu.pe/index.php/REVSAGAS/article/view/2937>
- Gómez, J., y Hernández, A. (2023). *Control fisicoquímico y biológico de enteroparásitos en suelos de las jaulas de los monos del Parque Municipal Summit*. [Tesis de licenciatura, Universidad de Panamá]. <https://up-rid.up.ac.pa/7973/>
- González, E. (2014). *Evaluación in vitro de hongos nematofagos sobre larvas L3 de nematodos gastrointestinales de bovinos*. [Tesis de maestría, Pontificia Universidad Javeriana]. <http://hdl.handle.net/10554/9802>
- Google. (2024). *Vista satelital del Parque Nacional Summit, Panamá* [Imagen de satélite]. Google Earth. Recuperado el 18 de agosto de 2024 de <https://earth.google.com>
- Guerra, S. (2019). *Efectos vasculares del levamisol y su interacción con la cocaína*. [Tesis de doctorado, Universidad de Valencia]. <https://dialnet.unirioja.es/servlet/tesis?codigo=255758>
- Gutiérrez, K., Carvajal, K., Mendieta, J., y Méndez, P. (2025). Estado poblacional del mono tití panameño (*saguinus geoffroyi*) en la reserva natural Cerro Ancón, Panamá. *Tecnociencia*, 27(1), 26–38. <https://doi.org/10.48204/j.tecno.v27n1.a6634>

- Henríquez, E., Ríos, N., Sousa, R., y Sandoval, N. (2016). Efecto nemático de los hongos *Verticillium dahliae* y *Fusarium proliferatum* sobre huevos de *Ascaridia galli* (Nematoda: Ascaridida). *Tecnociencia*, 18(1), 87-99. <https://up-rid.up.ac.pa/122/>
- Hrckova, G., Velebny, S. (2013). *Pharmacological Potential of selected natural compounds in the control of parasitic diseases*. Springer. https://doi.org/10.1007/978-3-7091-1325-7_2
- Huaytalla, R. (2024). *Efecto del levamisol 15% y el closantel 5% frente a nematodos gastrointestinales en ovinos criollos en época seca del anexo de Matará, distrito de Acocro-Ayacucho 2019*. [Tesis de licenciatura, Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga]. <https://repositorio.unsch.edu.pe/handle/20.500.14612/6820>
- iNaturalist. (9 de abril de 2017). *Parque Municipal Summit*. iNaturalist. Recuperado el 25 de octubre de 2024 de <https://panama.inaturalist.org/places/120035>
- Instituto Nacional de Salud. (2022). Evaluación de riesgos: *Giardia* spp. y *Cryptosporidium* spp. en agua para consumo humano en Colombia. <https://www.ins.gov.co/BibliotecaDigital/evaluacion-de-riesgos-giardia-spp-y-cryptosporidium-spp-en-agua-para-consumo-humano.pdf>
- Instituto Nacional de Seguridad y Salud en el Trabajo. (28 de febrero de 2014.). *Ancylostoma* spp. Recuperado el 25 de febrero de 2025 de <https://www.insst.es/agentes-biologicos-basebio/parasitos/ancylostoma-spp>.
- Ínsua, C., Burón, J. y Montero, E. (2019). Trastornos inmunitarios en dos pacientes pediátricos con toxocariasis. *Revista Habanera de Ciencias Médicas*, 18(4), 634-639. http://scielo.sld.cu/scielo.php?pid=S1729-519X2019000400634&script=sci_arttext
- Jiménez, E. (2009). *Métodos de control de plagas* [Tesis de licenciatura, Universidad Nacional Agraria]. Repositorio Institucional – Universidad Nacional Agraria. <https://repositorio.una.edu.ni/id/eprint/2457>
- Johnson, C. (2009). Parasites of captive nonhuman primates. *ResearchGate*, 4, 67-68. https://www.researchgate.net/publication/296892830_Common_parasites_of_primates

- Johnson, E. y Catley, K. (2005). *La vida en la hojarasca*. American Museum of Natural History. <https://www.amnh.org/content/download/35189/518929/file/la-vida-en-la-hojarasca.pdf>
- Juárez, M. y Rajala, V. (2013). Parasitosis intestinales en Argentina: principales agentes causales encontrados en la población y en el ambiente. *Revista Argentina de Microbiología*, 45(3), 191-204. https://www.scielo.org.ar/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0325-75412013000300011&lng=es&tlng=
- Krenger, R., Burri, J., Lehnert, T., Nelson, B. y Gijis, M. (2020). Force microscopy of the *Caenorhabditis elegans* embryonic eggshell. *Microsystems & Nanoengineering*, 6(29) <https://doi.org/10.1038/s41378-020-0137-3>
- Lavergne, A., Ruiz, M., Lacoste, V. y de Thoisy, B. (2010). Taxonomía y filogenia de micos ardilla (género *Saimiri*) a partir de un análisis del gen del citocromo b en V. Pereira, P. Stevenson, M. Bueno y F. Nassar (Eds.) *Primatología en Colombia: avances al principio del milenio* (1 ed., pp. 127-143). Fundación Universitaria San Martín. <https://hal.science/pasteur-02490801/>
- Long, J. (2009). *Cebus capucinus*. Animal Diversity Web. Recuperado el 20 de febrero de 2025 de https://animaldiversity.org/accounts/Cebus_capucinus/
- López, L. (2009). *Tratamiento ácido y alcalino para la inactivación de huevos de helmintos presentes en lodos fisicoquímicos de origen agroindustrial* [Tesis de maestría, Universidad Veracruzana]. Repositorio Institucional – Universidad Veracruzana. <http://colaboracion.uv.mx/insting/Tesis/2009-Ambiental-LuisAntonioLopezEscobar.pdf>
- López, M., Osen, B., Gamboa, M., Burgos, L., Archelli, S., Rearte, R., y Radman, N. (2011). *El suelo como reservorio de parásitos de humanos y animales*. III Congreso Internacional de Cambio Climático y Desarrollo Sustentable. Facultad de Ciencias Veterinarias, La Plata, Argentina.

