

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

**“CONTROL FISICOQUÍMICO Y BIOLÓGICO DE ENTEROPARÁSITOS EN
SUELOS DE LAS JAULAS DE LOS MONOS DEL PARQUE MUNICIPAL SUMMIT”.**

PRESENTADO POR:

JAHIRO GÓMEZ

AUDENLY HERNANDEZ

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

REPÚBLICA DE PANAMÁ

2023



TRIBUNAL EXAMINADOR

Título:

“Control fisicoquímicos y biológico de enteroparásitos en suelos de las jaulas de los monos del Parque Municipal Summit”

Por:

JAHIRO GÓMEZ
8-956-217

AUDENLY HERNÁNDEZ
EC-46-14299

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.

DRA. NIDIA SANDOVAL

PROF. NIVIA RIOS

PROF. MARIO AROSEMENA

DEDICATORIA

Dedico esta tesis a mi mamá y a mi abuela Digna, que siempre han sido mi inspiración para estudiar y superarme en la vida, todo lo que hago es por ustedes.

Jahiro

Dedicado a Dios, mis padres y mi hermano que fueron mi fuerza en cada momento de este proceso. A mis dos grandes amores que están hoy en el cielo cuidándome, mi abuela y mi tía. Y a Audenly y Jahiro del pasado por no rendirse, luchar y llegar a unirse para culminar este proyecto.

Audenly

AGRADECIMIENTO

En primer lugar agradezco a mis padres, por siempre motivarme y ser mi apoyo incondicional durante mis estudios.

Además agradezco a los docentes que han sido parte de mi camino universitario, y a todos ellos les quiero agradecer por transmitirme los conocimientos necesarios para hoy poder estar aquí.

En especial, quiero agradecer a mi tutora de tesis, la Dra. Nidia Sandoval quien me apoyo y guió en cada paso de esta ardua investigación

Al igual agradezco a mis co-asesores el Prof. Mario Arosemena Msc., y la Prof. Nivia Rios Msc, por las correcciones, sugerencias y aportes en la realización de este trabajo.

Agradezco también a la Dra Diorene Smith y al Parque Municipal Summit por brindarnos la oportunidad de trabajar con las jaulas de los monos afectados. Además agradezco a la Dra. Angie Estrada, directora del Parque Municipal Summit por realizar las gestiones necesarias y permitirnos realizar esta investigación en el parque.

Adicional, agradezco al Mgtr. Hans Hammerschlag y su compañía Advanced Biocontrollers S.A por brindarnos su asesoría y muestra para probar el control biológico implementado en la investigación

También quiero agradecer a Secretaria Nacional de Ciencia, Tecnología e innovación (SENACYT) que mediante el sub-programa de becas de pregrado de excelencia para estudios de ciencias basicas pude obtener financiamiento para realizar mis estudios de licenciatura.

Adicional, agradezco a las coordinadoras de SENACYT, en especial a la Dra. Luz Cruz, la Ing. Natacha Gómez y la Ing. Milagros Mainieri quienes me brindaron las mejores herramientas para desarrollarme como investigador científico.

Por último, agradezco a mi familia y amigos por apoyarme y alentarme durante toda esta aventura que ha sido estudiar una carrera científica. En especial mi papá, mi tío Toño, mis tías Cuqui y Mary y mis grandes amigos los hermanos Juan Garcia.

Jahiro

A Dios, porque cuando clamé al El me respondió, cuando me caí me levantó, cuando clamé me respondió, ha sido mi buen Pastor y nada me ha faltado en todo este proceso y su amor siempre me ha resguardado. A mis padres y mi hermano por su constante apoyo, por creer en mí y nunca darme la espalda.

A la profesora Nidia Sandoval, por convertirse en una madre para mí, por prepararme en este camino siendo un pilar en todo este proceso, y por brindarnos las instalaciones del LIPAAM para el análisis de cada muestra.

También, un agradecimiento especial a nuestros Co asesores la Profesora Nivia Ríos Msc, y el Profesor Mario Arosemena Msc, por cada sugerencia y ayuda.

A la Dra. Angie Estrada, directora del Parque Municipal Summit y la Dra, Diorene Smith por brindarnos la oportunidad y darnos la confianza para trabajar con las jaulas.

Al Mgtr. Hans Hammerschlag, su equipo de trabajo y compañía Advanced Biocontrollers S.A por brindarnos el control biológico que fue implementado en la investigación

Quiero dar un especial agradecimiento a mi amiga y compañera de muchas clases Yeritza Cabrera, ya que gracias a ella logré obtener la información y la ayuda necesaria para entrar a este proyecto.

Y a mi compañero Jahiro por luchar junto a mí, sobrepasar cada adversidad y ser una importante parte de todo el proyecto.

Audenly

ÍNDICE GENERAL

DEDICATORIA.....	3
AGRADECIMIENTO.....	6
ÍNDICE GENERAL.....	9
Índice de tablas.....	12
Índice de figuras.....	13
RESUMEN.....	14
ABSTRACT.....	14
I. CAPÍTULO I INTRODUCCIÓN.....	15
Objetivos generales:	17
Objetivos específicos:	17
II. CAPÍTULO II REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA.....	18
2.1 Generalidades de los primates no humanos.....	19
2.1.1 Mono cariblanco (<i>Cebus capucinus</i>).....	19
2.1.2 Mono tití (<i>Saguinus geoffroyi</i>).....	21
2.1.3 Mono araña (<i>Ateles fusciceps</i>).....	22
2.2 Riesgo ecológico relacionado con actividades antropogénicas y enfermedades parasitarias.....	24
2.3 <i>Toxocara</i> spp. como indicador de viabilidad de controles de parásitos en suelos de jaulas de monos en cautiverio.....	25
2.4 Generalidades de <i>Toxocara</i> spp.	26
2.4.1 Taxonomía.....	26
2.4.2 Distribución geográfica.....	27
2.4.3 Morfología.....	27
2.4.4 Ciclo de vida.....	28
2.4.5 Manifestaciones clínicas.....	29
2.4.6 Tratamiento.....	30
2.4.7 Resistencia antihelmíntica.....	31
2.5 Controles químicos.....	32
2.5.1 Cal.....	32
2.5.2 Piperazina.....	33

2.6	Controles físicos.....	33
2.6.1	Radiación solar.....	33
2.6.2	Calor húmedo.....	34
2.7	Control biológico.....	35
2.7.1	Hongos nematófagos.....	35
2.8	Técnicas de recuperación de parásitos.....	36
III.	CAPÍTULO III METODOLOGÍA.....	37
3.1	Descripción del área de estudio.....	38
3.1.1	Composición de las muestras de tierra.....	38
3.2	Colecta de muestras.....	38
3.2.1	Criterios de inclusión.....	39
3.2.2	Procedimiento de colecta.....	39
3.3	Procesamiento de muestras para aplicación de tratamientos de suelo.....	41
3.4	Métodos de controles físicos.....	42
3.5	Métodos de controles químicos.....	42
3.6	Método de control biológico.....	43
IV.	CAPÍTULO IV ANÁLISIS Y PRESENTACIÓN DE RESULTADOS.....	44
	RESULTADOS.....	45
	DISCUSIÓN.....	48
V.	CAPÍTULO V CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES.....	53
	CONCLUSIONES.....	54
	RECOMENDACIONES.....	55
	REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	56
	ANEXOS.....	76
	TABLAS.....	77
	FIGURAS.....	81

Índice de tablas

Tabla 1 Prevalencia y diversidad de enteroparásitos presentes en muestras de suelo de las tres jaulas de monos	77
Tabla 2 Conteo de huevos de <i>Toxocara</i> spp. no viables en las muestras de suelo de la jaula del mono tití.....	78
Tabla 3 Conteo de huevos de <i>Toxocara</i> spp. no viables en las muestras de suelo de la jaula del mono cariblanco.....	78
Tabla 4 Conteo de huevos de <i>Toxocara</i> spp. no viables en las muestras de suelo de la jaula del mono araña	79
Tabla 5 Conteo total de huevos no viables por tratamiento.	79
Tabla 6 Conteo total de huevos no viables por jaula.....	80

Índice de figuras

Fig. 1 Prevalencia y diversidad de enteroparásitos en suelos de las jaulas de monos del Parque Municipal Summit.....	81
Fig. 2 Efectividad de la radiación solar en muestras de suelo de las tres jaulas de monos.....	81
Fig. 3 Efectividad del calor húmedo en muestras de suelo de las tres jaulas de monos.....	82
Fig. 4 Efectividad de la cal en muestras de suelo de las tres jaulas de monos.....	82
Fig. 5 Efectividad de la piperazina en muestras de suelo de las tres jaulas de monos.....	83
Fig. 6 Efectividad de tratamientos fisicoquímicos aplicados en las muestras de suelo de las tres jaulas.....	83
Fig. 7 Recuperación de huevos no viables y viables en las muestras de tierra de las diferentes jaulas estudiadas.....	84

Fig. 8 Prevalencia parasitaria de <i>Toxocara</i> spp. y <i>Trichuris</i> spp. en las muestras de suelo utilizadas en el ensayo de control biológico.....	84
Fig. 9 Huevos de <i>Toxocara</i> spp. invadidos con hongos ovidas en las muestras de suelo por jaula.....	85
Fig. 10 Colecta de campo en el Parque Municipal Summit.....	85
Fig. 11 Procesamiento de muestras en el LIPAAM.....	86
Fig. 12 Coccidio encontrado en muestras de suelo.....	86
Fig. 13 Uncinaria encontrada en muestras de suelo.....	87
Fig. 14 Larva tipo <i>Strongylus</i> encontrada en muestras de suelo.....	87
Fig. 15 Huevos sanos de <i>Toxocara</i> spp.	87
Fig. 16 Muestras de tierra siendo irradiadas bajo radiación UV en cámara de flujo.....	88
Fig. 17 Inoculación de los huevos de <i>Toxocara</i> spp. en los suelos con los controles químicos.....	88
Fig. 18 Huevo de <i>Toxocara</i> spp. en muestras de suelo bajo tratamiento de calor húmedo.....	89
Fig. 19 Huevo de <i>Toxocara</i> spp. en muestra de suelo bajo tratamiento de radiación solar.....	89
Fig. 20 Huevo de <i>Toxocara</i> spp. en muestra de suelo bajo tratamiento de cal.....	90
Fig. 21 Huevo de <i>Toxocara</i> spp. en muestra de suelo bajo tratamiento de piperazina.....	90
Fig. 22 Huevo de <i>Toxocara</i> spp. invadido por hongos en su etapa de penetración hifal en muestras de suelo bajo tratamiento del control biológico.....	90

RESUMEN

Las infecciones parasitarias constituyen un factor negativo para la salud de las poblaciones de primates, especialmente cuando se agrupan en jaulas de contención, haciéndolos más susceptibles a la transmisión de estas enfermedades. Los suelos son el sitio de depósito de las heces de estos animales y sus enteroparásitos, siendo entonces fuente de infección para los primates enjaulados. Con el objetivo de controlar la transmisión de los enteroparásitos procedentes de los suelos de las jaulas de los monos *Cebus capucinus*, *Saguinus geoffroyi* y *Ateles fusciceps* del Parque Municipal Summit, fueron recolectados 2000 g de muestras de suelos de tres jaulas donde habitan los primates y se analizaron por los métodos de concentración de Ritchie y flotación por Sheather para obtener la diversidad parasitaria. Los parásitos más prevalentes en las muestras de suelo fueron quistes de *Entamoeba* spp. y huevos de ancylostomidos. Posteriormente fueron inoculados 90 huevos por gramo de suelo con *Toxocara* spp. y se sometieron al calor húmedo y radiación ultravioleta como métodos de control físico, y la aplicación de cal al 2% y piperazina al 10% como métodos de control químico. Los resultados alcanzados demostraron que los cuatro métodos físico químicos utilizados, reducen la viabilidad de los huevos desde el día uno post-tratamiento, dando un total de 134 huevos no viables recuperados de las muestras de suelo de las tres jaulas de primates, evidenciando a la radiación solar como método de control más efectivo con un 27% (39/134) de efectividad. Para el control biológico fue obtenida una recuperación de 134 huevos de *Toxocara sp.* con un parasitismo de 3% (4/134).

ABSTRACT

Parasitic infections are a negative factor for the health of primate populations, especially when they are grouped in containment cages, making them more susceptible to the transmission of these diseases. Soils are the site of deposition of the feces of these animals and their enteroparasites, thus being a source of infection for caged primates. In order to control the transmission of enteroparasites from the soils of the cages of *Cebus capucinus*, *Saguinus geoffroyi* and *Ateles fusciceps* monkeys at Summit Municipal Park, 2000 g of soil samples were collected from three cages where the primates live and analyzed by the Ritchie concentration and Sheather flotation methods to obtain the parasitic diversity. The most prevalent parasites in the soil samples were *Entamoeba* spp. cysts and ancylostomid eggs. Subsequently, 90 eggs per gram of soil were inoculated with *Toxocara* spp. and subjected to moist heat and ultraviolet radiation as physical control methods, and the application of 2% lime and 10% piperazine as chemical control methods. The results showed that the four physical-chemical methods used reduced the viability of the eggs from day one post-treatment, giving a total of 134 non-viable eggs recovered from the soil samples of the three primate cages, showing solar radiation as the most effective control method with 27% (39/134) of effectiveness. For biological control, a recovery of 134 eggs of *Toxocara sp.* was obtained with a parasitism of 3% (4/134).

CAPÍTULO I
INTRODUCCIÓN

INTRODUCCIÓN

Los géneros de enteroparásitos que infectan a los primates son numerosos y diversos. Muchos son considerados no patógenos, ya que no producen ningún problema de salud en sus hospederos, sin embargo, existen un gran número de parásitos que dan lugar a afecciones, lesiones y en casos más graves donde la carga parasitaria es muy alta podría provocar hasta su muerte (Corrêa et al., 2016).

Las herramientas de control utilizadas hasta el presente han variado entre fisicoquímicas y biológicas, y su finalidad consiste en disminuir o eliminar la población parasitaria en suelos de agricultura o donde habitan diferentes especies de animales (Moraes Boldini et al., 2019).

Tratamientos químicos, como desparasitantes, son los más utilizados, sin embargo, el uso repetitivo de drogas antiparasitarias favorece la resistencia antihelmíntica, e incrementa desechos metabólicos antihelmínticos que son eliminados en las heces u orina de los animales generando eco toxicidad a la fauna del suelo (insectos en el estiércol) y flora (FAO, 2004; Lyons et al., 2007; Fernández, 1998).

Los hongos nematófagos se han utilizado ampliamente como control biológico debido a la capacidad de estos hongos para capturar y digerir formas libres de nematodos. Estos agentes biológicos controlan las formas infecciosas de los parásitos presentes en el suelo, siendo enemigos naturales de los nematodos, actuando como agentes biorreguladores de sus poblaciones en suelo (Bojanich, 2019; Cruz et al., 2020).

Por las razones antes expuestas, este trabajo tiene como finalidad identificar métodos de control físico, químico y biológico eficaces con potencial de ser aplicados a suelos contaminados de parásitos en jaulas de monos del Parque Municipal Summit, ya que el manejo de la disminución de los estadios de vida libre en suelo no ha sido eficaz y esto ha traído consecuencias sobre el

estado de salud de ciertas especies de primates, por ende se busca la mejora del hábitat de estos, de la misma forma generar bases científicas en nuestro país puesto que son pocas las investigaciones realizadas, y sea un método de control replicable en otros parques y centros de recuperación y conservación de fauna silvestre con estas condiciones.

Objetivos generales:

- Conocer el efecto de los métodos de control físico, químico y biológico en el control de los parásitos intestinales que se depositan en los suelos de las jaulas de los monos del Parque Municipal Summit.

Objetivos específicos:

- Reconocer los huevos, larvas quistes y ooquistes de los enteroparásitos presentes en los suelos de las jaulas de los monos del Parque Municipal Summit.
- Utilizar huevos de *Toxocara* spp. como indicador de la efectividad de los métodos de control aplicados a los suelos de las jaulas de los monos del Parque Municipal Summit.
- Demostrar el efecto del control físico, químico y biológico sobre los enteroparásitos en los suelos de las jaulas de los primates del Parque Municipal Summit.
- Analizar la efectividad de cada método aplicado.

CAPÍTULO II
REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA

2.1 Generalidades de los primates no humanos

Rebasado por los roedores (Rodentia) y murciélagos (Chiroptera) los primates no humanos representan el tercer grupo de animales más diverso (512 especies) dentro de los mamíferos (Estrada et al., 2017).

Además de ser los parientes del reino animal más cercanos al ser humano, los primates son ampliamente estudiados por sus aspectos sociales, comportamentales y cognitivos que dan indicios en la evolución y comportamiento humano o en la emergencia de enfermedades infecciosas (Estrada et al., 2020; Bergman & Sheehan, 2013; Wittmann et al., 2018; Waterson et al., 2005; Prüfer et al., 2012). También cumplen funciones ecológicas importantes mediante el establecimiento de relaciones mutualistas plantas-animales que regulan y estructuran el ecosistema donde habitan (Arroyo-Rodríguez et al., 2017; McConkey, 2018).

