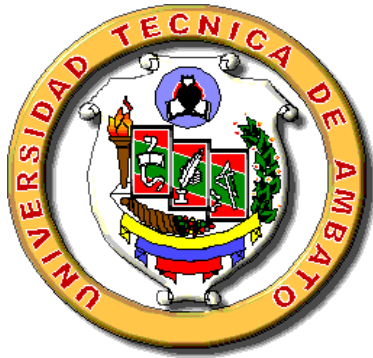


UNIVERSIDAD TÉCNICA DE AMBATO

FACULTAD DE CIENCIAS AGROPECUARIAS

CARRERA DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA



**“IDENTIFICACIÓN DE PARÁSITOS CON DIFERENTES MÉTODOS
COPROLÓGICOS EN MUESTRAS DE REPTILES EN EL VIVARIUM DE
QUITO”**

AUTOR: KARLA ALEJANDRA NÚÑEZ ALVERCA

CEVALLOS– ECUADOR

2021

APROBACIÓN DEL TUTOR

**“IDENTIFICACIÓN DE PARÁSITOS CON DIFERENTES MÉTODOS
COPROLÓGICOS EN MUESTRAS DE REPTILES EN EL VIVARIUM DE
QUITO”**

REVISADO POR:



Firmado electrónicamente por:
**ROBERTO ISMAEL
ALMEIDA SECAIRA**

**Mvz. ROBERTO ALMEIDA
TUTOR TRABAJO DE TITULACIÓN**

DERECHOS DE AUTOR

Al presentar este Informe Final del Proyecto de Investigación titulado **“IDENTIFICACIÓN DE PARÁSITOS CON DIFERENTES MÉTODOS COPROLÓGICOS EN MUESTRAS DE REPTILES EN EL VIVARIUM DE QUITO”** como uno de los requisitos previos para la obtención del Título de grado de Medica Veterinaria Zootecnista, en la Facultad de Ciencias Agropecuarias de la Universidad Técnica de Ambato, autorizo a la Biblioteca de la Facultad, para que este documento esté disponible para su lectura, según las normas de la Universidad.

Estoy de acuerdo en que se realice cualquier copia de este Informe Final, dentro de las regulaciones de la Universidad, siempre y cuando esta reproducción no ponga una ganancia económica potencial y se respete los derechos de propiedad intelectual del proyecto al cual está asociado, así como del director del mismo.

Sin perjuicio de ejercer mi derecho de autor, autorizo a la Universidad Técnica de Ambato la Publicación de este Informe Final, o parte de él”.



Karla Alejandra Núñez Alverca

C.I. 1805028907

APROBACIÓN DEL TRIBUNAL DE GRADO

“IDENTIFICACIÓN DE PARÁSITOS CON DIFERENTES MÉTODOS
COPROLÓGICOS EN MUESTRAS DE REPTILES EN EL VIVARIUM DE
QUITO”

APROBADO POR:

FECHA:



Firmado electrónicamente por:
**MARCO OSWALDO
PEREZ SALINAS**

.....
16 / 06 / 2021

Ing. Marco Pérez, PhD.

PRESIDENTE DEL TRIBUNAL DE CALIFICACIÓN



Firmado electrónicamente por:
**CHRISTIAN ANDRES
QUINTEROS FREIRE**

.....
16 / 06 / 2021

Dr. Christian Quinteros

MIEMBRO DEL TRIBUNAL DE CALIFICACIÓN



Firmado electrónicamente por:
**BYRON ENRIQUE
BORJA CAICEDO**

.....
16 / 06 / 2021

Dr. Byron Borja

MIEMBRO DEL TRIBUNAL DE CALIFICACIÓN

DEDICATORIA

Dedico este logro a mí familia, a mis padres por ser los pilares esenciales para que pueda continuar y culminar este camino, siempre guiándome y dándome las fuerzas necesarias para no rendirme; y a mis hermanos por sus consejos, sus palabras o tan solo por estar ahí para escucharme cuando más lo necesite, por todo ese apoyo este trabajo se lo dedico a ustedes.

También lo dedico a aquellos animales que en el pasado influyeron en mí para saber que esta es la carrera que deseo para mi futuro, y a los animales que en el futuro llegaré a tratar y cuidar, porque por ellos di todo de mí en los estudios y me esforcé siempre al máximo para que pueda ser una gran profesional en quien ellos puedan confiar.

AGRADECIMIENTOS

A Dios, por darme las fuerzas necesarias para continuar, por siempre estar para mí cuando más lo necesité, por mostrarme el camino indicado y que todo lo que sucede, lo bueno y lo malo pasa por una razón.

A mis padres, Verónica y Patricio, por apoyarme siempre en mis sueños, por no dejarme desistir ante los obstáculos más difíciles que me impuso esta carrera de Veterinaria, al demostrarme que yo puedo ante todo y les agradezco ser pacientes y sabios con sus consejos.