- López, N. (2019). *Efectividad in vitro de tiabendazol sobre Botrytis cinerea*. [Tesis de licenciatura, Universidad Autónoma Del Estado De México]. <http://hdl.handle.net/20.500.11799/99923>
- Mai, K., Sharman, P., Walker, R., Katrib, M., Souza, D., McConville, M., Wallach, M., Belli, S., Ferguson, D. y Smith, N. (2009). Oocyst wall formation and composition in coccidian parasites. *Memórias Do Instituto Oswaldo Cruz*, 104(2), 281–289. <https://doi.org/10.1590/S0074-02762009000200022>
- Mancilla, K. (2021). *Prevalencia de parásitos gastrointestinales en mamíferos del Zoológico Municipal de Fauna Sudamericana en el departamento de Santa Cruz, periodo 2020* [Tesis de licenciatura, Universidad Evangélica Boliviana]. <https://www.difucion.com/files/original/31c98926f446be19122fd275be6c78633486b737.pdf>
- Martín, M., Martín, M. y Pinto, G. (2013). Reactivo de Lugol: Historia de su descubrimiento y aplicaciones didácticas. *Educación química*, 24(1), 31-36. https://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0187-893X2013000100006
- Rodríguez, E. (13 de octubre de 2023). *Cómo son las instalaciones zoológicas de los animales*. CIM Formación. Recuperado el 25 de febrero de 2025 de <https://www.cimformacion.com/blog/veterinaria/como-son-las-instalaciones-zoologicas/>
- Marie, C. y Petri, W. (septiembre de 2022). *Infección por anquilostomas*. Manual MSD. Recuperado el 11 de febrero de 2025 de <https://www.msdmanuals.com/es/professional/enfermedades-infecciosas/nematodos-gusanos-redondos/infecci%C3%B3n-por-anquilostomas>
- Márquez, D., Patiño, R., Cubides, J., Acero, K., Díaz, D., y Gómez, Y. (2016). Capacidad predadora *in vitro* de hongos nematófagos nativos de Cundinamarca sobre nematodos gastrointestinales de bovinos. *Revista De Medicina Veterinaria*, 1(31), 47-55. <https://doi.org/10.19052/mv.3708>

- Mas-Coma, S., Bargues, M. y Valero, M. (2005). Fascioliasis and other plant-borne trematode zoonoses. *International Journal for Parasitology*, 35(11-12), 1255-1278. <https://doi.org/10.1016/j.ijpara.2005.07.010>
- Maya, C., Torner, F., Lucario, E., Hernández, E. y Jiménez, B. (2012). Viability of six species of larval and non-larval helminth eggs for different conditions of temperature, pH and dryness. *Water Research*, 46(15), 4770-4782. <https://doi.org/10.1016/j.watres.2012.06.014>
- Mederos, A., Salles, J., Berretta, J., Levratto, J., Zamit, W. y González, H. (2019). Métodos de control integrado de las parasitosis gastrointestinales: utilización de pasturas "seguras" como método de control de las parasitosis gastrointestinales en corderos de destete. *Instituto Nacional de Investigación Agropecuaria, Uruguay*. (145) <http://www.ainfo.inia.uy/digital/bitstream/item/11086/1/SAD-299p29-33.pdf>
- Mejía, M., Giraldo J., Becerra, O., Martínez, H., Menjura, J., Camelo, S., Perdomo, J., Murcia, E. y Manrique L. (13-17 de noviembre de 2023). Evaluación de parasitismo intestinal en animales silvestres bajo condiciones controladas en una reserva natural del departamento de Cundinamarca pre y post tratamiento [Presentación en congreso]. Congreso Internacional de Parasitología Neotropical, Ciudad del Carmen, Campeche, México.
- Méndez, E. (1970). Los principales mamíferos silvestres de Panamá. Edición Privada.
- Mercado, R., Jercic, M., y Ueta, M. (2001). Infecciones por *Strongyloides stercoralis* en Chile. *Boletín Chileno de Parasitología*, 56(3-4), 72-75. <https://dx.doi.org/10.4067/S0365-94022001000200007>
- Monge, J. (2022). *Análisis epidemiológico de geohelminthos de importancia clínica en Perú 2015-2018*. [Tesis de licenciatura, Universidad Nacional Mayor de San Marcos de Perú]. <https://hdl.handle.net/20.500.12672/18171>
- Montiel, M. y Reyes, A. (2009). *Identificación y cuantificación de nematodos asociados a dos cultivos de la familia Solanaceae y validación de alternativas agroecológicas para el manejo de nematodos fitopatógenos en tomate ciclo agrícola 2008-2009*. [Tesis de

licenciatura, Universidad Nacional Autónoma de Nicaragua - León].
<http://riul.unanleon.edu.ni:8080/jspui/bitstream/123456789/874/1/214011.pdf>

Moudgil, A. y Singla, L. (2018). Molecular confirmation and anthelmintic efficacy assessment against natural trichurid infections in zoo-housed non-human primates. *Medical Primatology*, 47(6), 388-392. <https://doi.org/10.1111/jmp.12358>

Municipio de Panamá. (5 de febrero de 2024a). *La Guía del Parque Summit, el libro que reúne un siglo de biodiversidad*. Alcaldía de Panamá. Recuperado el 14 de enero de 2025 de <https://mupa.gob.pa/la-guia-del-parque-summit-el-libro-que-reune-un-siglo-de-biodiversidad/>

Municipio de Panamá. (9 de mayo de 2024b). *Vivero del Parque Municipal Summit, un semillero de especies al alcance de todos*. Alcaldía de Panamá. Recuperado el 14 de enero de 2025 de <https://mupa.gob.pa/vivero-del-parque-municipal-summit-un-semillero-de-especies-al-alcance-de-todos/>

Naidoo, D., Archer, C., Septien, S., Appleton, C. y Buckley, C. (2020). Inactivation of *Ascaris* for thermal treatment and drying applications in faecal sludge. *Journal of Water, Sanitation and Hygiene for Development*, 10(2), 209–218. <https://doi.org/10.2166/washdev.2020.119>