2.1.1 Mono cariblanco (*Cebus capucinus*)

Taxonomía

Reino	Animalia
Phyllum	Chordata
Clase	Mammalia
Orden	Primates
Suborden	Haplorrhini
Infraorden	Simiiformes
Infraorden	Platyrrhini

Familia	Cebidae
Género	Cepus
Especie	<i>capucinus</i>

(Linnaeus, 1758)

El cariblanco es un mono de tamaño mediano, aspecto frágil y delgado. Suele medir de 68-100 cm (de cabeza a cola) y pesar entre 1400-3900 g. Su pelaje corporal en general es negro, con excepción del rostro, cuello, hombros y la parte posterior de los brazos y pecho, que son de color blanco a blanco amarillento. Es un mono activo, diurno, arborícola y gregario; emite sonidos como aullidos, silbidos, ladridos y gritos roncós. Su alimentación consiste de frutos maduros y ciertos artrópodos (Tirira, 2007).

Esta especie se encuentra distribuida en Panamá, en bosques secos caducifolios en la costa del Pacífico (precipitaciones inferiores a 1,75 mm), en manglares y en el segundo crecimiento. En Colombia, *C. capucinus* se encuentra en remanentes de bosques primarios y secundarios avanzados, bosques degradados y bosques con grandes concentraciones de palmeras, especialmente *Scheelea magdalenica* en altitudes de hasta 2.000 m de altitud. En Ecuador, es encontrado en bosques tropicales y subtropicales húmedos desde el nivel del mar hasta los 1.800 m de altitud (Méndez, 1970; Freese y Oppenheimer 1981, Defler 2004; Tirira, 2007).

2.1.2 Mono tití (*Saguinus geoffroyi*)

Taxonomía

Reino	Animalia
Phyllum	Chordata
Clase	Mammalia
Orden	Primates
Familia	Callitrichidae
Género	Saguinus
Especie	<i>geoffroyi</i>

(Pucheran, 1845)

Los monos titíes se distinguen por su tamaño pequeño, garras modificadas en lugar de uñas en todos los dedos excepto en el dedo gordo del pie, la presencia de dos dientes molares en lugar de tres en cada lado de cada mandíbula, y por la ocurrencia de nacimientos de gemelos. Estas adaptaciones morfológicas les permiten arrancar troncos de árboles, ramas y enredaderas de ciertas especies para estimular el flujo de goma, que comen, y en algunas especies forman un componente notable de la dieta. Su alimentación consiste en frutas, flores, néctar, exudados de plantas (gomas, jugos, látex) y presas animales (incluyendo ranas, caracoles, lagartijas, arañas e insectos).

Esta especie se encuentra distribuida en bosques secos estacionales húmedos y bosques secundarios y matorrales de las áreas del centro y este de Panamá hasta el noroeste de Colombia (Moynihan, 1970; Dawson, 1976; Skinner 1985; Garber, 1993)

El límite occidental exacto es la Provincia de Coclé, cerca del Parque Nacional Santa Fe. No hay presencia natural de *Saguinus geoffroyi* en la Península de Azuero, salvo tres individuos cautivos que se han encontrado en Santa Mónica, Ocú, Provincia de Herrera. Además, está presente en otras áreas como el Parque Nacional del Darién, Cordillera de San Blas, Cordillera de Majé, Reserva Natural de Chucantí, Parque Nacional Soberanía, Cuenca del Canal de Panamá, Parque Natural Metropolitano, Parque Nacional Camino de Cruces y Parque Nacional Campana. (Méndez-Carvajal, 2005). En Colombia se encuentra a lo largo de la costa del Pacífico, al sur hasta el Río San Juan.

2.1.3 Mono araña (*Ateles fusciceps*)

Taxonomía

Reino	Animalia
Phyllum	Chordata
Clase	Mammalia
Orden	Primates
Familia	Atelidae
Género	Ateles
Especie	<i>fusciceps</i>

(Gray, 1866)

El mono araña se caracteriza por poseer extremidades largas y estrechas y una cola prensil que utilizan como quinta extremidad para balancearse entre las ramas mientras buscan comida. Su cola es mucho más larga que su cuerpo. La cola mide

entre 70 y 85 cm, mientras que el cuerpo oscila entre 40 y 55 cm. El peso medio de los machos y las hembras es de aproximadamente 9 kg (20 libras). Los monos araña de cabeza marrón pueden separarse en dos subespecies. La subespecie *A. f. fusciceps* tiene un cuerpo negro-marrón con una cabeza marrón. La subespecie *A. f. robustus* es completamente negra, excepto por unos pocos mechones de pelo blanco en la barbilla. Su pelaje es largo y desgredado, generalmente con una parte inferior más clara. Un anillo blanco rodea cada ojo y su cráneo está estructurado de manera que tiene los ojos orientados hacia delante, lo que le permite medir con precisión las distancias mientras se balancea de un árbol a otro. Las manos y los pies de *A. fusciceps* están adaptados para trepar. La especie de mono araña de cabeza marrón carece de pulgar, lo que aumenta la fuerza de su agarre y ayuda a trepar (Sleeper 1997; Napier 1985). Se caracterizan por ser muy frugívoros y se alimentan principalmente de las partes maduras y blandas de una gran variedad de frutas, que constituyen el 83 % de su dieta y se encuentran principalmente en los árboles emergentes y en la parte superior del dosel del bosque (Van Roosmalen y Klein 1988).

Los mono araña habitan en una variedad de localidades con las condiciones de hábitat adecuadas, con una cubierta de dosel continua y una gran abundancia de árboles grandes y altos (Gavilánez-Endara 2006; Estévez-Noboa 2009; Cueva y Pozo 2010; Moscoso 2010).

Esta especie es endémica del noroeste de Ecuador, desde la provincia de Esmeraldas (al oeste de la Cordillera de los Andes) hasta el noroeste de las provincias de Pichincha y Santo Domingo, extendiéndose hasta los límites occidentales de las provincias de Imbabura y Carchi (Hernández-Camacho y Cooper, 1976).

Ateles fusciceps rufiventris no se encuentra en Ecuador, en cambio esta especie es discontinua con *A. f. fusciceps*. y se distribuye desde la cordillera occidental de los Andes desde el suroeste de Colombia, hacia el norte en el lado occidental del Río Cauca hasta el este de Panamá (Cerro Pirre y la cuenca del Río Bayano de la costa del Pacífico) (Rylands et al. 2006).

En Panamá, *A. f. rufiventris* se encuentra en la Cordillera de Maje, el Parque Nacional del Darién (Pirre, Boca de Cupe), la Reserva Natural de Chucanti, sólo para las provincias de Darién y Panamá (Méndez-Carvajal, 2012; 2014).

2.2 Riesgo ecológico relacionado con actividades antropogénicas y enfermedades parasitarias

Actividades como la agricultura, tala, aprovechamiento de la madera y ganadería, están provocando la pérdida de los hábitats, además de la caza y captura amenazan con la pérdida de la especie, haciéndolos que se tengan que reubicar en sitios de protección silvestre. A su vez, las enfermedades parasitarias presentan una alta prevalencia en los animales salvajes y exóticos cautivos, ya que existe una alta contaminación ambiental que resulta de mantener a los animales en áreas confinadas. Además, el estrés causado por el cautiverio puede disminuir la resistencia de estos animales a las enfermedades parasitarias. En los casos en que los animales muestran signos de enfermedad parasitaria, estos pueden ir desde la falta de apetito, pérdida de peso, trastornos en el tracto gastrointestinal, anemia e hipertermia, entre otros (Fagiolini et al., 2010; Oliveira et al., 2011; Reed et al., 2012).

Entre los endoparásitos que afectan a los animales de zoológico, también hay muchas especies que causan infecciones antropozoonóticas, por lo que representan un problema de salud pública, especialmente para los profesionales y cuidadores que manejan estos especímenes. Muchos de

los nematodos que se pueden encontrar en estos animales son de interés médico, como *Ancylostoma sp.*, que puede causar larva *migrans* cutánea; y *Toxocara sp.*, responsable de la larva *migrans* visceral, la larva *migrans* ocular y la toxocariasis cerebral en los seres humanos; ambos son endoparásitos ampliamente reportados en los carnívoros. Además, es importante destacar la presencia de cestodos como *Hymenolepis spp.*, *Taenia spp.* y *Bertiella spp.* Todos estos parásitos presentan interés médico y pueden causar diarrea, dolor abdominal, irritabilidad y pérdida de peso (Fagiolini et al., 2010; Oliveira et al., 2011; Reed et al., 2012; Lima et al., 2016).

Dentro del ciclo biológico de estos parásitos, una etapa de ellos da lugar en el suelo, el cual influye directamente en el mantenimiento de los valores térmicos e higrométricos favorables para el desarrollo de formas libres de parásitos. Además actúa como un importante vehículo de transmisión de los huevos de parásitos intestinales como *Toxocara canis* y *Toxocara cati*.

Estos huevos se acumulan en el suelo y se desarrollan hasta alcanzar el estado infeccioso en pocas semanas en verano, y permanecen en él durante muchos meses dependiendo del tipo de suelo y de las condiciones climáticas, ya que el suelo que retiene la humedad favorece el desarrollo de los huevos de *Toxocara*, mientras que la luz solar o la desecación son responsables de su integración (Beaver et al., 1984).

2.3 *Toxocara spp.* como indicador de viabilidad de controles de parásitos en suelos de jaulas de monos en cautiverio

Los huevos de ascarídeos son los más resistentes de todos los organismos que se encuentran en los lodos, ya que pueden soportar condiciones ambientales adversas, como la desecación, y

pueden sobrevivir en ambientes aeróbicos y anaeróbicos hasta siete años en el suelo (Pecson y Nelson, 2005).

Ascaris spp. por lo tanto, se consideran aptos como organismos indicadores para la contaminación parasitaria, así como para la contaminación e inactivación patógena general (Sidhu y Toze, 2009). Si un proceso de tratamiento puede inactivar huevos de *Ascaris* spp. entonces es muy probable que todos los demás patógenos también sean destruidos (Maya et al., 2012).

2.4 Generalidades de *Toxocara* spp.

Toxocara spp. es uno de los parásitos ascarideos que afecta el aparato digestivo de los felinos, de mayor prevalencia a nivel mundial. Los huevos eliminados con la materia fecal contaminan el ambiente en el cual desarrollan la forma infectante para otros felinos, hospedadores paraténicos y el ser humano (Cardillo, 2012).

2.4.1 Taxonomía

Reino	Animalia
Filo	Nematoda
Clase	Secernentea, secernénteos
Orden	Ascaridida
Familia	Ascarididae
Género	Toxocara

(Myers, 2022)

2.4.2 Distribución geográfica

Toxocara cati es un parásito cosmopolita del gato doméstico y probablemente uno de los parásitos más frecuentes. Se han dedicado muchos esfuerzos a revelar la seroprevalencia de la infección humana por *Toxocara*/Toxocariosis en todo el mundo. En África, han sido detectadas elevadas tasas de seroprevalencia de la infección, que van desde el 6% en Egipto hasta el 60% en Gabón y el 92% en la Isla de la Reunión (Lötsch et al., 2017; Lötsch et al., 2016).

Los rangos de seroprevalencia en Asia y Sudamérica incluyen un 11-84,6% y un 7,3-66%, respectivamente (Hayashi et al., 2005; Torgerson et al., 2009; Bolivar-Mejia et al., 2014). En comparación con otros territorios, las tasas de casos humanos seropositivos son relativamente bajas en los países europeos y norteamericanos, lo que implica una mejora de las prácticas de higiene y de la concienciación pública en las naciones industrializadas (Lee et al., 2014).

2.4.3 Morfología

Estos nematodos ascáridos son gusanos dioicos (hembra y macho). Warren (1970) informa que en la región anterior presentan una boca provista con tres labios bien desarrollados y aletas cervicales cortas y anchas dando al extremo anterior la apariencia distintiva de una flecha. En la hembra se puede observar dentro de esta región la vulva la cual ocupa entre 25% y el 40% de la longitud del cuerpo por detrás del extremo anterior. En la región media se encuentra el esófago ocupando entre el 2% y el 6% de la longitud total del cuerpo y termina en un ventrículo glandular de 0,3-0,5 mm de longitud.

Otras características diagnósticas del género son la ornamentación de la cutícula y las espículas desiguales en los machos las cuales oscilan entre 1,7-1,9 mm de longitud. Los huevos son esféricos, color marrón oscuro, con una cubierta gruesa e irregular y miden entre 75-90 μm . Entre las características distintivas de los huevos de *Toxocara cati* está que las fosas de la pared

del huevo son más pequeñas que las observadas en los huevos de *Toxocara canis* (Yoshida et al., 2016).

2.4.4 Ciclo de vida

Sprent (1956) describió los detalles del desarrollo de *Toxocara cati* en el hospedero felino tras la infección oral con huevos y con ratones que habían sido infectados oralmente con huevos. Después de haber infectado a gatitos con 10.000 huevos embrionados, Sprent comprobó que las larvas se alejaban del tracto alimentario antes de comenzar su desarrollo. A los tres días de la infección, las larvas se encontraban en el tejido y los pulmones, además también había larvas presentes en la pared del estómago. Cinco días después de la infección, había larvas en los pulmones, en los lavados traqueales y en la pared del estómago. Las larvas de cuarto estadio se encontraron en el contenido del estómago, la pared intestinal y el contenido intestinal.

Toxocara spp. puede seguir un ciclo de vida directo (un hospedero) indirecto (múltiples hospederos). Los huevos no embrionados se eliminan en las heces de los hospederos definitivos. Los huevos se embrionan durante un período de 1-4 semanas en el medio ambiente y se vuelven infecciosos (L3). Después de la ingestión por un hospedero definitivo, los huevos infecciosos eclosionan y las larvas penetran la pared intestinal (Fialho y Corrêa, 2016; Jofy, 2017).

En los felinos más jóvenes las larvas migran a través de los pulmones, el árbol bronquial y el esófago, donde son tosidas e ingeridas en el tracto gastrointestinal; los parásitos adultos se desarrollan y ovopositan en el intestino delgado (Fan et al., 2015).

En los felinos las larvas de *T. cati* pueden transmitirse a las crías a través de la ruta transmamaria si la madre se infecta durante la gestación, pero la detención y reactivación de las larvas somáticas no parece ser importante, como en *T. canis*. *Toxocara* spp. también puede transmitirse

indirectamente a través de la ingestión de hospederos paraténicos donde los huevos ingeridos eclosionan y las larvas penetran en la pared intestinal y migran a varios tejidos donde se enquistan (Quintero y Gutiérrez, 2013).

El ciclo de vida se completa cuando los hospedadores definitivos consumen larvas dentro del tejido del hospedador paraténico, y las larvas se convierten en gusanos adultos en el intestino delgado. Los seres humanos son hospedero accidentales que se infectan al ingerir huevos infecciosos o carne/vísceras poco cocidas de hospedero paraténicos infectados (Despommier, 2003; Fan et al., 2015).

Después de la ingestión, los huevos eclosionan y las larvas penetran en la pared intestinal y son transportadas por la circulación a una variedad de tejidos (hígado, corazón, pulmones, cerebro, músculos, ojos). Si bien las larvas no experimentan ningún desarrollo adicional en estos sitios, pueden causar reacciones locales y daños mecánicos que causan la toxocariasis clínica (Finsterer & Auer, 2007).

2.4.5 Manifestaciones clínicas

La toxocariasis se presenta en cinco formas clínicas: generalizada (síndrome de larvas migratorias viscerales, VLM), neurológica (síndrome de larvas migratorias neurológicas, NLM), ocular (síndrome de larvas migratorias oculares, OLM), encubierta y asintomática. La VLM clásica se manifiesta con inflamación y aumento de tamaño de los ganglios linfáticos periféricos, el hígado y el bazo. La forma NLM de la enfermedad suele ser asintomática, aunque puede haber síntomas clínicos que van desde la meningoencefalitis eosinofílica hasta deficiencias neurológicas leves. La OLM es una infección ocular localizada con daño ocular progresivo. La forma encubierta se presenta de forma inespecífica, con síntomas clínicos que incluyen linfadenopatía, trastornos dermatológicos (comúnmente urticaria), artralgia y asma. La

infección asintomática se diagnóstica cuando se detecta repentinamente eosinofilia y anticuerpos contra *Toxocara spp.* en un niño sin los síntomas típicos de la infección (Despommier, 2003).

La forma clínica de la enfermedad depende de la eficacia del sistema inmunitario, la intensidad de la infestación, la localización de las larvas, la edad del huésped y los antecedentes de re infección (Mazur-Melewska et al., 2012).

2.4.6 Tratamiento

Las recomendaciones actuales para el tratamiento de la toxocariasis se basan en la experiencia de los médicos y en un grupo de pequeños estudios. No se han establecido directrices definitivas para el tratamiento de la toxocariasis porque no se han realizado ensayos controlados aleatorios para determinar el fármaco, la dosis o la duración del tratamiento óptimos. Los estudios para establecer el tratamiento óptimo siguen siendo un reto, debido al número relativamente pequeño de pacientes identificados con toxocariasis, la inconsistencia en el tiempo desde la infección hasta la presentación de la enfermedad, y la variabilidad en las respuestas inmunes a las larvas de *Toxocara* (Othman, 2012).

Los esquemas de tratamiento más recomendados son 400 mg de albendazol por vía oral dos veces al día durante 5 días o 100-200 mg de mebendazol por vía oral dos veces al día durante 5 días. La dosis recomendada para adultos y niños es la misma para cada fármaco. Un estudio observacional de más de 100 niños con toxocariasis visceral u ocular y tratados con una variedad de regímenes de mebendazol o albendazol mostró que la mayoría de los niños tratados presentaban una disminución de los anticuerpos contra *Toxocara spp.* y una mejora de los síntomas, pero no se pudieron extraer conclusiones sobre el régimen óptimo (Wiśniewska-Ligier et al., 2011).

En animales, aunque se cree que las larvas hipobióticas son difíciles de matar en perros y gatos, la selamectina se ha utilizado como preventivo contra *Toxocara* en perros y gatos (Taylor et al., 2015). En los hospedadores paraténicos, las larvas tienden a migrar al cerebro como lugar final, lo que dificulta la exposición al fármaco (Oryan y Alidadi, 2015).

2.4.7 Resistencia antihelmíntica

La resistencia antihelmíntica (RA) se define generalmente como la capacidad de un parásito para sobrevivir a una dosis de fármaco que normalmente produciría la muerte de otros parásitos de la misma especie y fase (Kotze y Prichard, 2016).

En la actualidad, los fármacos antihelmínticos son la base del manejo de las infecciones causadas por helmintos, y probablemente lo seguirán siendo en el futuro debido a la falta general de vacunas antiparasitarias. En los últimos 50 años, el control químico de los parásitos en los animales tuvo mucho éxito debido a la notable eficacia, con una reducción de parásitos superior al 95 %, el buen margen de seguridad general, la naturaleza de amplio espectro y los costos justos de los antihelmínticos. Lamentablemente, la aplicación de los fármacos antihelmínticos de forma intensiva ha provocado un grave y dramático nivel de RA, principalmente en los nematodos gastrointestinales del ganado vacuno, ovino y caprino (Potârniche et al., 2021). Es necesario, por tanto, el establecimiento de nuevas estrategias para el control de los enteroparásitos.

2.5 Controles químicos

2.5.1 Cal

El hidróxido de calcio o cal es una base fuerte que se obtiene mediante la calcinación (calentamiento) del carbonato de calcio hasta su transformación en óxido de calcio. Es un

polvo blanco con un pH elevado (12,6) y es ligeramente soluble en agua (solubilidad de 1,2 g/L, a una temperatura de 25°C).

El mecanismo de acción del hidróxido de calcio sobre los microorganismos puede explicarse por la influencia del pH en el crecimiento, el metabolismo y la división celular. Estrela et al. (1994) estudiaron el efecto biológico del pH sobre la actividad enzimática de las bacterias anaeróbicas. Los autores creen que los iones hidróxido del hidróxido de calcio desarrollan su mecanismo de acción en la membrana citoplasmática, porque los sitios enzimáticos se encuentran en la membrana citoplasmática.

Gracias a este hecho, Capizzi-Banas et al. (2004) pudieron inactivar huevos de *Ascaris* a través del tratamiento con cal durante 75 min a 55°C o durante 8 min a 60°C. Más recientemente en el estudio de Castellanos-Rozo et al. (2020) el tratamiento alcalino con CaO a concentraciones del 9 % y del 7 %, eliminó indicadores de contaminación fecal tras 24 horas y 4 días de exposición, respectivamente. Esta eliminación se debe al aumento de la temperatura y el pH durante dos o más horas con liberación de gases y la obstaculización de la reproducción de los patógenos (Al-Gheethi et al., 2018).

2.5.2 Piperazina

La 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 extra sinápticas 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 (Macedo et al., 2009). El resultado final es un efecto narcótico y paralizante del verme, el cual pierde su motilidad y por lo tanto su capacidad de mantener su sitio preferencial de alimentación en el tracto gastrointestinal (Díaz y Jara, 2018).

2.6 Controles físicos

Consiste en la utilización de algún agente físico como la temperatura, humedad, insolación, fotoperiodismo y radiaciones electromagnéticas, en intensidades que resultan letales para diferente tipo de organismos que habitan en el ambiente. Es importante mencionar que abarca factores, tales como: calor, frío, humedad, energía, sonido (Jiménez, 2009).

2.6.1 Radiación solar

Se conoce por radiación solar al conjunto de radiaciones electromagnéticas que son emitidas por el sol y que van desde el infrarrojo hasta el ultravioleta, la unidad práctica que describe la radiación solar que llega a la tierra es la irradiancia, o unidad de potencia por metro cuadrado (W/m^2) (González & Pinto, 2018).

La esterilización por radiación UV se ha convertido en un método adicional de deshelmintización de aguas residuales y biosólidos. La acción de la radiación UV sobre los objetos biológicos puede ser muy diferente según la longitud de onda y la dosis absorbida. El rango espectral 290-320 nm (UV-B) se presenta en la radiación solar en primavera y verano. Pequeñas dosis de esta radiación estimulan los objetos biológicos en la pigmentación y la síntesis de sustancias útiles. Grandes dosis de radiación UV-B actúan

negativamente, provocan una fisión celular incontrolable y dañan el ADN (Lipatov et al., 2015).

2.6.2 Calor húmedo

La temperatura es uno de los factores más importantes para completar el ciclo de vida de los diferentes enteroparásitos (Andrews, 1999; Kleiman et al., 2007). Los huevos recuperados de heces recién eliminadas no están embrionados y las temperaturas de entre 23 °C y 26 °C son las más favorables para que ocurra la embrionación. A estas temperaturas, los huevos se desarrollan completamente en 2 o 3 semanas (Thomas, 1883).

Las condiciones apropiadas para la inactivación de todo tipo de huevos son a una temperatura de 45 °C en 6 días (Maya et al., 2012). Los huevos de los ascaridios (incluyendo *Toxocara*) pueden inactivarse en minutos a temperaturas superiores a 60 °C, pero pueden sobrevivir más de 1 año a 40 °C (Feachem et al., 1980).

2.7 Control biológico

Sagües et al. (2011) define el control biológico como los métodos ecológicos diseñados por el hombre para disminuir las poblaciones parasitarias a un nivel subclínico aceptable, conservando estas poblaciones en un nivel no perjudicial gracias a organismos antagónicos naturales. Como tal el control biológico se distingue de otras formas de control de plagas por actuar de una manera denso-dependiente.

2.7.1 Hongos nematófagos

Los hongos nematófagos se refieren a un grupo diverso de hongos que colonizan y parasitan a los nematodos para la explotación de sustancias nutritivas, ya sea (1) atrapando nematodos (1/4 hongos depredadores o hongos depredadores), (2) endoparásitos, (3) parásitos de huevos y hembras, y (4) producción de toxinas (Kusano et al., 2000).

Purpureocillium lilacinum es una especie de hongo filamentoso de la Familia Ophiocordycipitaceae (Spatafora et al., 2015). Esta especie de hongo ha jugado un papel relevante en el control biológico de diversos parásitos, como *Toxocara canis* (Basualdo et al. 2000; Gortari et al., 2008; Carvalho et al., 2010), *Taenia hydatigena* (Ciarmela et al., 2005), *Taenia saginata*, *Moniezia* sp. (Braga et al., 2008), *Dipylidium caninum* (Araujo et al. 2009), *Oxyuris equi* (Braga et al., 2012), *Fasciola hepatica* (Najafi et al., 2017) y *Ancylostoma* spp. (Hofstätter et al., 2017).

Se sabe que *P. lilacinum* excreta varios metabolitos nematocidas como serinas, proteasas, quitinasas, ácido acético, ácidos grasos de cadena pequeña y antibióticos como la lilacina y leucinostatinas. Entre los metabolitos identificados, las leucinostatinas desempeñan un papel crítico como factor de toxicidad principal en el control de las poblaciones de nematodos en suelo (Park 2004; Sharma et al., 2014; Oka, 2010). La actividad nematocida de las leucinostatinas se debe a su capacidad de inducir sistemas de poros conductores de iones en las membranas de bicapa lipídica de los nematodos (Beven et al., 1998).

2.8 Técnicas de recuperación de parásitos

Desde 1908, se han desarrollado varias técnicas cualitativas para mejorar el diagnóstico parasitológico en muestras de heces o ambientales. Estas se basaban en la separación de sólidos y líquidos en la suspensión fecal para eliminar el exceso de residuos y obtener un sedimento

abundante que contenga parásitos. Por lo tanto, la fuerza de gravedad y la densidad específica del medio líquido se deben tener en cuenta (Amoah et al., 2017).

El método de Sheather se fundamenta en la flotación de quistes, ooquistes y huevos de parásitos en una solución de azúcar, la cual posee mayor densidad que ellos. Esta técnica es muy útil para la concentración de quistes y ooquistes de protozoos y huevos de helmintos; se usa como método preferencial en el diagnóstico de los coccidios: *Cryptosporidium*, *Cyclospora*, *Isospora*, etc. (Estrada et al., 2014).

Otro método que se puede utilizar solo o combinado con el método de Sheather es el método de Ritchie, el cual incluye un proceso de centrifugación en una solución acuosa y otra no acuosa (formol-éter, por ejemplo), los cuales permite separar las formas parasitarias de los elementos contaminantes presentes en las muestras (Riepe et al., 2019).

CAPÍTULO III

METODOLOGÍA

3.1 Descripción del área de estudio

El Parque Summit se encuentra en corregimiento de Ancón, Provincia de Panamá, República de Panamá (9° 04' 05" N, 79° 38' 47" W), ubicado dentro del Parque Nacional Soberanía, por la carretera Gaillard a los 18 km, dirección hacia el poblado de Gamboa. 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 (ANAM, 2010).

3.1.1 Composición de las muestras de tierra

	Mono tití		Mono araña		Mono Cariblanco	
	Medidas en cm	%	Medidas en cm	%	Medidas en cm	%
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
	7.5	99.97	5.8	99.94	6.8	99.99

Utilizando el triángulo de textura de suelo (Clasificación USDA) se determinó la composición textural de las muestras de suelo de las diferentes jaulas estudiadas, dando como resultado que los suelos de la jaula del mono tití y mono cariblanco son considerados como areno franco y los suelos del mono araña como franco arenoso.

3.2 Colecta de muestras

Las muestras fueron colectadas en el mes de abril de 2021, donde se colectaron 2,000g de suelo en tres jaulas de los primates: *Cebus capucinus* (mono cariblanco), *Saquinus geoffroyi* (mono tití) y *Ateles fusciceps* (mono araña)

3.2.1 Criterios de inclusión

Las muestras fueron colectadas en zonas con menor incidencia de luz solar, cerca de los reservorios de agua y jaulas cuyo terreno presentaban declive. Estos criterios fueron tomados en consideración debido a que en estos puntos hay una mayor probabilidad de encontrar los huevos de los parásitos presentes en estos suelos.

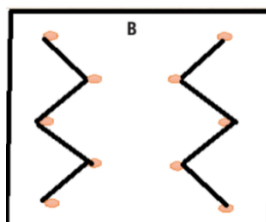
3.2.2 Procedimiento de colecta

Para la colecta de los suelos de las jaulas del mono tití y cariblanco, fue implementado un muestreo sistemático de cuadrícula, donde se establecieron cinco (5) subparcelas, y se colectaron 135 g de suelo, a no más de 10 cm de profundidad, por cada una de las jaulas.



X Subparcelas en donde se colectaron las muestras

Por las dimensiones de la jaula del mono araña, para esta fue utilizado un muestreo en zig-zag, el cual consiste en líneas cruzadas caminando 30 pasos desde cada punto seleccionado de muestreo. Igualmente, fueron colectadas 5 muestras en esta jaula.



● Subparcelas en donde se colectaron las muestras

El área específica para el muestreo de las muestras de suelos fueron tres (3) jaulas donde se encontraban habitando los siguientes primates:

Jaula #1 Cariblanco, *Cebus capucinus*: Dividida en dos zonas, la primera presentaba techo, poca o casi nula exposición a la radiación solar, recibiendo aire libre y el suelo con piedras. La segunda parte, sin techo, exposición completa al sol, suelo de tierra con pocas piedras.

Sus medidas eran:

- Total: 15,309 m largo.
- Primera mitad de la jaula: 7,516 m de ancho.
- Segunda mitad de la jaula: 4,351 m de ancho

Jaula #2 Mono tití *Saguinus geoffroyi*: Jaula con techo en los extremos y ausente en el centro, recibiendo radiación solar. Con árboles y plantas (que producían sombra). Suelo de tierra con grandes cantidades de piedras.

Sus medidas eran:

- 4,415 m ancho
- 4,253 m largo

Jaula #3 Mono araña negro, *Ateles fusciceps*: Radiación solar directa, no presento techo y el piso variaba entre tierra, áreas con gramas y piedras.

Medidas:

- Primera mitad de la jaula:
- 31,692 m ancho
- 21,983 m largo
- Segunda mitad de la jaula:

- 11,526 m ancho
- 17,981 m largo

Las muestras recolectadas fueron depositadas en bolsas Ziploc debidamente etiquetadas para luego ser transportadas y almacenadas en el LIPAAM.

Posteriormente las 5 muestras de suelo colectadas en las 5 subparcelas de cada jaula fueron homogeneizadas y divididas en 200 g, para el análisis de prevalencia de los enteroparásitos presentes y 1,800 g para la aplicación de los tratamientos de control de parásitos físicos, químicos y biológicos.

3.3 Procesamiento de muestras para aplicación de tratamientos de suelo

Los suelos homogeneizados de las 3 jaulas fueron inoculados con una dosis de 90 huevos de *Toxocara* spp. por gramo de suelo. Los huevos de *Toxocara* spp. fueron seleccionados como modelo de estudio ya que es uno de los enteroparásitos más resistentes a las condiciones ambientales, que está presente en gatos, pero no en monos y cuya morfología no permite que sea confundido con enteroparásitos de monos.

Estas muestras de suelo fueron colocadas en bandejas de polietileno (Plastimar®) y distribuidas en 3 bandejas con 50 g de suelo cada una, donde se realizó la inoculación con los huevos de *Toxocara* spp. y se aplicaron los métodos de control físico, químico y biológico. Fueron analizadas en 2 réplicas de 50 g cada una y un plato con 50 g de suelo sin tratamiento aplicado como control negativo.

Después de la aplicación de cada tratamiento, se recolectaron 5 g de las muestras por tratamiento, desde el día 0 hasta el día 5, y se almacenaron en tubos de ensayo debidamente rotulados con el tratamiento aplicado y el día de colecta post-tratamiento.

Las 216 muestras colectadas, fueron almacenadas a temperatura de 27°C durante 30 días (excepto las 72 muestras de control biológico), permitiendo así que los huevos que lograron sobrevivir al tratamiento aplicado, embrionen en ese tiempo y evaluar así, la efectividad parasítica del método utilizado. Al transcurrir los 30 días, se le agregaron 5 ml de formalina al 10% para su preservación. El análisis de cada muestra fue realizado mediante la técnica bifásica de concentración de parásitos por sedimentación con la técnica de Ritchie y flotación con la técnica de Sheather (Mejía, 2017; Beltrán, 2003), para extraer los huevos de todos los parásitos presentes y contar, bajo microscopía de luz, el número de huevos de *Toxocara* spp. viables y no viables.

3.4 Métodos de controles físicos

Fueron aplicados dos métodos de controles físicos:

- **Calor húmedo:** Por 5 días seguidos se depositaron 100 mL de agua a 65°C sobre las bandejas de polietileno que contenían 50 g de muestras de suelo. Después de 30 minutos se eliminó el exceso de agua por decantación y fueron tomados 5 g de suelo y se almacenaron en tubos de ensayo para su posterior análisis.
- **Radiación UV:** Para este método de control las bandejas con los 50 g de suelo se expusieron a la radiación UV con una longitud de onda 253.7 nm en una cámara de flujo laminar por 5 días, en un intervalo de 6 horas por día, simulando las horas de máxima radiación solar en la época seca, en que se colectaron las muestras de suelo en el Parque Municipal Summit. Pasadas las 6 horas se tomaron 5 g de suelo y se almacenaron en tubos de ensayo para su posterior análisis.

3.5 Métodos de controles químicos

Se aplicaron dos métodos de controles químicos:

- Piperazina: Fueron agregados 5 g del nematocida Piperazina (James Brown Pharma®) a las dos bandejas conteniendo 50 g de suelos a analizar y se homogeneizaron, para iniciar entonces la colecta de las sub muestras.
- Cal: A los 50 g de suelo se les agregó 1 g de cal y se homogeneizó la mezcla, antes de la colecta de las sub muestras.