Noor, H. (1995). Depredación natural: una alternativa viable para el control de las plagas vertebradas en Malasia. *Palmas*, 16(2), 39–48. <https://publicaciones.fedepalma.org/index.php/palmas/article/view/471>

Omonte, L. (2018). *Parasitosis intestinal por protozoarios*. [Tesis de licenciatura, Universidad Privada Abierta Latinoamericana]. <https://biblioteca.upal.edu.bo/htdocs/TextosCompleto/EX05344-UPAL.pdf>

Osen, B., López, M. y Radman, N. (2008). Comparación de dos técnicas aplicadas a la recuperación de huevos de helmintos parásitos en muestras de tierra. *Revista de Enfermedades Infecciosas Emergentes*, 3(2), 37. <https://sedici.unlp.edu.ar/handle/10915/92056>

- Padilla, A. (2022). *Mucormicosis intestinal secundaria a enteritis bacteriana y parasitaria en un ejemplar juvenil de Alouatta seniculus (mono aullador rojo)*. [Tesis de licenciatura, Universidad de Pamplona]. <http://repositoriodspace.unipamplona.edu.co/jspui/handle/20.500.12744/867>
- Panayotova, M. (2013). Parasites in captive animals: a review of studies in some european zoos. *Der Zoologische Garten*, 82(1-2), 60-71. <https://doi.org/10.1016/j.zoolgart.2013.04.005>
- Parr, N., Fedigan, L. y Kutz, J. (2013). A coprological survey of parasites in white-faced capuchins (*Cebus capucinus*) from Sector Santa Rosa, ACG, Costa Rica. *Folia Primatologica*, 84(2), 102-114. <https://doi.org/10.1159/000348287>
- Peraza, W., Orozco, M. y Esquivel H. (2014). Evaluación in vitro de hongos nematófagos en zonas arroceras de Costa Rica contra el nematodo agallador *Meloidogyne javanica*. *Agronomía Costarricense*, 38(2), 19-32. https://www.scielo.sa.cr/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0377-94242014000200002&lng=en&tlng=es.
- Pérez, J., Carranza, C. y Mateos, F. (2009). Antiparasitarios. Revisión de los fármacos útiles en el tratamiento de parasitosis clásicas y emergentes. *Revista Española de Quimioterapia*, 22(2), 93-105. <https://dialnet.unirioja.es/servlet/articulo?codigo=3684024>
- Pintureau, B. (2020). Hiperparasitismo. En C. Basso y G. Grille (Eds.), *Relaciones entre organismos en los sistemas hospederos-parasitoides simbiotes* (pp. 147-153). Universidad de la República, Facultad de Agronomía. <https://hal.science/hal-00391474/>
- Pizarro, D. y Morales, S. (2019). *Identificación de parásitos gastrointestinales en caninos en dos centros veterinarios ubicados en Cali y Pereira*. [Tesis de licenciatura, Universidad Tecnológica de Pereira]. <https://hdl.handle.net/11059/12018>
- Reátegui, E., Elías, R., Cornejo, F., Quispe, M., y Tantaleán, M. (2020). Parásitos gastrointestinales en el mono choro cola amarilla (*Lagothrix flavicauda*) de vida silvestre en el distrito Corosha, Amazonas, Perú. *Revista De Investigaciones Veterinarias Del Perú*, 31(4), e19030. <https://doi.org/10.15381/rivep.v31i4.19030>

- Reid, F. (2009). *A field guide to the mammals of Central America & Southeast Mexico*. Oxford University Press, Inc.
- Rivera, E. (2025). *Filogeografía de uno de los primates más amenazados del mundo, el mono araña de cabeza café (Ateles fusciceps)*. [Tesis de maestría, Universidad de los Andes]. <https://hdl.handle.net/1992/75628>
- Rodríguez, C. (2019). *Métodos experimentales para inactivación de Anisakis en subproductos de pescado*. [Tesis de maestría, Universidad Miguel Hernández de Elche]. <https://hdl.handle.net/11000/6806>
- Rodríguez, M. (2024). *Un nuevo mapa de cuencas de Panamá*. Almanaque Azul. Recuperado el 14 de enero de 2025 de <https://www.almanaqueazul.org/un-nuevo-mapa-de-cuencas-de-panama/>
- Rodríguez, N. (2023). *Expresión de los comportamientos prosociales en primates: un estudio etológico en los Ateles fusciceps robustus*. [Tesis de licenciatura, Universidad Externado de Colombia]. 10.57998/bdigital/handle.001.575
- Romero, V. (2021). *Ateles fusciceps mono araña de cabeza marrón*. Mamíferos del Ecuador. Recuperado el 17 de febrero de 2025 de <https://bioweb.bio/faunaweb/mammaliaweb/FichaEspecie/Ateles%20fusciceps>
- Rondón, S. (2015). *Identificación de parásitos gastrointestinales en primates Cebus albifrons, Ateles hybridus y Alouatta seniculus, en un bosque fragmentado en San Juan del Carare, Colombia*. [Tesis de licenciatura, Universidad de los Andes]. Repositorio Institucional Séneca. <http://hdl.handle.net/1992/17785>
- Samuelson, J., Bushkin, G., Chatterjee, A. y Robbins, P. (2013). Strategies to discover the structural components of cyst and oocyst walls. *Eukaryotic cell*, 12(12), 1578–1587. <https://doi.org/10.1128/ec.00213-13>
- Sánchez, M., Martín, S., Carrillo, G., Erazo, M. y Cueva, N. (2022). Determinación de parásitos gastrointestinales en primates no humanos en medios de conservación y manejo ex situ en la Amazonía Ecuatoriana. *Revista Recursos Naturales Producción y Sostenibilidad*,

I(1), 1-18. <https://www.investigacionsalud.gob.ec/webs/episig/wp-content/uploads/2022/09/400-1508-1-PB.pdf>

Scott, M. (2008). *Ascaris lumbricoides*: Una revisión de su epidemiología y su relación con otras infecciones. *Annales Nestlé (Ed. Española)*, 66(1), 7–22. <https://doi.org/10.1159/000151269>

Senecal, J., Nordin, A. y Vinnerås, B. (2020). Fate of *Ascaris* at various pH, temperature and moisture levels. *Water Health*, 18(3), 375–382. <https://doi.org/10.2166/wh.2020.264>