3.6 Método de control biológico

Para el control biológico se empleó el producto Biopaecil®, un bionemático fabricado y donado para la realización de esta investigación, como colaboración de la empresa Advanced Biocontrollers de Panamá. Este producto contiene la cepa del hongo *Purpureocillium lilacinum*, las cuales parasitan los huevos y las hembras de los nematodos, causando la destrucción de sus ovarios y la reducción de la eclosión de los huevos.

En el ensayo, fueron colocados los 50 g de suelos en las bandejas de polietileno y se inocularon con una solución conteniendo 5,400 huevos de *Toxocara sp.* y se agregó una disolución del Biopaecil® la cual fue preparada con 100 ml de agua y 5 ml del producto. Fueron tomadas muestras de suelo cada día durante ocho (8) días. Como control negativo se incubaron los suelos inoculados con los huevos de *Toxocara* y se almacenaron a 27°C durante los 8 días que duró el ensayo. Para finalizar se aplicaron las técnicas bifásicas de concentración de huevos y se observaron bajo microscopía de luz en el LIPAAM, para apreciar desde las etapas de contacto del huevo con el hongo, hasta las etapas de penetración y consumación del embrión del *Toxocara spp.*

CAPÍTULO IV

ANÁLISIS Y PRESENTACIÓN DE RESULTADOS

RESULTADOS

Dentro de los resultados obtenidos, fue registrada la prevalencia de los parásitos encontrados en los diferentes suelos de las jaulas. En el mono tití (*Saginus geoffroyi*) fueron encontrados quistes de *Entamoeba* spp. como el enteroparásito más prevalente en los suelos, con un porcentaje de aparición del 44.44% (4/10). En el mono cariblanco (*Cebus capucinus*) los parásitos intestinales más prevalentes fueron los huevos de ancylostomidos y quistes de *Entamoeba* spp., con 28.6% (4/10) de positividad. En el mono araña (*Ateles fusciceps*), el parásito más prevalente fueron los ancylostomidos con 28.6% (4/10) (Fig. 1).

Posteriormente, con la aplicación de los tratamientos físico-químicos en las muestras de suelo de las tres jaulas estudiadas, fue demostrada la efectividad de los cuatro tratamientos aplicados en la reducción de las formas viables de huevos de *Toxocara* sp.

En las pruebas aplicadas con los tratamientos físicos, las muestras de suelo tratadas con radiación solar se obtuvieron un total de 39 huevos no viables y 8 huevos viables, distribuidos en 10 huevos no viables y 3 viables para la jaula 1; 13 huevos no viables y 3 viables en la jaula 2 y 16 huevos no viables junto con 2 huevos viables en la jaula 3 (Fig. 2).

Por otra parte, en el tratamiento de calor húmedo se obtuvieron un total de 30 huevos no viables y 2 huevos viables distribuidos en 11 huevos no viables y 1 huevo viable para la jaula 1; 12 huevos no viables y 0 huevos viables en la jaula 2 y 7 huevos no viables junto con 1 huevo viable en la jaula 3 (Fig. 3).

Para los platos controles de estos tratamientos, fueron obtenidos 12 huevos no viables en el plato control junto con 30 huevos no viables en los platos ensayos del tratamiento de calor húmedo y 4 huevos no viables en el plato control junto con 39 huevos no viables en los platos ensayos del

tratamiento de radiación solar, esto dando una efectividad de tratamiento de 18 y 35 huevos respectivamente (Tabla. 5).

En los ensayos donde se aplicaron tratamientos químicos, las muestras de suelo tratadas con cal se obtuvieron un total de 38 huevos no viables y 3 huevos viables distribuidos en 5 huevos no viables y 1 huevo viable para la jaula 1; 21 huevos no viables y 2 huevos viables en la jaula 2 y 12 huevos no viables y 0 viables en la jaula 3 (Fig. 4).

En el caso de la piperazina, se obtuvieron un total de 36 huevos no viables y 5 huevos viables distribuidos en 9 huevos no viables y 0 viables para la jaula 1; 15 huevos no viables y 2 viables en la jaula 2 y 12 huevos no viables y 3 viables en la jaula 3 (Fig. 5).

Al realizar la sumatoria del total de huevos encontrados podemos señalar que en los platos controles de estos tratamientos, fueron obtenidos 13 huevos no viables en los platos control junto con 36 en los platos ensayos del tratamiento químico piperazina, y 10 huevos no viables en los platos control junto con 38 huevos no viables en los platos ensayos para el tratamiento químico Cal, dando una efectividad de tratamiento de 23 y 28 huevos respectivamente (Tabla. 5).

Finalmente las muestras de tierra de las tres jaulas juntas dieron un total de 143 huevos no viables y 18 huevos viables, distribuidos en 30 huevos no viables y 2 huevos viables en el tratamiento de calor húmedo; 39 huevos no viables y 8 huevos viables en radiación solar; 36 huevos no viables y 5 huevos viables en el tratamiento químico Piperazina y 38 huevos no viables junto con 3 huevos viables en el tratamiento químico Cal (Fig. 6).

Con respecto a la recuperación de huevos no viables y viables según la jaula de los monos, en las muestras de tierra de la jaula del mono tití fueron obtenidos 35 huevos no viables y 5 huevos

viables; 61 huevos no viables y 6 huevos viables en las muestras de tierra de la jaula del mono cariblanco y 47 huevos no viables y 6 viables en las muestras de tierra del mono araña (Fig. 7).

Adicional, los parásitos encontrados en las muestras de suelo de las tres jaulas de primates utilizadas en el ensayo con el control biológico BioPaecil, fueron encontrados 143 huevos de nematodos, entre ellos 134 huevos de *Toxocara sp.* (94%) y 9 huevos de *Trichuris sp.* (6%). (Fig. 8). Posteriormente con la aplicación del control biológico, de 134 huevos de *Toxocara sp.* encontrados, 4 de ellos se encontraban invadidos por hongos en su etapa de penetración hifal, representando un 3% de parasitismo en las muestras (Fig. 9).

DISCUSIÓN

El estudio fue realizado en el zoológico del Parque Municipal Summit, a solicitud de su directiva, por problemas que enfrentan en el control de los enteroparásitos en monos.

Estos primates llevan un estricto programa de control desparasitante, pero los mismos se vuelven a infectar por los parásitos que ya se han depositados en los suelos, ya sea por las excretas de los monos o por parásitos de otros animales, los cuales podrían llegar a estas jaulas por las escorrentías de las lluvias.

Varios taxones causantes de enfermedades que infectan a estos primates no humanos son potencialmente transmisibles entre simios, otros animales en cautiverio y humanos (por ejemplo, nematodos ancylostomatidos y estrogilos), lo que subraya la importancia de identificar y reducir los riesgos de intercambio de patógenos en paisajes compartidos (Harroff et al., 2019).

Para establecer cuáles son las especies de enteroparásitos presentes en los suelos de las jaulas de los monos, fue realizado un estudio de prevalencia y diversidad, el cual dio como resultado una alta diversidad de parásitos intestinales predominando *Entamoeba sp.* y ancylostomidos (Fig. 1).

Previamente se ha establecido que la presencia de parásitos intestinales en primates no humanos, como los quistes de amebas, huevos de ancylostomidos y otros enteroparásitos, es común, pues la condición de encierro aumenta el estrés social y alimenticio, lo cual favorece que su sistema inmune se debilite y facilite entonces la entrada de los parásitos y otros microorganismos patógenos y no patógenos transmisibles (Barelli et al., 2021; McLennan et al., 2017; S. Rondón et al., 2017).

Las formas de vida resistentes en el ambiente de enteroparásitos como quistes de *Entamoeba sp.* y *Giardia sp.* pueden sobrevivir de 1 a 3 meses en el ambiente y los huevos de helmintos como *A. lumbricoides* mantienen poder infectante entre 7 y 12 años. Estas características son importantes para mantener de forma constante la transmisión de parásitos presentes en los suelos a los seres humanos u otros animales en cautiverio (Armstrong et al., 2011).

Muchos factores pueden influir en la resistencia y viabilidad de los parásitos presente en los suelos de las jaulas donde habitan animales en cautiverio, entre ellos factores climatológicos como la luminosidad de la jaula, la estacionalidad y precipitación influyen en la humedad del suelo, además del desplazamiento por las escorrentías de las lluvias, de heces de otros animales en cautiverio ubicados en jaulas cercanas (Horiuchi et al., 2013; Zain et al., 2015; Nkouayep et al., 2017).

Otros factores importantes son las características fisicoquímicas y estructurales de los suelos estudiados, ya que se ha evidenciado que los suelos con texturas arenosas tienden a contener un porcentaje de contaminación mayor que suelos arcillosos o compactos. Además de la textura, el contenido de materia orgánica, pH, conductividad y porcentaje de nitrógeno influyen en la cantidad y variedad de parásitos presentes en los suelos. (Villafañe-Ferrer & Pinilla-Pérez, 2016).

La técnica de recuperación de huevos utilizada puede ser otro factor influyente en los resultados. En el caso de esta investigación, fue implementado el método de sedimentación por Ritchie y flotación por solución de Sheather dando como resultado una recuperación de 37 enteroparásitos en 45 muestras de tierra obtenidas de las tres jaulas de primates para el análisis de diversidad y

143 huevos no viables de *Toxocara sp.* para las pruebas con los controles físicos y químicos aplicados (Tabla 1. y Fig. 7).

En otros estudios, Tavalla (2012) evaluó la prevalencia de nemátodos intestinales mediante dos técnicas de flotación, utilizando la solución de Sheather y nitrato sódico, las cuales tuvieron una recuperación del 38.7% (58 huevos) y 33.0 % (48 huevos) respectivamente, en 150 muestras de suelo en Tehran, Irán.

Con relación a los tratamientos físicos y químicos implementados, los resultados corresponden a lo esperado y publicado por otros autores, al utilizar los métodos de control implementados para disminuir las formas parasitarias en suelos contaminados. Diversos autores han discutido la temperatura adecuada para la inactivación de los huevos de ascaridios. Moazeni et al. (2010) propone que la incubación de huevos de *F. hepatica* a 50°C de 1-5 horas provoca la inactivación de los huevos previniendo la formación del miracidio.

Sin embargo Boueroy (2019) en sus estudios del uso de las temperaturas para eliminar los huevos de *Opistorchis*, señala que el calentar a 70 y 80 ° C después de 10, 15 y 30 minutos puede destruir los huevos del parásito, sin embargo, discute que los huevos de ascaridios como *Toxocara sp.*, contiene paredes más gruesas, lo cual hay que considerar si se utiliza como método de control. Esto pudo conllevar a que en nuestros resultados, el calor húmedo fue el tratamiento con menor recuperación de huevos no viables (30/143) (Fig. 6).

Para los platos controles de este tratamiento fueron obtenidos 12 huevos no viables que comparado con los 30 huevos no viables obtenidos en los platos ensayos, conlleva a una efectividad del tratamiento de 18 huevos (Tabla. 5).

En cuanto a la radiación solar, Hazell (2019) explica el efecto mutagénico ocasionado por la luz ultravioleta, lo cual genera dímeros de pirimidinas e inhabilita el ADN, impidiendo su replicación y transmisión a las células descendientes. En nuestros resultados, este efecto a su vez, pudo conllevar a una pérdida en la viabilidad del embrión, dando como resultado una recuperación de 39 huevos no viables (39/143) (Fig. 6).

En los platos controles de este tratamiento fueron obtenidos 4 huevos no viables que contrastado con los 39 huevos no viables obtenidos en los platos ensayos, da como resultado una efectividad de 35 huevos evidenciándose como el tratamiento físico aplicado más efectivo ($\chi^2=5.1629$; $P=0.02$) (Tabla. 5).

Para los tratamientos químicos, Machado (2019) señala que en el caso de la cal (CaO), su efecto es minimizar el movimiento de los iones, ocasionar la pérdida de la humedad, aumentar el pH del medio y consecuentemente, disminuir el poder patógeno de los microorganismos, incluyendo protozoarios y huevos de helmintos. En nuestros resultados, esta alteración del pH en los suelos pudo provocar una afectación en el metabolismo y desarrollo del embrión, dando así una recuperación de 38 huevos no viables (38/143) (Fig. 6).

Con respecto a los platos controles de este tratamiento, fueron obtenidos 10 huevos no viables, que comparado con los 38 huevos no viables recuperados en los platos ensayos, conduce a una efectividad de 28 huevos (Tabla. 5).

Por su parte Delgado-Díaz y Jara (2018) mencionan que la piperazina actúa sobre la unión mioneural de la larva de los ascaris, produciendo la parálisis neuromuscular del parásito, al incrementar la apertura de los canales de cloro de la membrana del músculo, hiperpolarizando la membrana e incrementando a la vez su conductancia. Aunque el efecto de la piperazina en

los huevos de enteroparásitos no ha sido ampliamente estudiado, en nuestros resultados se pudo evidenciar una recuperación de 36 huevos no viables y 5 huevos viables (Fig.6) y pudiera haber tenido el mismo efecto paralítico en el embrión, provocando así su inactivación. Más estudios son requeridos para conocer la toxicidad hacia los suelos que pudiera provocar dicho compuesto.

En los platos controles de este tratamiento, fueron obtenidos 13 huevos no viables, que comparado con los 36 huevos no viables recuperados en los platos ensayos, conduce a una efectividad de 23 huevos (Tabla. 5). Ambos tratamientos químicos demostraron ser igualmente efectivos en la destrucción e inactivación de los huevos de *Toxocara* spp. ($\chi^2=0.4351$; $P=0.5094$).

Para el control biológico, aunque en los análisis por microscopia de luz se observaron hifas en crecimiento, las mismas en su mayoría no se encontraban penetrando a los huevos u embrión, esto puede significar una disminución en la capacidad de la cepa implementada en reconocer el patógeno y en el crecimiento directo hacia este. El factor tiempo puede ser importante en el reconocimiento de un hongo nematófago con su blanco, por lo cual, el muestreo hasta el 8 día de exposición pudo también afectar nuestros resultados.

CAPÍTULO V

CONCLUSIONES Y

RECOMENDACIONES

CONCLUSIONES

Basándonos en el análisis de los resultados obtenidos, se puede concluir lo siguiente:

1. Se detectaron e identificaron las especies de enteroparásitos presentes en las muestras de suelo provenientes de tres jaulas de monos del Parque Municipal Summit.
2. Los enteroparásitos con mayor prevalencia en los suelos de las jaulas fueron los quistes de *Entamoeba spp* con 27.03% (10/37), siguiéndole los ancylostomidos con 24.32% (9/37), y ascaridios con un 10.81% (4/37).
3. *Toxocara spp.* funciona como indicador de viabilidad de tratamientos antiparasitarios aplicados a suelos infectados.
4. Los tratamientos fisicoquímicos aplicados son efectivos en muestras de suelo parasitadas.
5. Entre los métodos de control físicos, la radiación solar resultó más efectiva con un total de 39 huevos no viables recuperados y una efectividad de 35 huevos, comparado al calor húmedo con un total de 30 huevos no viables recuperados y una efectividad de 18 huevos ($\chi^2=5.1629$; $P=0.02$).
6. En los tratamientos químicos, ambos tratamientos resultaron igual de efectivos en la reducción e inactivación de los huevos de *Toxocara spp.* ($\chi^2=0.4351$; $P=0.5094$).
7. Para el tratamiento de control biológico, fueron encontrados cuatro (4) huevos de *Toxocara spp.* que presentaban invasión hifal, mientras que el resto se mantenían viables.
8. Para las muestras de suelo de las tres jaulas, todos los tratamientos resultaron igual de efectivos en la destrucción e inactivación de los huevos de *Toxocara spp.* tanto en recuperación de huevos no viables ($\chi^2=0.0345$; $P=0.8526$) como en la efectividad del tratamiento comparado con los platos controles ($\chi^2=1.3551$; $P=0.2443$).

RECOMENDACIONES

En base a la experiencia lograda, se presentan las siguientes recomendaciones:

- Estudiar la composición fisicoquímica de los suelos, y aplicar el tratamiento de manera “in vivo”, de esta manera ver la interacción de los tratamientos y los monos.
- Evaluar a corto, mediano y largo plazo la viabilidad de los tratamientos de acuerdo a la interacción con los animales y el efecto que pueda tener en el suelo en el tiempo.
- Ampliar el estudio a jaulas que se encuentran cercanas a las ya estudiadas para implementar un control completo, evitando de esta manera las reinfecciones provocadas por escorrentías de aguas que comparten.
- Realizar el estudio con diferentes estadios del parásito para determinar el efecto de los tratamientos.
- Evaluar el uso de diferentes técnicas de recuperación de parásitos para determinar cuál es la técnica más adecuada para los tipos de suelos a analizar
- Evaluar la diversidad y posible efectividad de hongos ovidas que se encuentran normalmente en las tierras de las jaulas de los monos afectados
- Incrementar el número de huevos del parásito indicador viable dentro de cada muestra, y así poder tener una mayor probabilidad de encontrar las formas parasitarias con los tratamientos aplicados y aumentar el número de recuperación de huevos con las técnicas realizadas.
- Aumentar el tiempo de exposición durante el ensayo de control biológico y así lograr una mejor caracterización de este tratamiento.

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

1. Amoah, I. D., Singh, G., Stenström, T. A., & Reddy, P. (2017). Detection and quantification of soil-transmitted helminths in environmental samples: A review of current state-of-the-art and future perspectives. *Acta Tropica*, 169, 187–201. <https://doi.org/10.1016/j.actatropica.2017.02.014> . Fecha de consulta: Agosto, 2022.
2. ANAM, (2010) “Atlas Ambiental de la República de Panamá. Primera Versión. Gobierno Nacional de la República de Panamá”, pp.190.
3. Andrews, SJ (1999). The life cycle of *Fasciola hepatica*. In: Dalton, JP (Ed.). *Fasciolosis*. Cabi Publishing. PP: 1-29
4. Araujo, J. M., Braga, F. R., de Araújo, J. V., & Carvalho, R. O. (2009). Atividade dos fungos nematófagos *Pochonia chlamydosporia* e *Paecilomyces lilacinus* sobre cápsulas de ovos de *Dipylidium caninum*. *Revista do Instituto Adolfo Lutz*, 68(3), 488-491.
5. Arroyo-Rodríguez, V., Melo, F. P. L., Martínez-Ramos, M., Bongers, F., Chazdon, R. L., Meave, J. A., Norden, N., Santos, B. A., Leal, I. R., & Tabarelli, M. (2017). Multiple successional pathways in human-modified tropical landscapes: New insights from forest succession, forest fragmentation and landscape ecology research. *Biological Reviews of the Cambridge Philosophical Society*, 92(1), 326-340. <https://doi.org/10.1111/brv.12231>
6. Barelli, C., Donati, C., Albanese, D., Pafčo, B., Modrý, D., Rovero, F., & Hauffe, H. C. (2021). Interactions between parasitic helminths and gut microbiota in wild tropical primates from intact and fragmented habitats. *Scientific Reports*, 11(1), 21569. <https://doi.org/10.1038/s41598-021-01145-1>

7. Basualdo, J. A., Ciarmela, M. L., Sarmiento, P. L., & Minvielle, M. C. (2000). Biological activity of Paecilomyces genus against Toxocara canis eggs. Parasitology Research, 86(10), 854–859. <https://doi.org/10.1007/pl00008513>.
8. Beaver, P. C., Jung, R. C., & Cupp, E. W. (1984). *Clinical parasitology*. Lea & Febiger.
9. Beelitz, P., Gobel, E., & Gothe, R. (1992). Species spectrum and incidence of endoparasites of cat litters and their mothers under different maintenance conditions in southern Germany. *Tierärztliche Praxis* 20, 297-300.
10. Beltrán, M., Tello, R., Náquira, C., (2003). “Manual de Procedimientos de Laboratorio para el Diagnóstico de los Parásitos Intestinales del Hombre”, Lima: Ministerio de Salud, Instituto Nacional de Salud.
11. Bergman, T. J., & Sheehan, M. J. (2013). Social Knowledge and Signals in Primates. *American Journal of Primatology*, 75(7), 683-694. <https://doi.org/10.1002/ajp.22103>
12. Béven, L., Duval, D., Rebuffat, S., Riddell, F. G., Bodo, B., & Wróblewski, H. (1998). Membrane permeabilisation and antimycoplasmic activity of the 18-residue peptaibols, trichorzins PA. *Biochimica et Biophysica Acta (BBA)-Biomembranes*, 1372(1), 78-90.
13. Bojanich, M. V. I. (2019). Interacción biológica de las enzimas producidas por hongos nematófagos saprófitos de suelo, contra huevos de *Toxocara canis* (Doctoral dissertation, Universidad Nacional de La Plata, Facultad de Ciencias Medicas) pag. 176-180.
14. Boldini, M., Millán, P., Padilla, J., Montenegro, S., Fonseca, M., Mosquera, R., y Pulido, S. (2019). Capítulo 11. Control Biológico, 201-211.
15. Bolivar-Mejia, A., Alarcón-Olave, C., Calvo-Betancourt, L. S., Paniz-Mondolfi, A., Delgado, O., & Rodriguez-Morales, A. J. (2014). Toxocariasis in the Americas: Burden and Disease Control. *Current Tropical Medicine Reports*, 1(1), 62–68. <https://doi.org/10.1007/s40475-013-0010-7>

16. Boueroy, P., Duengai, K., Eamudomkarn, C., Sripan, P., Boonmars, T., Pumhirunroj, B., Artchayasawat, A., Songsri, J., Chomphumee, K., Rattanasuwan, P., Laummaunwai, P., Khueangchiangkhwang, S., & Boonjaraspinyo, S. (2019). Effect of Temperature on the Killing of *Opisthorchis viverrini* Eggs In Vitro. *The Korean journal of parasitology*, 57(1), 49–53. <https://doi.org/10.3347/kjp.2019.57.1.49>.
17. Braga, F. R., Araújo, J. V., Soares, F. E., Tavela, A. O., Araujo, J. M., Carvalho, R. O., Fernandes, F. M., & Queiroz, J. H. (2012). Enzymatic analysis and in vitro ovicidal effect of *Pochonia chlamydosporia* and *Paecilomyces lilacinus* on *Oxyuris equi* eggs of horses. *Biocontrol Science and Technology*, 22(6), 685–696. <https://doi.org/10.1080/09583157.2012.677807>.
18. Braga, F., Araújo, J., Araujo, J., Carvalho, R., Silva, A., Campos, A., & Tavela, A. (2008). Ovicidal activity of *Paecilomyces lilacinus* on *Moniezia* sp. eggs. *Journal of Helminthology*, 82(3), 241-243. Doi: 10.1017/S0022149X08977488.
19. Capizzi-Banas, S., Deloge, M., Remy, M., & Schwartzbrod, J. (2004). Liming as an advanced treatment for sludge sanitisation: helminth eggs elimination—*Ascaris* eggs as model. *Water Research*, 38(14–15), 3251–3258. <https://doi.org/10.1016/j.watres.2004.04.015>
20. Cardillo, N. M. (2012). *Toxocara cati*: Epidemiología y patogénesis en la infección experimental murina. *España: Editorial Academica Española*, 113.
21. Carrasco F, Tantaleán M, Gibson KN, Gibson N. 2008. Prevalencia de helmintos intestinales de una población de monos maquisapas silvestres *Ateles belzebuth chamek* en el Parque Nacional de Manu – Perú. *Neotrop Helminthol* 2: 19-26.

22. Carvalho, R., Araújo, J., Braga, F., Araujo, J., & Alves, C. (2010). Ovicidal activity of *Pochonia chlamydsporia* and *Paecilomyces lilacinus* on *Toxocara canis* eggs. *Veterinary Parasitology*, 169(1–2), 123–127. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2009.12.037>.
23. Caumes, E. (2003). Treatment of cutaneous larva migrans and *Toxocara* infection. *Fundamental and Clinical Pharmacology*, 17(2), 213–216. <https://doi.org/10.1046/j.1472-8206.2003.00172.x>
24. Champman, C., Speirs, M., Gillespie, T., Holland, T., & Austad, K. (2006). Live on the edge: gastrointestinal parasites from the forest edge and interior primate groups. *Journal of primatology*, 397-409.
25. Chinchilla, M., Guerrero, O., Gutierrez, G., Sánchez, R & Valerio, I. (2007) Parásitos en monos carablanca *Cebus capucinus* (Primates: Cebidae) de Costa Rica. *Parasitología latinoamericana*, 62: 170 -175.
26. Ciarmela, M., Thevenet, P. S., Alvarez, H., Minvielle, M., & Basualdo, J. (2005). Effect of *Paecilomyces lilacinus* on the viability of oncospheres of *Taenia hydatigena*. *Veterinary Parasitology*, 131(1–2), 61–64. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2005.04.031> .
27. Corrêa, P., Bueno, C., Soares, R., Vieira, F. M., & Muniz-Pereira, L. C. (2016). Checklist of helminth parasites of wild primates from Brazil. *Revista Mexicana de Biodiversidad*, 87(3), 908–918. <https://doi.org/10.1016/j.rmb.2016.03.008>
28. Correa, P., Bueno, C., Soares, R., Vieira, F., y L. C. Muniz-Pereira. (2016). Checklist of helminth parasites in wild primates from Brazil, *RMB*, 87, 3. <http://dx.doi.org/10.1016/j.rmb.2016.03.008>
29. Cruz, G., de León, L., Bethancourt, A., Ríos, N., Krause, R., & Sandoval, N. (2020). Antagonistic effects of native strains of the soil fungus *Paecilomyces* against gastrointestinal

- nematode and protozoan parasites of pigs in Panama. *Journal of Parasitic Diseases*, 45(1), 204–210. <https://doi.org/10.1007/s12639-020-01297-3>
30. Cruz, G., De León, L., Bethancourt, A., Ríos, N., Krause, R., y Sandoval, N., (2021). “Antagonistic effects of native strains of the soil fungus *Paecilomyces* against gastrointestinal nematode and protozoan parasites of pigs in Panama”, *J Parasit Dis*, 45, (1), 204-210.
 31. Cueva, X and Pozo, W. (2010). Densidad y tamaño poblacional efectivo del bracilargo en el Noroccidente ecuatoriano. . *Serie Zoológica* 6: 85-97.
 32. D. G. Tirira. (2007). Guía de campo de los mamíferos del Ecuador. Publicación especial sobre los mamíferos del Ecuador 6, Ediciones Murciélago Blanco, Quito, Ecuador.
 33. Dawson, G. A. (1976). Behavioral ecology of the Panamanian tamarin, *Saguinus oedipus* (Callitrichidae, Primates). Thesis, University Microfilms International.
 34. Dawson, G. A. (1979). The use of time and space by the Panamanian tamarin, *Saguinus oedipus*. *Folia Primatologica* 31: 253-284.
 35. Defler, T. R. (2004). *Primates of Colombia*. Conservation International, Washington, DC, USA.
 36. Despommier, D. (2003). Toxocariasis: Clinical Aspects, Epidemiology, Medical Ecology, and Molecular Aspects. *Clinical Microbiology Reviews*, 16(2), 265–272. <https://doi.org/10.1128/cmr.16.2.265-272.2003>
 37. Díaz, G. D., & Jara, C. A. (2018). Actividad antihelmíntica del extracto de *Peumus boldus* comparada con la piperazina citrato sobre el huevo y larva de *Ascaris suum*. *Rebiol*, 38(1), 54-61.
 38. Diaz-Munoz, S. L. (2010). Behavior, Ecology and Genetics of Geoffroy's Tamarin (*Saguinus geoffroyi*). University of California.

39. Estévez-Noboa, M. (2009). Estudio poblacional y uso de hábitat de *Alouatta palliata*, *Ateles fusciceps* y *Cebus capucinus* en el Bosque Protector Los Cedros, provincia de Imbabura. Universidad Central del Ecuador.
40. Estrada Alejandro, Garber Paul A., Rylands Anthony B., Roos Christian, Fernandez-Duque Eduardo, Di Fiore Anthony, Nekaris K. Anne-Isola, Nijman Vincent, Heymann Eckhard W., Lambert Joanna E., Rovero Francesco, Barelli Claudia, Setchell Joanna M., Gillespie Thomas R., Mittermeier Russell A., Arregoitia Luis Verde, de Guinea Miguel, Gouveia Sidney, Dobrovolski Ricardo, ... Li Baoguo. (2017). Impending extinction crisis of the world's primates: Why primates matter. *Science Advances*, 3(1), e1600946. <https://doi.org/10.1126/sciadv.1600946>
41. Estrada, A., Garber, P. A., & Chaudhary, A. (2020). Current and future trends in socio-economic, demographic and governance factors affecting global primate conservation. *PeerJ*, 8, e9816. <https://doi.org/10.7717/peerj.9816>
42. Estrada, F., Mayhua, O., & Terrones, T. (2014). Manual de procedimientos de laboratorio para el diagnóstico de los parásitos intestinales del hombre.
43. Estrela, C., Sydney, G. B., Bammann, L. L., & Felipe Junior, O. (1994). Estudo do efeito biológico do pH na atividade de enzimática de bacterias anaeróbicas. *Rev. Fac. Odontol. Bauru*, 31-8.
44. Fagiolini, M., Lia, R. P., Laricchiuta, P., Cavicchio, P., Mannella, R., Cafarchia, C., Otranto, D., Finotello, R., & Perrucci, S. (2010). Gastrointestinal parasites in mammals of two Italian zoological gardens. *J. Zoo Wildl. Med: official publication of the American Association of Zoo Veterinarians*, 41(4), 662–670. <https://doi.org/10.1638/2010-0049.1>

45. Fan, C.-K., Holland, C. V., Loxton, K., & Barghouth, U. (2015). Cerebral Toxocariasis: Silent Progression to Neurodegenerative Disorders? *Clinical Microbiology Reviews*, 28(3), 663-686. <https://doi.org/10.1128/CMR.00106-14>
46. FAO. (2004). Food and Agriculture Organization of the United Nations. Guidelines resistance management and integrated parasite control in ruminants: module 1. Ticks: Acaricide resistance: diagnosis, management and prevention. Rome: FAO. P.25–77.
47. Feachem, RG, DJ Bradley, H. Garelick y DD Mara. (1980). Tecnología apropiada para el abastecimiento de agua y el saneamiento: aspectos sanitarios de la gestión de excretas y residuos: una revisión de vanguardia, pag. 3.
48. Fernández, A. S. (1998). “*Duddingtonia flagrans* as a biological control agent against parasitic nematodes of cattle and horses”. PhD Thesis, the Royal Veterinary and Agricultural University, Denmark.
49. Fernández, S., Henningsen, E., Larsen, M., Nansen, R., Grønvold, J., Søndergaard, J. (1999) “*Duddingtonia flagrans* as a biological control agent against parasitic nematodes of cattle and horses”. *Diario Veterinario Equino*, 31, 6, 488-491. <https://doi.org/10.1111/j.2042-3306.1999.tb03856.x>
50. Fialho, P. M. M., & Corrêa, C. R. S. (2016). A systematic review of toxocariasis: a neglected but high-prevalence disease in Brazil. *Am. J. Trop. Med*, 94(6), 1193.
51. Finsterer, J., & Auer, H. (2007). Neurotoxocarosis. *Revista do Instituto de Medicina Tropical de São Paulo*, 49, 279-287.
52. Food and Agriculture Organization of the United Nations. (2004). Guidelines, resistance management and integrated parasite control in ruminants. Rome: Animal Production and Health Division, Agriculture Dept., Food and Agriculture Organization of the United Nations.

53. Freese, C. H. and Oppenheimer, J. R. 1981. The capuchin monkeys, *Cebus*. In: A. F. Coimbra-Filho and R. A. Mittermeier (eds), *The Ecology and Behavior of Neotropical Primates, Vol. 1.*, pp. 331-390. Academia Brasileira de Ciências, Rio de Janeiro, Brazil.
54. Garber, P. A. 1993. Feeding ecology and behaviour of the genus *Saguinus*. In: A. B. Rylands (ed.), *Marmosets and Tamarins: Systematics, Ecology, and Behaviour*, pp. 273-295. Oxford University Press, Oxford, UK
55. Gaviláñez-Endara, M. 2006. Demografía, actividad y preferencia de hábitat de tres especies de primates (*Alouatta palliata*, *Ateles fusciceps* y *Cebus capucinus*) en un bosque nublado del noroccidente ecuatoriano. Universidad Católica del Ecuador.
56. Gaviláñez-Endara, M. 2006. Demografía, actividad y preferencia de hábitat de tres especies de primates (*Alouatta palliata*, *Ateles fusciceps* y *Cebus capucinus*) en un bosque nublado del noroccidente ecuatoriano. Universidad Católica del Ecuador.
57. Gheethi Al-, A. A., Efaq, A. N., Bala, J. D., Norli, I., Abdel-Monem, M. O., & Ab. Kadir, M. O. (2018). Removal of pathogenic bacteria from sewage-treated effluent and biosolids for agricultural purposes. *Applied Water Science*, 8(2). <https://doi.org/10.1007/s13201-018-0698-6>
58. González López, S. C., & Pinto Acosta, K. Y. (2018). Incidencia de la radiación solar, rayos UV y temperatura, en el crecimiento de coliformes totales y fecales en arena de playa puerto mocho en la ciudad de Barranquilla (Tesis de grado Universidad De La Costa). <https://repositorio.cuc.edu.co/bitstream/handle/11323/53/1140885236-1084743365.pdf?sequence=1&isAllowed=y>.
59. González, I. (2014). Identificación de parásitos intestinales en el primate neotropical *Ateles hybridus* en un centro de paso de fauna en el municipio de Sabana de Torres en Santander. *Revista CITECSA*, 4(7): 13-18.