Semacaritt, K., Gutiérrez, K. y Otero, Y. (2022). *Catálogo de especies de fauna y flora protegidas más traficadas de Panamá*. El PAcCTO. <https://elpaccto.eu/wp-content/uploads/2022/02/Catalogo-de-especies-de-fauna-y-flora-protegidas-mas-traficadas-en-Panama.pdf-LR-4.pdf>

Sepúlveda, R. (2003). *Efecto de la incorporación de material vegetal sobre la población de Xiphinema index en estacas enraizadas de vid (Vitis vinifera var. thompson seedless) en bolsas*. [Tesis de licenciatura, Universidad de Chile]. <https://repositorio.uchile.cl/handle/2250/101722>

Sierra, Y., Vence, N., Herrera, P., Cañate, A., y Vanegas, J. (2020). Parásitos gastrointestinales en mamíferos silvestres cautivos en el Centro de Fauna de San Emigdio, Palmira (Colombia). *Revista de la Facultad de Medicina Veterinaria y de Zootecnia*, 67(3), 230-238. <https://doi.org/10.15446/rfmvz.v67n3.93930>

Sievers, G. y Alocilla, A. (2007). Determinación de resistencia antihelmíntica frente a ivermectina de nematodos del bovino en dos predios del sur de Chile. *Archivos de medicina veterinaria*, 39(1), 67-69. <https://dx.doi.org/10.4067/S0301-732X2007000100010>

Sistema de Información sobre Biodiversidad de Colombia (SIB). (s.f.). *Saguinus geoffroyi*. Catálogo de la Biodiversidad. Recuperado el 27 de marzo de 2025 de <https://catalogo.biodiversidad.co/file/56cbc831207ecea54a561e03>

- Skinner, C. y Vitantonio, M. (1985). Regional (North American) studbook for the Geoffroy's tamarin, *Saguinus geoffroyi*. *Zoo Biology*, 4(3), 253–268. <https://doi.org/10.1002/zoo.1430040306>
- Soares, F., Benitez, A., Santos, B., Nery, S., Rosa, S., Nagata, W., Inácio, S., Nagase, C., Saraiva, K., Falcão, A., y Ferreira, J. (2020). A historical review of the techniques of recovery of parasites for their detection in human stools. *Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical*, 53. <https://doi.org/10.1590/0037-8682-0535-2019>
- Solano, D., y Wong, G. (2009). Hábitat y población de mono tití (Cebidae: *Saimiri oerstedii*) en la península de Osa, Costa Rica. *Revista De Ciencias Ambientales*, 38(1), 33-46. <https://doi.org/10.15359/rca.38-2.6>
- Stella, M., Selakovic, S., Antonioni, A., y Andreazzi, C. (2018). Ecological multiplex interactions determine the role of species for parasite spread amplification. *eLife*, 7, 1-36. <https://doi.org/10.7554/eLife.32814>
- Stott, R. (2003). Fate and behaviour of parasites in wastewater treatment systems. *Handbook of Water and Wastewater Microbiology*, 491–521. <https://doi.org/10.1016/B978-012470100-7/50032-7>
- Tirira, D. (2007). Estado actual del mono araña de cabeza café (*Ateles fusciceps*) (Primates: Cebidae) en el Ecuador. *Lyonia a Journal of Ecology and Application*, 13(2). 17-24. <https://lyonia.org/downloadPDF-2.244.pdf?pdfID=2.244>.
- Tirira, D., de la Torre S. y Zapata G. (2018). *Estado de conservación de los primates del Ecuador*. Fundación para el Estudio y Conservación de los Mamíferos del Ecuador. <https://isbn.cloud/9789942858429/conservacion-de-los-primates-del-ecuador/>
- Torres, R., Jesus, A., Loaiza, J. y Mayor, P. (2022). Dietas de primates no humanos del norte amazónico peruano. *Revista de Investigaciones Veterinarias del Perú*, 33(1). <https://doi.org/10.15381/rivep.v33i1.22159>

- Turani, O. (2020). *Receptores Cys-loop de Caenorhabditis elegans: búsqueda de nuevos fármacos*. [Tesis de doctorado, Universidad Nacional del Sur]. <http://repositoriodigital.uns.edu.ar/handle/123456789/5577>
- Vonfeld, I., Prenant, T., Polack, B., Guillot, J. y Quintard, B. (2022). Gastrointestinal parasites in non-human primates in zoological institutions in France. *Parasite*, 29, 43-55. <https://doi.org/10.1051/parasite/2022040>
- Young, K., Garza, V., Snowden, K., Dobson, R., Powell, D., y Craig, T. (1999). Parasite diversity and anthelmintic resistance in two herds of horses. *Veterinary Parasitology*, 85(2-3), 205–214. [https://doi.org/10.1016/s0304-4017\(99\)00100-4](https://doi.org/10.1016/s0304-4017(99)00100-4)
- Zanzani, S., Gazzonis, A., Epis, S. y Manfredi, M. (2016). Study of the gastrointestinal parasitic fauna of captive non-human primates (*Macaca fascicularis*). *Parasitology Research*, 115, 307–312. <https://doi.org/10.1007/s00436-015-4748-9>
- Zapata, J., Ortega, S., Silva, Y., Castillo, L., Ortega, L., Cardona, A. y Peña, J. (2021). Frecuencia de enteroparásitos en primates Cebidae y Callitrichidae del Zoológico de Cali, Colombia: implicaciones zoonóticas. *Biomédica*, 41(1), 60-81. <https://doi.org/10.7705/biomedica.5403>
- Zapata, R., Polanco, D., Alzate, S., Osorno, D., Martínez, I., Bedoya, P., Gutiérrez, L. y Ríos, L. (2012). Evaluación de las coloraciones Papanicolaou y tricrómica en la tinción de protozoos ciliados ruminales. *Hechos Microbiológicos*, 2(1), 29–39. <https://doi.org/10.17533/udea.hm.10876>
- Zulfiqar, H., Mathew, G., y Horrall, S. (2025). *Amebiasis*. StatPearls. <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/30137820/>

XI. ANEXOS

Cuadro 6. Evolución de la diversidad parasitaria en heces del Mono Tití en la jaula 1 posterior a la desparasitación.

Mono Tití J1	Antes de desparasitar	2 días después de desparasitar	5 días después de desparasitar	16 días después de desparasitar	32 días después de desparasitar
<i>Ascaris</i> spp.	0	3	0	0	0
Larva de uncinaria	0	4	0	0	0
Total de individuos	0	7	0	0	0

Cuadro 7. Evolución de la diversidad parasitaria en heces del Mono Tití jaula 2 posterior a la desparasitación.

Mono Tití J2	Antes de desparasitar	2 días después de desparasitar	5 días después de desparasitar	16 días después de desparasitar	32 días después de desparasitar
<i>Ascaris</i> spp.	0	0	1	0	0
Uncinaria	0	1 (inviabile)	0	0	0
<i>Dipylidium</i> spp.	0	6	0	0	0
Larva de vida libre	2	0	1	0	0
Total de individuos	2	7	2	0	0

Cuadro 8. Evolución de la diversidad parasitaria en heces del Mono Araña posterior a la desparasitación.

Mono Araña	Antes de desparasitar	2 días después de desparasitar	5 días después de desparasitar	16 días después de desparasitar	Sin colecta
<i>Entamoeba histolytica</i>	6	0	1	35	0
<i>Eimeria</i> spp.	1	0	0	0	0
<i>Balantidium</i> spp.	1	0	3	0	0
<i>Strongyloides</i> spp.	32	20	0	2	0
Acanthocephala	1	0	0	0	0
<i>Isospora</i> spp.	1	0	0	0	0
<i>Cruzia</i> spp.	5	0	0	0	0
Coccidio	1	0	0	0	0
Uncinaria	0	1	1	1	0
<i>Enterobius</i> spp.	14	173	14	48	0
Larva filariforme	4	18	0	1	0
Larva rhabditiforme	0	0	0	2	0
<i>Iodamoeba</i> sp.	0	0	0	1	0
Total de individuos	66	212	19	90	0

Cuadro 9. Cantidad de parásitos en heces de Mono Cariblanco antes de la desparasitación.

Mono Cariblanco	Antes de desparasitar
<i>Ascaris</i> spp.	1
Uncinaria	1
<i>Strongyloides</i> spp.	2
Coccidio	1
<i>Enterobius</i> spp.	2
Larvas de Ancylostomatidae/ <i>Strongyloides</i> spp.	591
<i>Syphacia</i> spp.	1
Total de parásitos	599

Cuadro 10. Evolución de la cantidad de parásitos en el suelo de la jaula control del Mono Tití J1.

Mono Tití J1	Antes de aplicar tratamiento*	0 días después del tratamiento	3 días después del tratamiento	2 semanas después del tratamiento	4 semanas después del tratamiento
<i>Ascaris</i> spp.	1 (inviabile)	3 (inviabiles)	3	3	0
Larva de uncinaria	1	0	0	0	0
Larva de <i>Strongyloides</i> spp.	0	0	1	0	0
<i>Toxocara</i> spp.	1	3 (inviabiles)	0	1 (inviabile)	0
Larva de vida libre	0	0	0	1	0
Total de individuos	3	6	4	5	0

Nota. Los valores entre paréntesis indican parásitos inviables; los valores sin paréntesis, parásitos viables. *Tratamiento se mantiene en el encabezado por uniformidad, aunque este grupo es control y no recibió tratamiento.

Cuadro 11. Evolución de la cantidad de parásitos en el suelo de la jaula del Mono Tití J2 antes y después del tratamiento con Cal.

Mono Titi J2	Antes de aplicar tratamiento	0 días después de tratamiento	3 días después de tratamiento	2 semanas después de tratamiento	4 semanas después de tratamiento
<i>Ascaris</i> spp.	3 (1 inviable)	2 (inviabiles)	5 (3 inviables)	1 (inviabile)	9 (5 inviable)
Uncinaria	0	0	1 (inviabile)	0	0
<i>Strongyloides</i> spp.	4	0	0	0	0
<i>Toxocara</i> spp.	3 (inviabiles)	3 (inviabiles)	2 (inviabiles)	0	1 (inviabile)
Fasciolidae	1 (inviabile)	0	1 (inviabile)	1 (inviabile)	1 (inviabile)
Coccidio	2	0	0	0	0
<i>Enterobius</i> spp.	1	0	0	0	0
Larva de vida libre	4	0	0	1	0
<i>Balantidium</i> spp.	1	0	0	0	0
Total de individuos	19	5	9	3	11

Nota. Los valores entre paréntesis indican la cantidad de parásitos inviables, mientras que los valores sin paréntesis corresponden a parásitos viables.

Cuadro 12. Evolución de la cantidad de parásitos en el suelo de la jaula del Mono Ardilla antes y después del tratamiento con calor húmedo.

Mono Ardilla	Antes de aplicar tratamiento	0 días después del tratamiento	3 días después del tratamiento	2 semanas después de tratamiento	4 semanas después del tratamiento
<i>Entamoeba</i> spp.	2	0	0	0	0
<i>Ascaris</i> spp.	4	1	3 (inviabiles)	2	1 (inviabiles)
Huevo de uncinaria	2 (inviabiles)	0	0	0	0
Larva de <i>Strongyloides</i> spp.	2	0	0	0	0
<i>Toxocara</i> spp.	0	1 (inviabiles)	0	4 (inviabiles)	3 (inviabiles)
Fasciolidae	3 (1 inviable)	3 (inviabiles)	0	0	0
Coccidio	2 (maduro e inmaduro)	0	0	0	0
<i>Enterobius</i> spp.	1	0	0	0	0
<i>Larva de vida libre</i>	3	0	1	2	0
Total de individuos	19	5	4	8	4

Nota. Los valores entre paréntesis indican la cantidad de parásitos inviables, mientras que los valores sin paréntesis corresponden a parásitos viables. En el caso de los coccidios, se indica su estado de maduración, es decir, maduro e inmaduro.