60. González-Zamora, A., Arroyo-Rodríguez, V., Chaves, OM., Sánchez-López, S., Stoner, KE & Riba-Hernández P. (2009). Diet of spider monkeys (*Ateles geoffroyi*) in Mesoamerica: current knowledge and future directions. *American Journal of Primatology*, 73(5): 501.
61. Gortari, M. C., Galarza, B. C., Cazau, M. C., & Hours, R. A. (2008). Comparison of the biological properties of two strains of *Paecilomyces lilacinus* (Thom) Samson associated to their antagonistic effect onto *Toxocara canis* eggs. *Malaysian Journal of Microbiology*. <https://doi.org/10.21161/mjm.12508>.
62. Gozalo A, Aquino R, Montoya E. 1990. Prevalencia de parásitos gastrointestinales en *Aotus nancymai* capturados en la Amazonía Peruana. *La primatología en el Perú*. Vol I. Lima: UNMSM. p 585-587.
63. Harroff, L. A., Liotta, J. L., Bowman, D. D., & Angenent, L. T. (2019). Current time-temperature relationships for thermal inactivation of *Ascaris* eggs at mesophilic temperatures are too conservative and may hamper development of simple, but effective sanitation. *Water Research X*, 5, 100036. <https://doi.org/10.1016/j.wroa.2019.100036>
64. Hayashi, E., Tuda, J., Imada, M., Akao, N., & Fujita, K. (2005). The high prevalence of asymptomatic *Toxocara* infection among schoolchildren in Manado, Indonesia. *Southeast Asian journal of tropical medicine and public health*, 36(6), 1399.
65. Hernández-Camacho, J. and Cooper, R. W. (1976). The nonhuman primates of Colombia. In: R. W. Thorington, Jr. and P. G. Heltne (eds), *Neotropical Primates: Field Studies and Conservation*, pp. 35-69. National Academy of Sciences, Washington, DC, USA.
66. Hernández-Camacho, J. and Cooper, R. W. (1976). The nonhuman primates of Colombia. In: R. W. Thorington, Jr. and P. G. Heltne (eds), *Neotropical Primates: Field Studies and Conservation*, pp. 35-69. National Academy of Sciences, Washington, DC, USA.

67. Hofstätter, B. D. M., Oliveira Da Silva Fonseca, A., de Souza Maia Filho, F., de Souza Silveira, J., Persici, B. M., Pötter, L., Silveira, A., Antonioli, Z. I., & Brayer Pereira, D. I. (2017). Effect of *Paecilomyces lilacinus*, *Trichoderma harzianum* and *Trichoderma virens* fungal extracts on the hatchability of *Ancylostoma* eggs. *Revista Iberoamericana de Micología*, 34(1), 28–31. <https://doi.org/10.1016/j.riam.2016.04.004> .
68. Jiménez, E. (2009). Métodos de control de plagas. *Facultad de agronomía. Universidad Nacional Agraria. Managua, Nicaragua*.
69. Joy, A. T. (2017, 21 noviembre). Toxocariasis and Public Health: An Epidemiological Review. <https://www.peertechzpublications.com/articles/GJIDCR-3-116.php>
70. Karesh WB, Wallance RB, Painter RLE, Rumiz D, Braselton WE, Dierenfeld ES, Puche H. 1998. Immobilization and health assessment of freeranging black spider monkeys (*Ateles paniscus chamek*). *J Primatol* 44: 107- 123.
71. Kleiman, F; Pietrokovasky, S; Prepelitchi, L; Carbajo, AE and Wisnivesky-Coli, C (2007). Dynamics of *Fasciola hepatica* transmission in the Anden Patogonian valleys, Argentina. *Vet. Parasitol.*, 145: 274-286.
72. Kotze, A., & Prichard, R. (2016). Anthelmintic Resistance in *Haemonchus contortus*. *Haemonchus contortus* and *Haemonchosis* – Past, Present and Future Trends, 397–428. <https://doi.org/10.1016/bs.apar.2016.02.012>
73. Kusano, M., Koshino, H., Uzawa, J., Fujioka, S., Kawano, T., & Kimura, Y. (2000). Nematicidal alkaloids and related compounds produced by the fungus *Penicillium cf. simplicissimum*. *Bioscience, biotechnology, and biochemistry*, 64(12), 2559-2568.
74. Lee, R. M., Moore, L. B., Bottazzi, M. E., & Hotez, P. J. (2014). Toxocariasis in North America: A Systematic Review. *PLoS Neglected Tropical Diseases*, 8(8), e3116.

<https://doi.org/10.1371/journal.pntd.0003116>

75. Li M, Zhao B, Li B, Wang Q, Niu L, Deng J, et al. (2015). Prevalencia de parásitos gastrointestinales en primates no humanos en cautiverio de veinticuatro jardines zoológicos en China. *J Med Primatol*; (44):168–173. doi: 10.1111/jmp.12170.
76. Li W, Deng L, Yu X, Zhong Z, Wang Q, Liu X, et al. (2016). Genotipos multilocus y amplia gama de huéspedes de *Enterocytozoon bieneusi* en vida silvestre en cautiverio en jardines zoológicos en China. *Vectores de parásitos*; (9):395–395. doi: 10.1186/s13071-016-1668-1.
77. Lima, V. F. S., Bezerra, T. L., Andrade, A. F. D., Ramos, R. A. N., Faustino, M. A. D. G., Alves, L. C., & Meira-Santos, P. O. (2016). Gastrointestinal parasites of exotic birds living in captivity in the state of Sergipe, Northeastern Brazil. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária*, 26, 96-99.
78. Lipatov, E. I., Sosnin, E. A., & Avdeev, S. M. (2015). The inactivation of eggs of helminthes under the action of narrowband ultraviolet radiation of excilamps. *SPIE Proceedings*. <https://doi.org/10.1117/12.2228995>
79. Lötsch, F., Obermüller, M., Mischlinger, J., Mombo-Ngoma, G., Groger, M., Adegnika, A. A., Agnandji, S. T., Schneider, R., Auer, H., & Ramharter, M. (2016). Seroprevalence of *Toxocara* spp. in a rural population in Central African Gabon. *Parasitology International*, 65(6), 632–634. <https://doi.org/10.1016/j.parint.2016.09.001>
80. Lötsch, F., Vingerling, R., Spijker, R., & Grobusch, M. P. (2017). Toxocariasis in humans in Africa – A systematic review. *Travel Medicine and Infectious Disease*, 20, 15–25. <https://doi.org/10.1016/j.tmaid.2017.10.009>
81. Lyons, E. T., Tolliver, S. C., & Collins, S. S. (2007). Study (1991 to 2001) of drug-resistant Population B small strongyles in critical tests in horses in Kentucky at the termination of a

- 40-year investigation. *Parasitology research*, *101*(3), 689–701.
<https://doi.org/10.1007/s00436-007-0535-6>
82. Lyons, E. T., Tolliver, S. C., & Collins, S. S. (2007). Study (1991 to 2001) of drug-resistant Population B small strongyles in critical tests in horses in Kentucky at the termination of a 40-year investigation. *Parasitology Research*, *101*(3), 689–701.
<https://doi.org/10.1007/s00436-007-0535-6>
83. Macedo, I. T. F., Bevilaqua, C. M. L., Oliveira, L. M. B. D., Camurça-Vasconcelos, A. L. F., Vieira, L. D. S., Oliveira, F. R., Queiroz-Junior, E. M., Portela, B. G., Barros, R. S., & Chagas, A. C. S. (2009). Atividade ovicida e larvicida in vitro do óleo essencial de *Eucalyptus globulus* sobre *Haemonchus contortus*. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária*, *18*(03), 62–66. <https://doi.org/10.4322/rbpv.01803011>.
84. Maya, C., Torner-Morales, F. J., Lucario, E. S., Hernández, E., & 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>
85. Mazur-Melewska, K., Mania, A., Figlerowicz, M., Kemnitz, P., Służewski, W., Michalak, M., 2012. The influence of age on a clinical presentation of *Toxocara* spp. infection in children. *Ann. Agric. Environ. Med.* *19* (2), 233–236.
86. McConkey, K. R. (2018). Seed Dispersal by Primates in Asian Habitats: From Species, to Communities, to Conservation. *International Journal of Primatology*, *39*(3), 466-492.
<https://doi.org/10.1007/s10764-017-0013-7>
87. McLennan, M. R., Hasegawa, H., Bardi, M., & Huffman, M. A. (2017). Gastrointestinal parasite infections and self-medication in wild chimpanzees surviving in degraded forest

- fragments within an agricultural landscape mosaic in Uganda. *PLOS ONE*, 12(7), e0180431. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0180431>
88. Mejía, E.M. (2017) “Métodos de concentración: flotación y sedimentación aplicados a muestras fecales de usuarios que asisten a la unidad comunitaria de salud familiar Ozatlán, Departamento de Usulután”, [Tesis para optar al grado académico de Licenciada en Laboratorio Clínico, Facultad multidisciplinaria oriental, Universidad del Salvador, San Miguel, El Salvador].
 89. Méndez, C. Setchell M, J. Russell, A, J. (2017) factores limitantes en la distribución de primates panameños: una aproximación de modelaje de nicho ecológico. <https://www.fcprimatespanama.org/V%20MEMORIAS%20SYMPOSIUM%20PRIMATE%202017.pdf>
 90. Méndez-Carvajal, P. G. (2005). Population survey of the Azuero howler monkey (*Alouatta palliata traedata*) in Herrera Province, Republic of Panama. *Neotropical Primates* 13(3): 1-6.
 91. Méndez-Carvajal, P. G. (2014). The Orion Camera System, a new method for deploying camera traps in tree canopy to study arboreal primates and other mammals: a case study in Panama. *Mesoamericana* 18(1): 9-23.
 92. Méndez-Carvajal, P.G. (2012). Estudio de diversidad de mamíferos en cuatro hábitats de transición asociados a una plantación de teca (*Tectona grandis*), dentro de la Cuenca del Canal de Panamá, Las Pavas, Panamá. *Tecnociencia* 14(2): 55-83.
 93. Méndez-Carvajal, P.G. (2012). Preliminary Primate Survey at the Chucantí Nature Reserve, Darien Province. *Mesoamericana* 16(3): 22-29.
 94. Méndez-Carvajal, P.G. (2012). Preliminary Primate Survey at the Chucantí Nature Reserve, Darien Province. *Mesoamericana* 16(3): 22-29.

95. Moazeni, Mohammad, Ansari Lari, M., Masoudfar, Mostafa, Hosseinzadeh, S., & Moutabi Alavi, A.. (2010). Short paper: lethal effect of high temperatures on the eggs of *fasciola hepatica*. Iranian journal of veterinary research (ijvr), 11(2 (31)), 168-173. Sid. <https://sid.ir/paper/556555/en>
96. Moraes Boldini, J., Prada Millán, Y., Padilla Osorio, J. C., Montenegro Gómez, S. P., Fonseca Lara, M. R., Mosquera Mena, R. A., & Pulido Pulido, S. Y. (2019). Control Biológico. Servicios ecosistémicos: Un enfoque introductorio con experiencias del occidente Colombiano, 201–211. <https://doi.org/10.22490/9789586516358.11>
97. Moscoso, R. P. (2010). Estado Poblacional del Mono Araña de Cabeza Café (*Ateles fusciceps*) en el Noroccidente del Ecuador, con Notas Ecológicas de una Relación Interespecifica con *Alouatta palliata*. Quito: Pontificia Universidad Católica del Ecuador, Escuela de Ciencias Biológicas, Facultad de Ciencias Exactas y Naturales. Universidad Católica del Ecuador.
98. Moynihan, M. (1970). Some behavior patterns of platyrrhine monkeys II. *Saguinus geoffroyi* and some other tamarins. *Smithson. Contributions to Zoology* 28: 1-77.
99. Myers, P., R. Espinosa, C. S. Parr, T. Jones, G. S. Hammond, and T. A. Dewey. (2022). The Animal Diversity Web (online). Accessed at <https://animaldiversity.org>. Fecha de consulta: Septiembre, 2022
100. Mynářová A, Foitová I, Kváč M, Květoňová D, Rost M, Morrogh-Bernard H. (2016). Prevalencia de *Cryptosporidium* spp., *Enterocytozoon bienensei*, *Encephalitozoon* spp. y *Giardia intestinalis* en orangutanes salvajes, semisalvajes y cautivos (*Pongo abelii* y *Pongo pygmaeus*) en Sumatra y Borneo, Indonesia. *Más uno.*; (11):e0152771. 10.1371/journal.pone.0152771.

101. Najafi, F., Rezaie, S., Kia, E. B., Mahmoudi, M., Khodavaissy, S., Moheballi, M., Gharagozlou, M. J., Rokni, M. B., & Mowlavi, G. (2017). In Vitro Assay of *Paecilomyces lilacinus* Biocontrol Effects on *Fasciola hepatica* Eggs Illustrated in Scanning Electron Micrographs. *Iranian journal of parasitology*, 12(1), 22–28.
102. Napier, J. (1985). *The Natural History of the Primates*. Massachusetts: The MIT Press. Pag. 30
103. Nole I. (2008). Parasitismo gastrointestinal en el mono tocón moreno (*Callicebus brunneus*) que habita en bosques con diferente grado de perturbación antropogénica en el departamento de Madre de Dios. Tesis de Médico Veterinario. *Lima: Univ Nac Mayor de San Marcos. Facultad de Medicina Veterinaria*. Pag. 46.
104. Oka, Y. (2010). Mechanisms of nematode suppression by organic soil amendments—A review. *Applied Soil Ecology*, 44(2), 101–115. <https://doi.org/10.1016/j.apsoil.2009.11.003>
105. Oliveira, S. G., Prates, H. M., Mentz, M., & Bicca-Marques, J. C. (2011). Prevalência de *Bertiella* sp. em um grupo de bugio-pretos, *Alouatta caraya* (Humbolt, 1812). *A primatologia no Brasil*, 11, 273-279.
106. Oryan, A., & Alidadi, S. (2015). Toxocariasis: a neglected parasitic disease with public health importance. *Tropical Medicine & Surgery*.
107. Othman, A. A. (2012). Therapeutic battle against larval toxocariasis: ¿Are we still far behind? *Acta Tropica*, 124(3), 171–178. <https://doi.org/10.1016/j.actatropica.2012.08.003>
108. Park, J. O., Hargreaves, J., McConville, E., Stirling, G., Ghisalberti, E., & Sivasithamparam, K. (2004). Production of leucinostatins and nematicidal activity of Australian isolates of *Paecilomyces lilacinus* (Thom) Samson. *Letters in Applied Microbiology*, 38(4), 271–276. <https://doi.org/10.1111/j.1472-765x.2004.01488.x> .

109. Pecson, B. M., & Nelson, K. L. (2005). Inactivation of *Ascaris suum* eggs by ammonia. *Environmental science & technology*, 39(20), 7909–7914. <https://doi.org/10.1021/es050659a>.
110. Phillips K, Haas MM, Grafton B, Yrivarren M. (2004). Survey of the gastrointestinal parasites of the primate community at Tambopata Nacional Reserve, Peru. *J Zool* 264: 149-151.
111. Potârniche, A. V., Mickiewicz, M., Olah, D., Cerbu, C., Spînu, M., Hari, A., Györke, A., Moroz, A., Czopowicz, M., Várady, M., & Kaba, J. (2021). First Report of Anthelmintic Resistance in Gastrointestinal Nematodes in Goats in Romania. *Animals*, 11(10), 2761. <https://doi.org/10.3390/ani11102761>
112. Prüfer, K., Munch, K., Hellmann, I., Akagi, K., Miller, J. R., Walenz, B., Koren, S., Sutton, G., Kodira, C., Winer, R., Knight, J. R., Mullikin, J. C., Meader, S. J., Ponting, C. P., Lunter, G., Higashino, S., Hobolth, A., Dutheil, J., Karakoç, E., ... Pääbo, S. (2012). The bonobo genome compared with the chimpanzee and human genomes. *Nature*, 486(7404), 527-531. <https://doi.org/10.1038/nature11128>
113. Quintero Cusguen, P., & Gutiérrez Álvarez, Á. M. (2013). Meningoencefalitis por neurotoxocariosis. *Acta Neurológica Colombiana*, 29(2), 109-111.
114. Reed, T. E., Daunt, F., Kiploks, A. J., Burthe, S. J., Granroth-Wilding, H. M., Takahashi, E. A., ... & Cunningham, E. J. (2012). Impacts of parasites in early life: contrasting effects on juvenile growth for different family members. *PLoS One*, 7(2), e32236.
115. Riepe, T. B., Calhoun, D. M., & Johnson, P. T. J. (2019). Comparison of direct and indirect techniques for evaluating endoparasite infections in wild-caught newts (*Taricha torosa* and *T. granulosa*). *Diseases of Aquatic Organisms*, 134(2), 137-146. <https://doi.org/10.3354/dao03365>

116. Rondón, S., Ortiz, M., León, C., Galvis, N., Link, A., & González, C. (2017). Seasonality, richness and prevalence of intestinal parasites of three neotropical primates (*Alouatta seniculus*, *Ateles hybridus* and *Cebus versicolor*) in a fragmented forest in Colombia. *International Journal for Parasitology: Parasites and Wildlife*, 6(3), 202-208. <https://doi.org/10.1016/j.ijppaw.2017.07.006>
117. Rylands, A. B., Groves, C. P., Mittermeier, R. A., Cortés-Ortiz, L. and Hines, J. J. (2006). Taxonomy and distributions of Mesoamerican primates. In: A. Estrada, P. Garber, M. Pavelka and L. Luecke (eds), *New Perspectives in the Study of Mesoamerican Primates: Distribution, Ecology, Behavior and Conservation*, pp. 29–79. Springer, New York, USA.
118. Sagüés, M., Purslowc, P., Fernández, S., Fuséa, I., Iglesias I., Saumella C. (2011) Hongos nematófagos utilizados para el control biológico de nematodos gastrointestinales en el ganado y sus formas de administración, *Rev Iberoam Micol.*28, 4, 143–147.
119. Sharma, A., Sharma, S., & Dalela, M. (2014). Nematicidal activity of *Paecilomyces lilacinus* 6029 cultured on Karanja cake medium. *Microbial Pathogenesis*, 75, 16–20. <https://doi.org/10.1016/j.micpath.2014.08.007> .
120. Sidhu, J. P., & Toze, S. G. (2009). Human pathogens and their indicators in biosolids: a literature review. *Environment international*, 35(1), 187–201. <https://doi.org/10.1016/j.envint.2008.07.006>
121. Skinner, C. (1985). A field study of Geoffroy's tamarin (*Saguinus geoffroyi*) in Panama. *American Journal of Primatology* 9: 15-25.
122. Sleeper, B. (1997). *Primates: The Amazing World of Lemurs, Monkeys, and Apes*. San Francisco: Chronicle Books.