Cuadro 13. Evolución de la cantidad de parásitos en el suelo de la jaula del Mono Araña antes y después del tratamiento con radiación solar.

Mono Araña	Antes de aplicar tratamiento	0 días después de tratamiento	3 días después de tratamiento	2 semanas después de tratamiento
<i>Ascaris</i> spp.	3 (inviabiles)	5 (4 inviables)	13 (11 inviables)	5 (3 inviables)
Uncinaria	0	0	1 (inviabiles)	0
<i>Hymenolepis diminuta</i>	1 (inviabiles)	0	0	0
<i>Toxocara</i> spp.	3 (inviabiles)	3 (inviabiles)	1 (inviabiles)	1 (inviabiles)
Fasciolidae	1	0	2 (inviabiles)	3 (inviabiles)
<i>Enterobius</i> spp.	1	0	0	0
<i>Larva de vida libre</i>	3	0	0	0
<i>Trichuris</i> spp.	1 (inviabiles)	0	0	0
Total de individuos	13	8	17	9

Nota. Los valores entre paréntesis indican la cantidad de parásitos inviables, mientras que los valores sin paréntesis corresponden a parásitos viables.

Cuadro 14. Prevalencia de parásitos en el suelo del Mono Cariblanco antes de la desparasitación.

Mono Cariblanco	Antes de desparasitar
<i>Entamoeba</i> spp.	1
<i>Ascaris</i> spp.	3
<i>Taenia</i> spp.	3
<i>Toxocara</i> spp.	1 (inviabile)
Larvas Ancylostomatidae/ <i>Strongyloides</i> spp.	28
<i>Spirocerca</i> spp.	1
Total de individuos	37

Figura 7. Colecta de muestra de suelo en la jaula de Mono Araña antes de ser expuesto al tratamiento.



Figura 8. Aplicación de tratamiento físico (calor húmedo) en suelo de jaula de Mono Ardilla.



Figura 9. Colecta de muestra de suelo en la jaula de Mono Araña luego de ser expuesto a la radiación solar (tratamiento físico).



Figura 10. Procesamiento de muestras de suelo en el LIPAAM.



Figura 11. Preparación de muestras de heces.

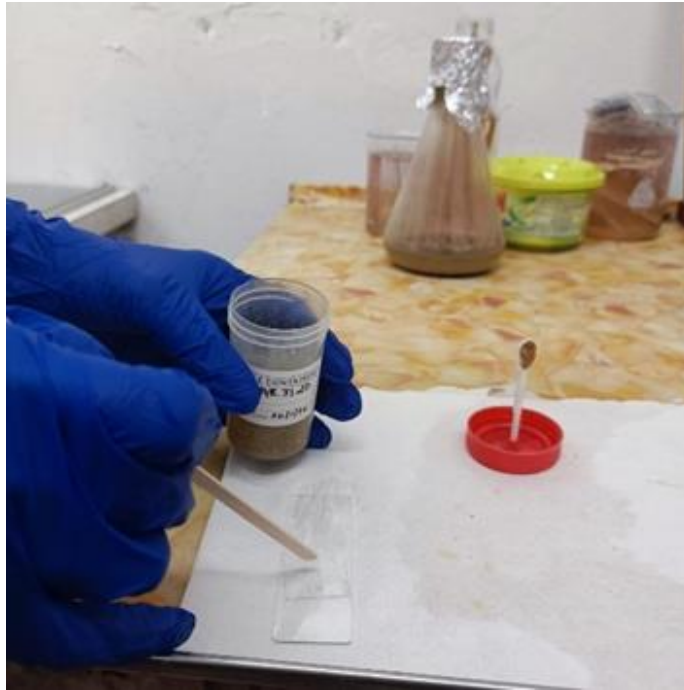


Figura 12. Identificación de parásitos en muestra de suelo y heces.



Figura 13. Larva de Ancylostomatidae.



Figura 14. Huevo de Ancylostomatidae viable.

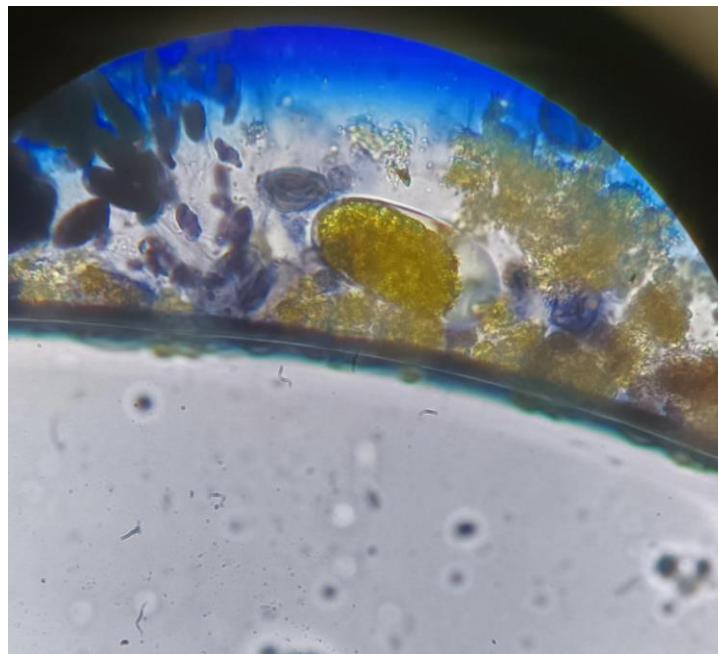


Figura 15. Huevo de *Toxocara* spp. viable.

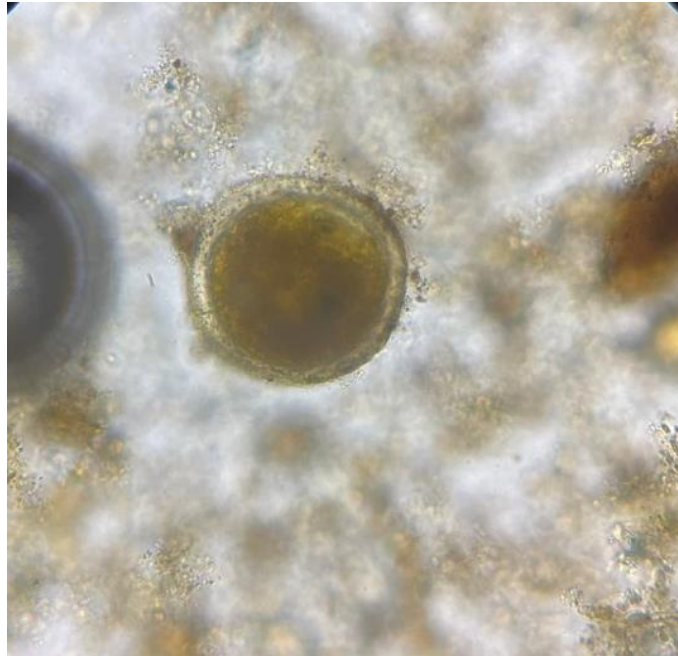


Figura 16. Huevo de *Toxocara* spp. inviable.

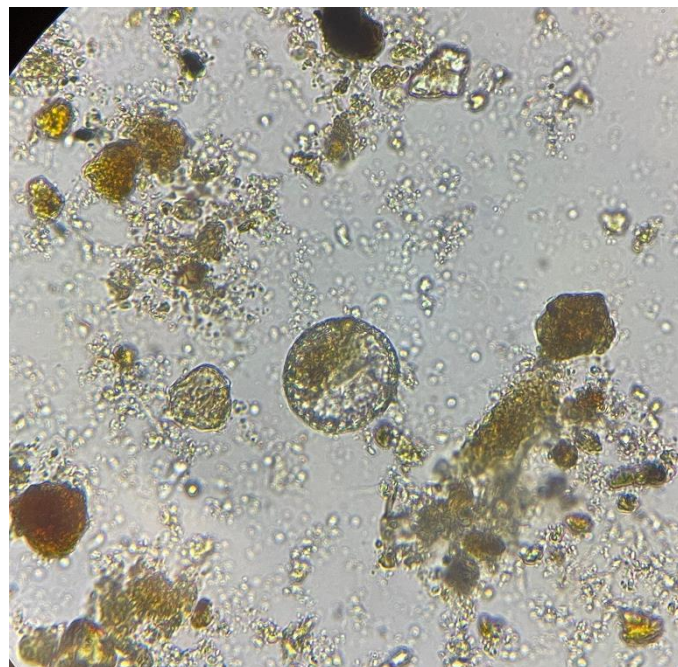


Figura 17. Huevo de Fasciolidae viable.

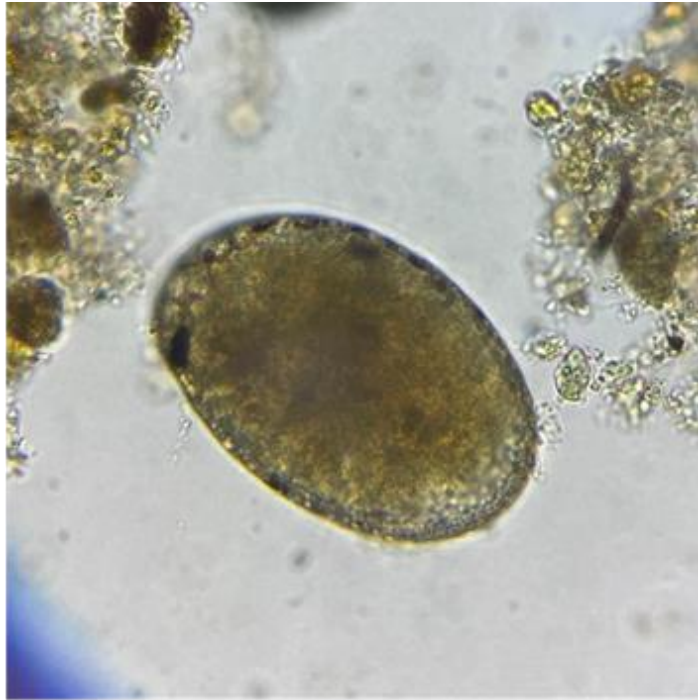


Figura 18. Huevos de *Enterobius* spp. viables.



Figura 19. Huevo de *Taenia* spp. viable.

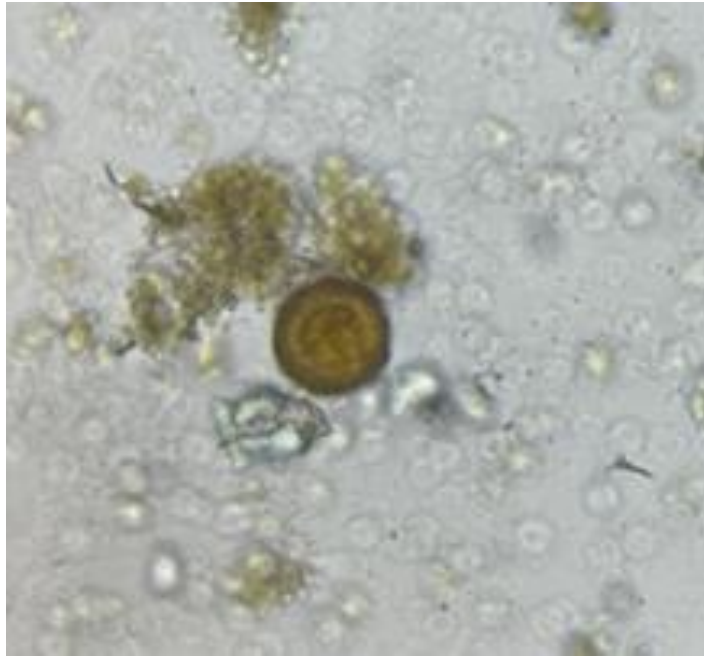


Figura 20. Huevo de *Strongyloides* spp. viable.



Figura 21. Quiste de *Iodamoeba* sp. viable.