123. Spatafora, J. W., Quandt, C. A., Kepler, R. M., Sung, G. H., Shrestha, B., Hywel-Jones, N. L., & Luangsa-Ard, J. J. (2015). New 1F1N species combinations in Ophiocordycipitaceae (Hypocreales). *IMA fungus*, 6(2), 357-362.
124. Spatafora, J. W., Quandt, C. A., Kepler, R. M., Sung, G. H., Shrestha, B., Hywel-Jones, N. L., & Luangsa-ard, J. J. (2015). New 1F1N Species Combinations in Ophiocordycipitaceae (Hypocreales). *IMA Fungus*, 6(2), 357–362.
<https://doi.org/10.5598/imafungus.2015.06.02.07>
125. Sprent, J. F. A. (1956). The life history and development of *Toxocara cati* (Schrank 1788) in the domestic cat. *Parasitology*, 46(1-2), 54-78.
126. Stuart MD, Greenspan LL, Glander KE, Clarke MR. (1990). Coprological survey of parasites of wild mantled howling monkeys, *Alouatta palliata palliata*. *J Wildlife Dis* 26: 547-549.
127. Tantaleán M, Gonzalo A, Montoya E. (1990). Notes on some helminth parasites from Peruvian monkeys. *Lab Primate News* 29: 6-8.
128. Taylor, M. A., Coop, R. L., & Wall, R. L. (2015). *Veterinary parasitology*. John Wiley & Sons. Pag. 313.
129. Thomas, AP (1883a). The natural history of the liverfluke and the prevention of rot. *J. Royal Agric. Soc. England*. 19: 276-305
130. Thomas, AP (1883b). The life history of the liver fluke (*Fasciola hepatica*). *Q. J. Microsc. Sci.*,23: 99-133
131. Toft JD, Eberhard ML. (1998). Parasitic diseases. In: Bennet BT, Abee CR, Henrickson R (eds). *Nonhuman primates in biomedical research*. San Diego, USA: Academic Press. p 111-205.

132. Torgerson, P. R., Rosenheim, K., Tanner, I., Ziadinov, I., Grimm, F., Brunner, M.... & Deplazes, P. (2009). Echinococcosis, toxocarosis and toxoplasmosis screening in a rural community in eastern Kazakhstan. *Tropical Medicine & International Health*, 14(3), 341-348.
133. Van Roosmalen, M. G. M. and Klein, L. L. (1988). The spider monkeys, genus *Ateles*. In: R. A. Mittermeier, A. B. Rylands, A. F. Coimbra-Filho and G. A. B. da Fonseca (eds), *The Ecology and Behavior of Neotropical Primates, Vol. 2*, pp. 455–537. World Wildlife Fund, Washington, DC, USA.
134. Warren, G. (1970). Studies on the morphology and taxonomy of the genera *Toxocara* Stiles, 1905 and *Neoascaris* Travassos, 1927. *Zoologischer Anzeiger*, 185(5/6).
135. Waterson, R. H., Lander, E. S., Wilson, R. K., & The Chimpanzee Sequencing and Analysis Consortium. (2005). Initial sequence of the chimpanzee genome and comparison with the human genome. *Nature*, 437(7055), 69-87. <https://doi.org/10.1038/nature04072>
136. Wiśniewska-Ligier, M., Woźniakowska-Gęszicka, T., Sobolewska-Dryjańska, J., Markiewicz-Józwiak, A., & Wieczorek, M. (2011). Analysis of the course and treatment of toxocariasis in children—a long-term observation. *Parasitology Research*, 110(6), 2363–2371. <https://doi.org/10.1007/s00436-011-2772-y>
137. Wittmann, M. K., Lockwood, P. L., & Rushworth, M. F. S. (2018). Neural Mechanisms of Social Cognition in Primates. *Annual review of neuroscience*, 41, 99-118. <https://doi.org/10.1146/annurev-neuro-080317-061450>
138. Yoshida, A., Hombu, A., Wang, Z., & Maruyama, H. (2016). Larva migrans syndrome caused by *Toxocara* and *Ascaris* roundworm infections in Japanese patients. *European Journal of Clinical Microbiology & Infectious Diseases*, 35(9), 1521–1529. <https://doi.org/10.1007/s10096-016-2693-x>

139. Zapata-Valencia, J. I., Ortega-Valencia, S., Silva-Cuero, Y. K., Castillo-Castillo, L. S., Ortega-Ruíz, L. S., Cardona-Ortiz, A., & Peña-Stadlin, J. (2021). Frecuencia de enteroparásitos en primates Cebidae y Callitrichidae del Zoológico de Cali, Colombia: implicaciones zoonóticas. *Biomédica*, 41(Supl. 1), 60–81. <https://doi.org/10.7705/biomedica.5403>.
140. Méndez, E. M. (1970). *Los principales mamíferos silvestres de Panamá*.

ANEXOS

Tabla 1

Prevalencia y diversidad de enteroparásitos presentes en muestras de suelo de las tres jaulas de monos

Jaulas de monos	<i>Entamoeba spp.</i>	Ancylostomidos	Ascaridio	Coccidio	<i>Enterobius spp.</i>	<i>Strongyloides spp.</i>	Larvas de vida libre	<i>Taenia spp.</i>	<i>Hymenolepis spp.</i>	<i>Toxocara spp.</i>	Total	%
Mono cariblanco	4	4	1	0	0	1	2	0	2	0	14	37.8
Mono araña	2	4	2	1	1	1	3	0	0	0	14	37.8
Mono titi	4	1	1	1	2	0	0	0	0	0	9	24.3
Total	10	9	4	2	3	2	5	0	2	0	37	100
%	27.03	24.32	10.81	5.41	8.11	5.41	13.51	0.00	5.41	0.00	100.00	

Tabla 2

Conteo de huevos de Toxocara spp. no viables en las muestras de suelo de la jaula del mono tití

Días	CH	RS	Qm-Pip	Qm-Cal
Día 0	-	2	-	-
Día 1	5	2	1	3
Día 2	-	-	1	-
Día 3	1	4	3	-
Día 4	5	-	4	2
Día 5	-	2	-	-
Total	11	10	9	5
Huevos no viables en el control	7	0	2	6
Efectividad del tratamiento	4	0	7	-1

Nota. CH=Calor húmedo, RS=Radiación solar, Qm-Pip=Control químico piperazina, QM-Cal=Control químico cal.

Tabla 3

Conteo de huevos de Toxocara spp. no viables en las muestras de suelo de la jaula del mono cariblanco.

Días	CH	RS	Qm-Pip	Qm-Cal
Día 0	-	2	-	1
Día 1	8	6	5	13
Día 2	2	2	-	4
Día 3	-	2	4	-
Día 4	2	-	6	1
Día 5	-	1	-	2
Total	12	13	15	21
Huevos no viables en el control	3	3	5	0
Efectividad del tratamiento	9	10	10	21

Tabla 4

Conteo de huevos de Toxocara spp. no viables en las muestras de suelo de la jaula del mono araña

Días	CH	RS	Qm-Pip	Qm-Cal
Día 0	-	-	-	-
Día 1	1	3	5	5
Día 2	1	2	3	-
Día 3	2	2	2	3
Día 4	2	9	1	2
Día 5	1	0	1	2
Total	7	16	12	12
Huevos no viables en el control	2	1	6	4
Efectividad del tratamiento	5	15	12	8

Tabla 5

Conteo total de huevos no viables por tratamiento.

Tratamientos	Plato control	Plato ensayo	Efectividad del tratamiento
Calor Húmedo	12	30	18
Radiación solar	4	39	35
Piperazina	13	36	23
Cal	10	38	28
Total	39	143	104

Nota: $X^2=0.0537$; $P=0.8987$

Tabla 6*Conteo total de huevos no viables por jaula*

Jaulas	Plato control	Plato ensayo	Efectividad del tratamiento
J1 (Mono tití)	15	35	20
J2 (Mono cariblanco)	11	61	50
J3 (Mono araña)	13	47	34
Total	39	143	104

Nota: $X^2=1.3551$; $P=0.2443$

FIGURAS

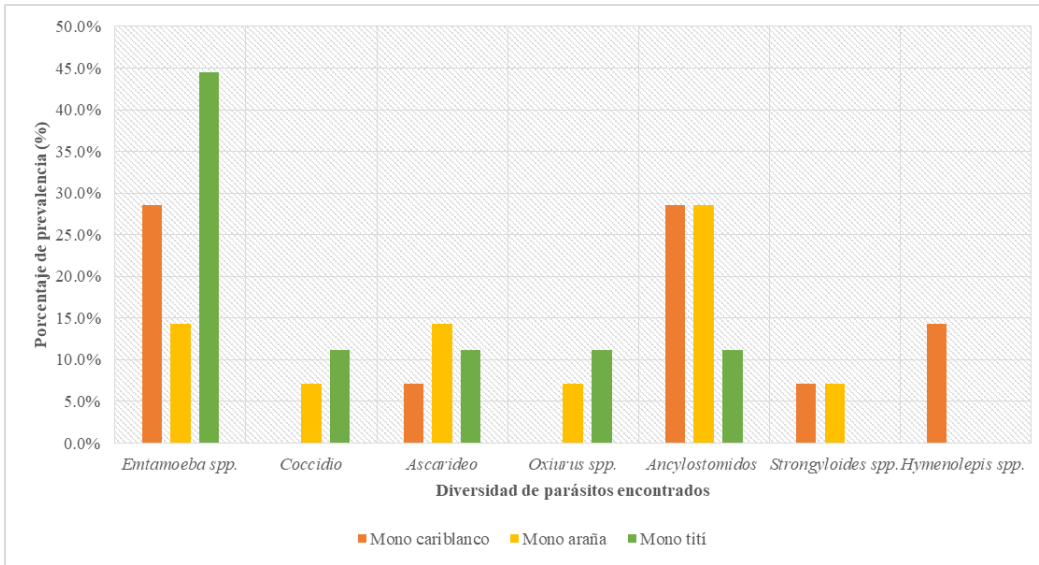


Fig 1. Prevalencia y diversidad de enteroparásitos en suelos de las jaulas de monos del Parque Municipal Summit

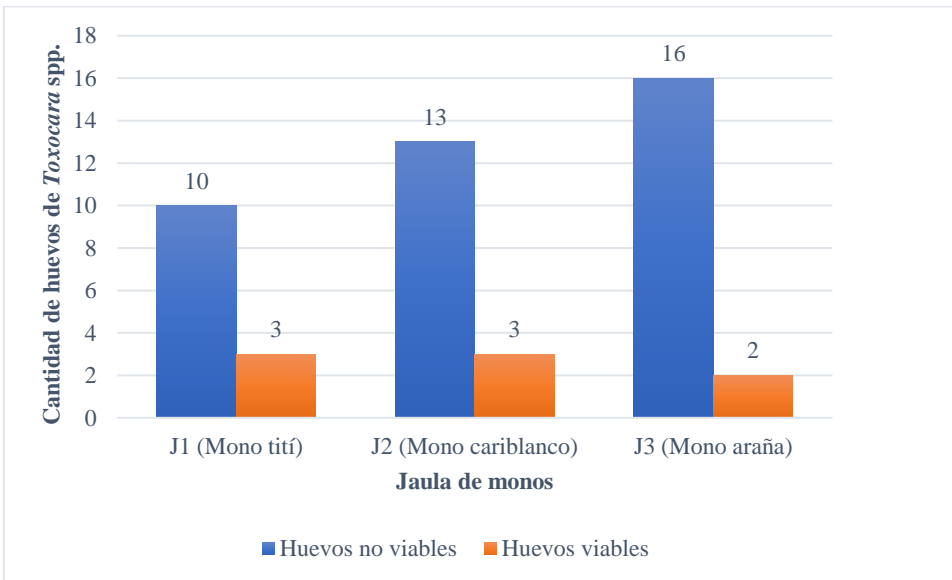


Fig. 2 Efectividad de la radiación solar en muestras de suelo de las tres jaulas de monos

Nota: $\chi^2 = 0.9249$; $P = 0.3361$

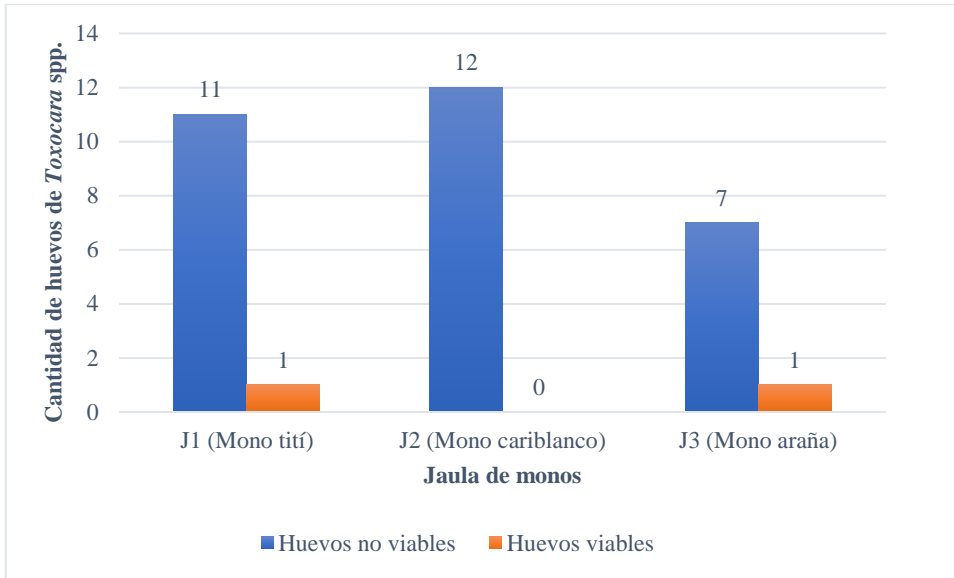


Fig. 3 Efectividad del calor húmedo en muestras de suelo de las tres jaulas de monos