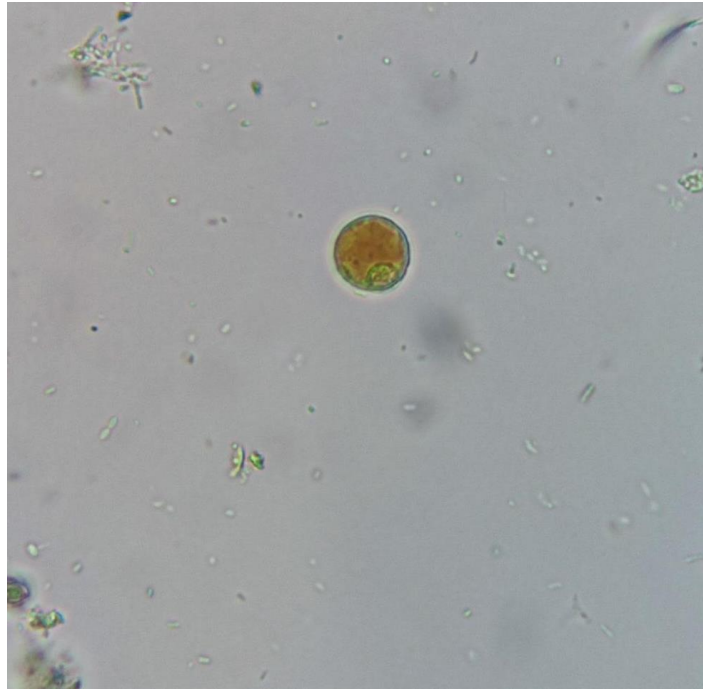


Figura 22. Huevo de *Dipylidium* spp. viable.



Figura 23. Nematodo macho con espículas.



Figura 24. Trofozoíto de *Balantidium* spp.

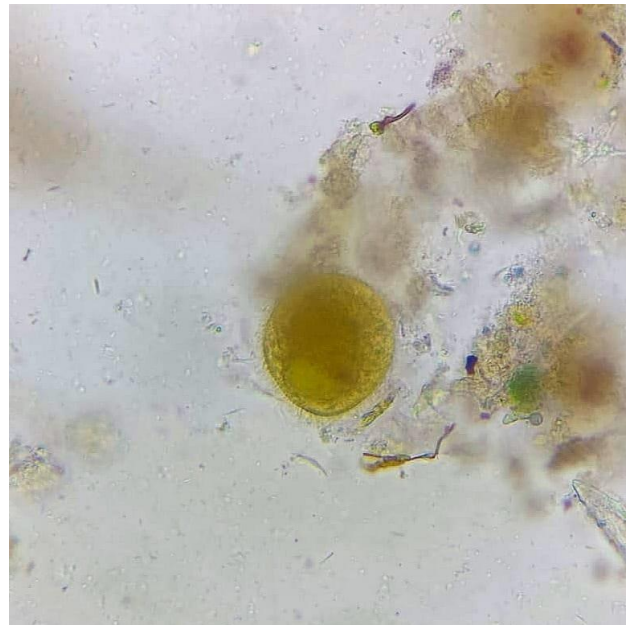


Figura 25. Huevo de *Ascaris* spp. fértil.

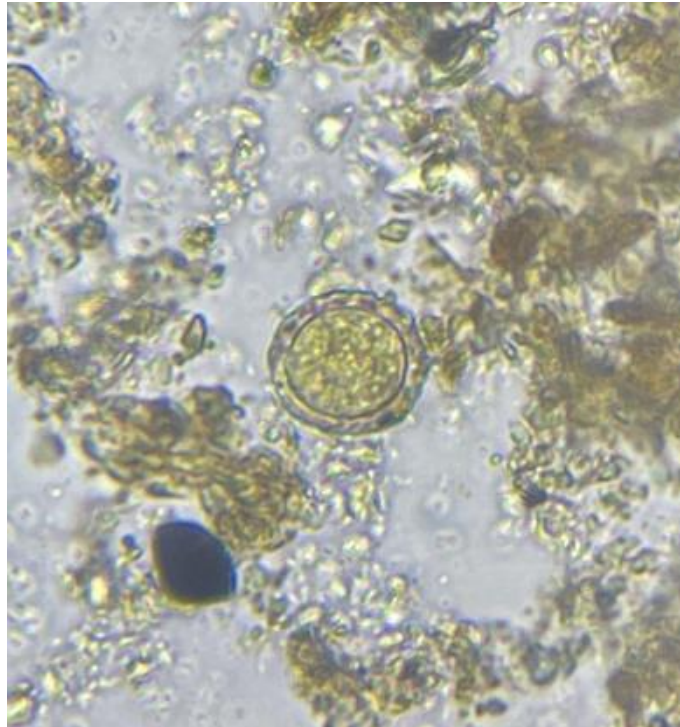


Figura 26. Huevo de *Ascaris* spp. infértil.



Figura 27. Quiste de *Entamoeba histolytica* viable.

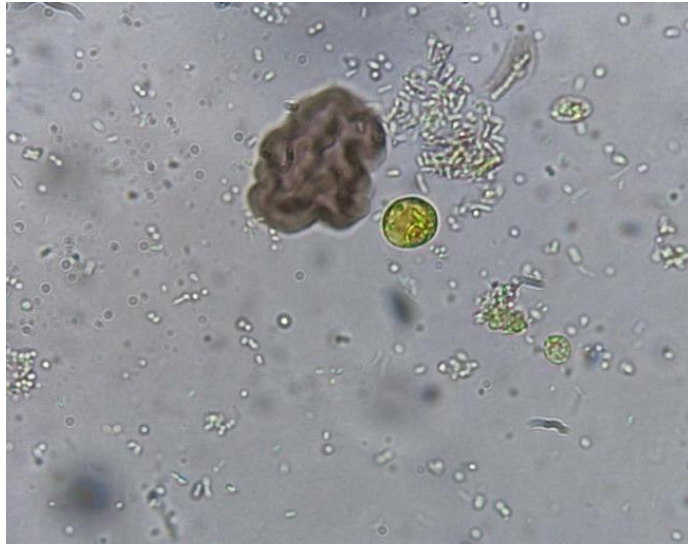


Figura 28. Huevo de Acanthocephala inviable.