Nota: $X^2= 0.0194$; $P=0.701786$

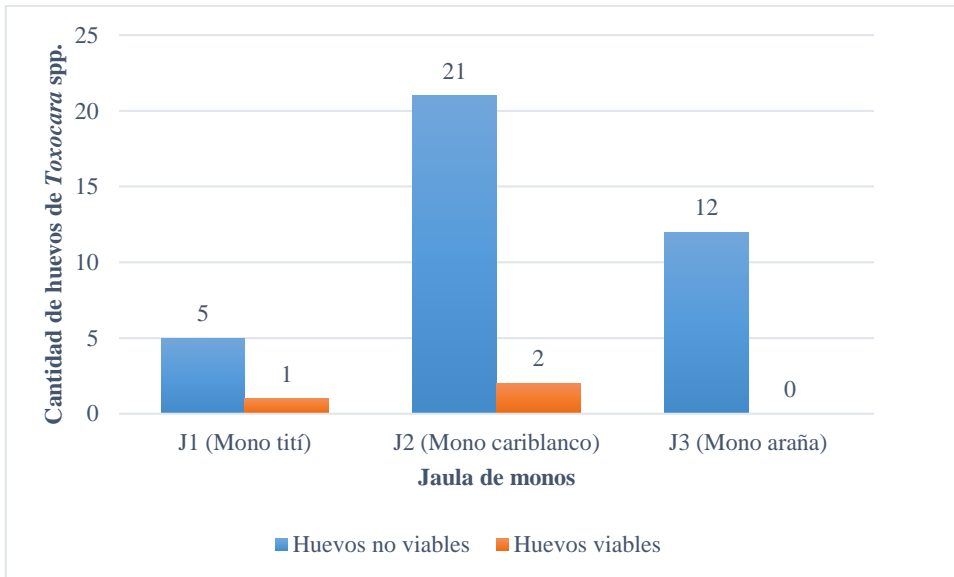


Fig. 4 Efectividad de la cal en muestras de suelo de las tres jaulas de monos

Nota: $X^2= 2.6854$; $P=0.1012$

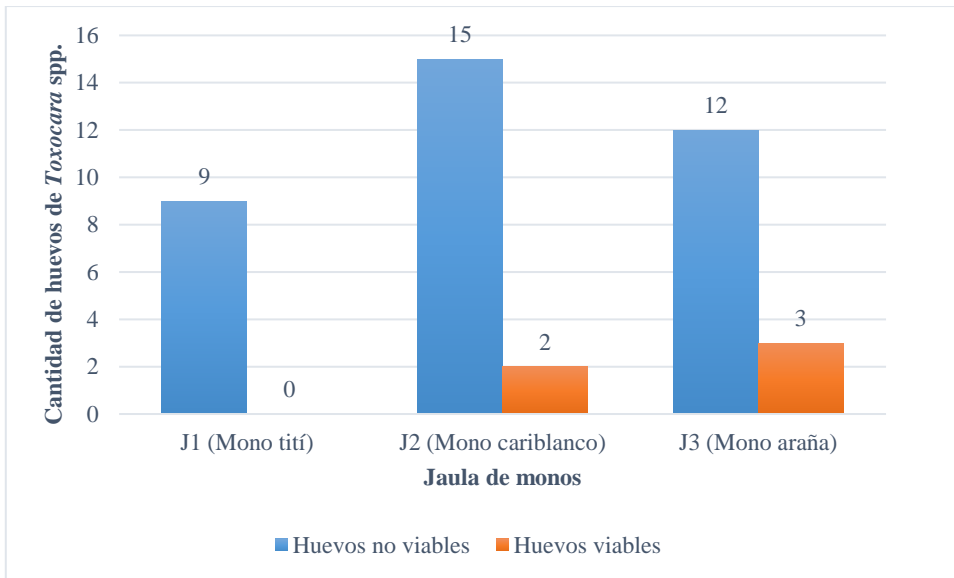


Fig. 5 Efectividad de la piperazina en muestras de suelo de las tres jaulas de monos

Nota: $X^2= 2.8313$; $P=0.09244$

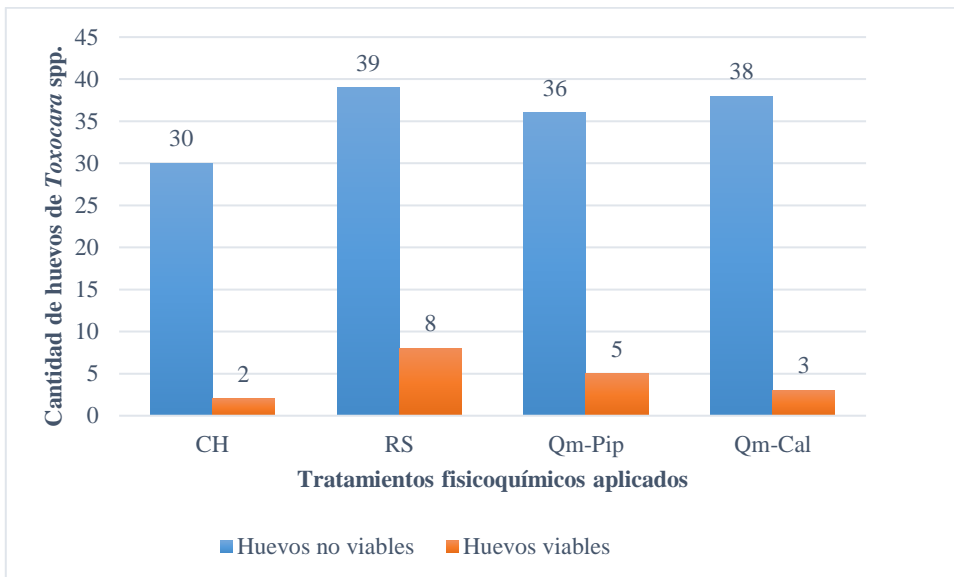


Fig. 6 Efectividad de tratamientos fisicoquímicos aplicados en las muestras de suelo de las tres jaulas

Nota: $X^2= 0.0637$; $P=0.8007$

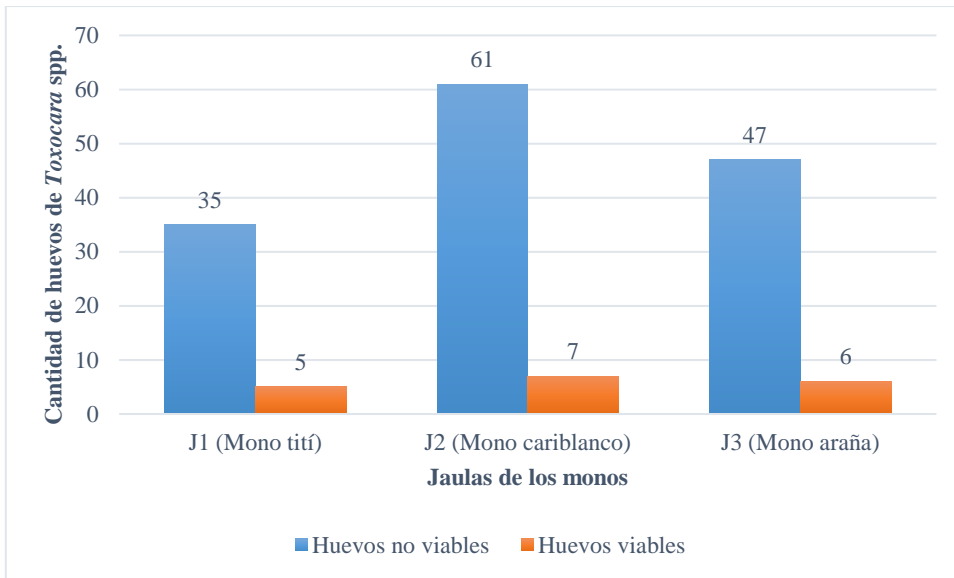


Fig. 7 Recuperación de huevos no viables y viables en las muestras de tierra de las diferentes jaulas estudiadas

Nota: $X^2= 0.0345$; $P=0.8526$

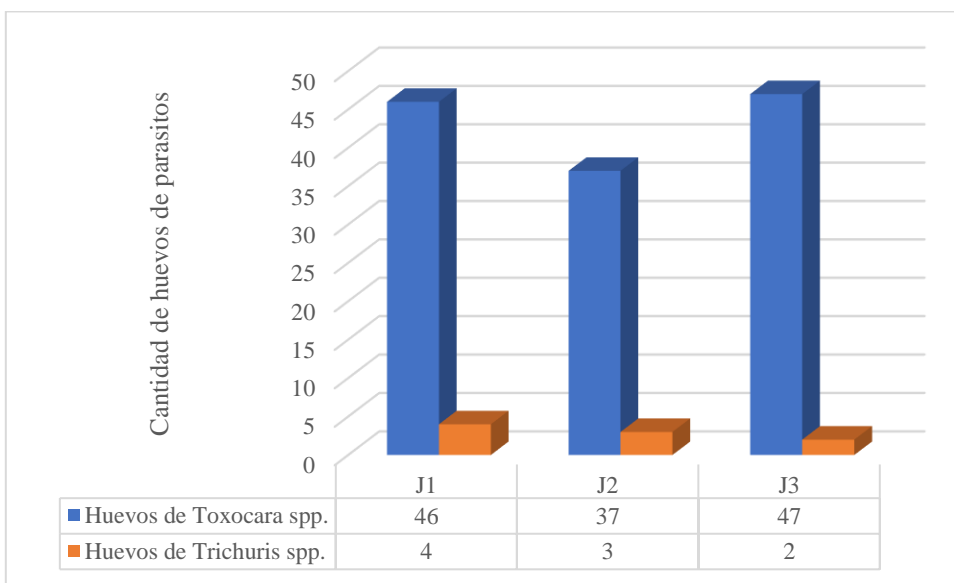


Fig. 8 Prevalencia parasitaria de *Toxocara* spp. y *Trichuris* spp. en las muestras de suelo utilizadas en el ensayo de control biológico

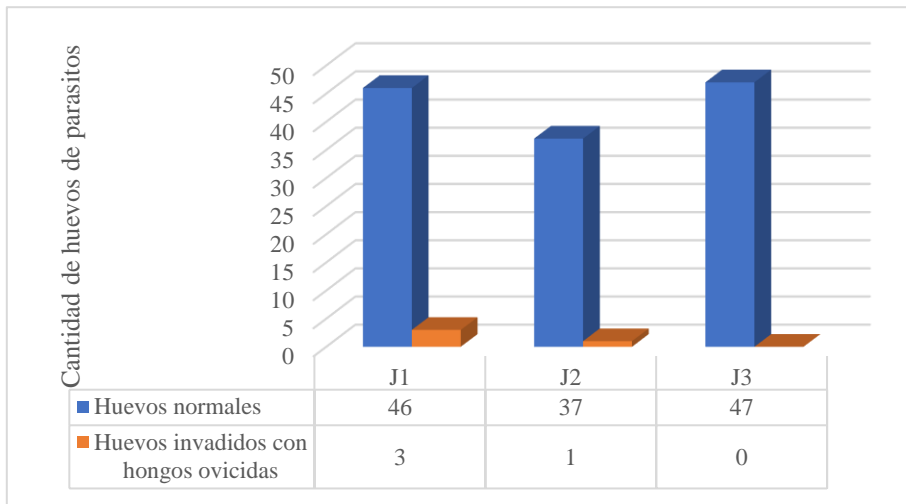


Fig. 9 Huevos de *Toxocara* spp. invadidos con hongos ovidas en las muestras de suelo por jaula



Fig. 10 Colecta de campo en el Parque Municipal Summit



Fig. 11 Procesamiento de muestras en el LIPAAM

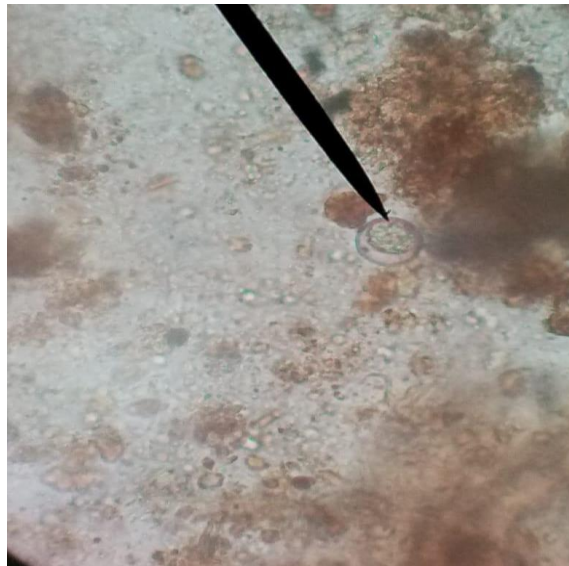


Fig. 12 Coccidio encontrado en muestras de suelo



Fig. 13 Uncinaria encontrada en muestras de suelo

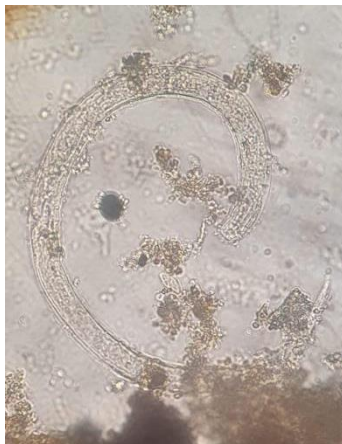


Fig. 14 Larva tipo *Strongylus* encontrada en muestras de suelo



Fig. 15 Huevos sanos de *Toxocara* spp.



Fig. 16 Muestras de tierra siendo irradiadas bajo radiación UV en cámara de flujo



Fig. 17 Inoculación de los huevos de *Toxocara* spp. en los suelos con los controles químicos

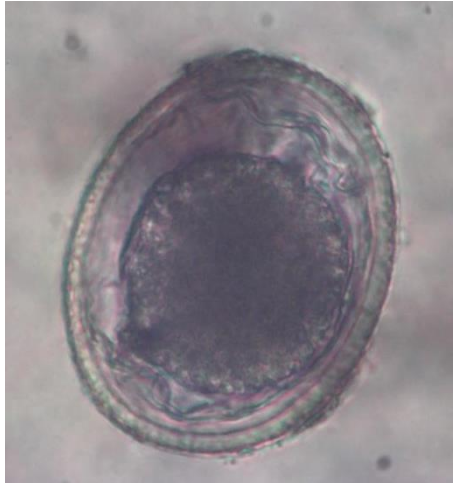


Fig. 18 Huevo de *Toxocara* spp. en muestras de suelo bajo tratamiento de calor húmedo

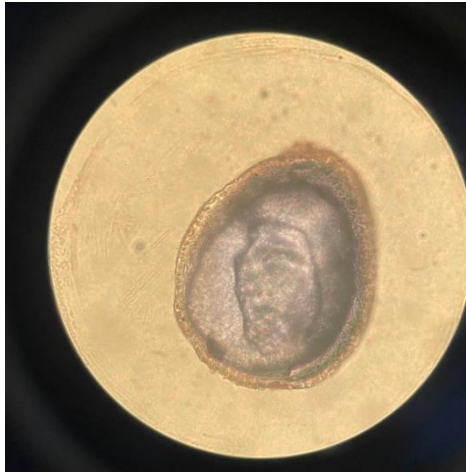


Fig. 19 Huevo de *Toxocara* spp. en muestra de suelo bajo tratamiento de radiación solar

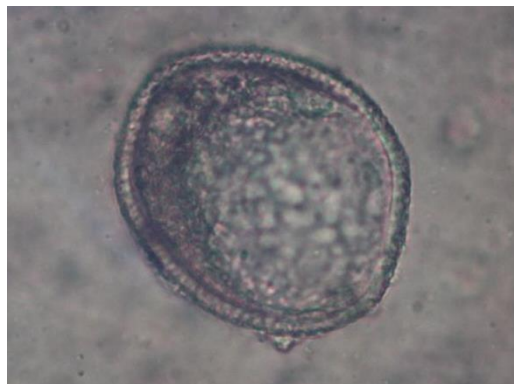


Fig. 20 Huevo de *Toxocara* spp. en muestra de suelo bajo tratamiento de Cal

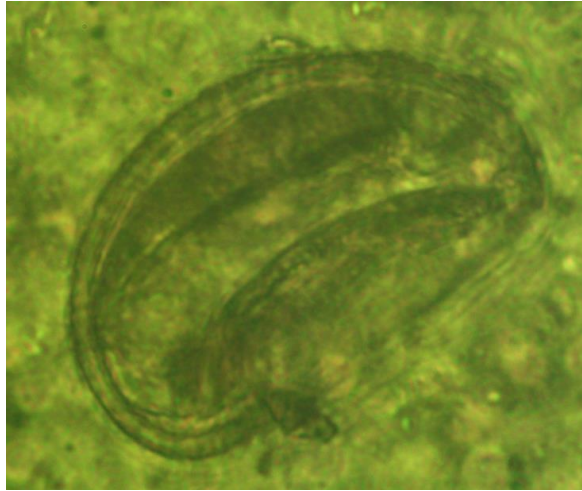


Fig. 21 Huevo de *Toxocara* spp. en muestra de suelo bajo tratamiento de Piperazina

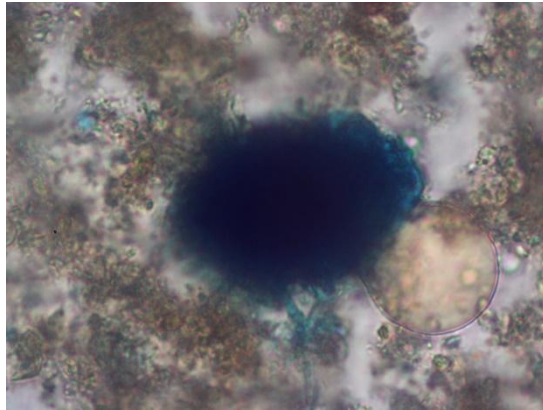


Fig. 22 Huevo de *Toxocara* spp. invadido por hongos en su etapa de penetración hifal en muestras de suelo bajo tratamiento del control biológico