A mis hermanos, Diego y Bryan, que a la distancia o de cerca siempre estuvieron ahí para escucharme y darme consejos, de esta forma preparándome para el futuro, por ayudarme a ser paciente, cuidarme, ver lo mejor para mí e incluso caminar junto a mí por dos días seguidos a otra ciudad para que pueda cumplir mis sueños.

A mis mejores amigos, Liz y Ricardo, por demostrarme que si los tengo a ellos no me hace falta nadie más, por estar cuando no podía más y sentía que me derrumbaba, pero ahí estaban ellos dándome su apoyo y ayudándome a levantar.

Al Vivarium de Quito, a la Directora ejecutiva María Elena Barragán y al Dr. Hugo Loaiza que en conjunto con las personas que integran este centro, me permitieron continuar con el proyecto de titulación, por ayudarme con sus conocimientos, ser una gran guía y mostrarme más a fondo el mundo de los reptiles y anfibios.

Al Dr. Roberto Almeida por aceptar ser mi tutor, ofrecerme su apoyo y conocimientos para permitirme continuar con la presente investigación.

A la clínica Veterinaria Puppy Planet y a sus doctores por permitirme realizar el procesamiento de mis muestras en su laboratorio, agradezco su amable disposición.

Agradezco a la experiencia de intercambio que me ofreció la Universidad Federal de Mato Grosso de Brasil, y a todas las personas que se cruzaron en mi camino, por esa calidez que ofrecían y compartir conmigo tanto en el estudio y como personas, llenándome de experiencias inigualables.

A la Universidad Técnica de Ambato, y a los buenos docentes de mi Facultad, a aquellos que buscan la superación del estudiante y ponen todos sus conocimientos a nuestra disposición sin egoísmo y a aquellos que en la docencia tienen su vocación.

ÍNDICE GENERAL DE CONTENIDOS

RESUMEN	x
ABSTRACT	xi
CAPITULO I	1
MARCO TEÓRICO	1
1.1. Introducción.....	1
1.2. Antecedentes de investigación	3
1.3. Objetivos	7
1.3.1 Objetivo general	7
1.3.2 Objetivos específicos	7
1.4. Hipótesis.....	8
1.5. Marco Conceptual	8
CAPÍTULO II	23
METODOLOGÍA	23
2.1 Materiales	23
2.2 Métodos.....	25
CAPÍTULO III	32
RESULTADOS Y DISCUSIÓN	32
3.1 Análisis y discusión de los resultados	32
3.2 Verificación de hipótesis.....	52
CAPITULO IV	53
CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES	53
4.1 Conclusiones	53
4.2 Recomendaciones.....	54
MATERIALES DE REFERENCIA	56
REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	56
ANEXOS.....	63

ÍNDICE DE TABLAS Y GRÁFICOS

Tabla 1. Ejemplares dentro del estudio.....	24
Tabla 2. Clases de parásitos encontrados en el estudio.....	33
Tabla 3. Parásitos identificados en diferentes métodos coprológicos realizados en muestras de heces de reptiles del Vivarium de Quito.	34
Tabla 4. Frecuencia de parásitos en cada muestras procesada.....	35
Tabla 5. Características morfológicas de los parásitos encontrados en muestras de heces de reptiles y método coproparasitoscópico con el que fue identificado.....	37
Tabla 6. Parasitismo según el Orden y Suborden de los reptiles estudiados.....	51
Gráfico 1. Parasitismo según su Clase.....	33
Gráfico 2. Parásitos más frecuentes encontrados en el estudio expresado en porcentaje.....	36
Gráfico 3. Parasitismo según el orden y suborden de reptiles expresado en porcentaje.....	52

RESUMEN

El presente estudio tuvo como objetivo identificar los parásitos gastrointestinales mediante tres métodos coprológicos en muestras de heces de reptiles del Vivarium de Quito. Se procesó y analizó un total de 118 muestras de reptiles, 81 pertenecientes a 17 especies del Suborden Ofidio, 23 muestras de ejemplares dentro de 7 especies distintas del Orden Chelonia y 14 muestras de 5 especies del Suborden Saurio, de éstos, 88 (74.6%) muestras dieron positivo a algún tipo de parásito. Para la toma de muestras, se realizó contenciones físicas según el tipo de reptil manipulado: con serpientes se usó ganchos o tubos herpetológicos, en el caso de ejemplares venenosos el manejo lo realizó el personal autorizado, las tortugas y los lagartos fueron contenidas mediante sujeción manual, las tortugas desde la base de la cola o del cuerpo y los lagartos reteniendo sus patas evitando sujetarlos solamente de su cola. Las muestras fueron recolectadas con paletas baja lenguas, guardadas en fundas ziploc y mantenidas en refrigeración, siendo rotuladas con el nombre científico del animal, su número de vivo, área dentro del Vivarium en que se ubica y la fecha de recolección, el transporte se lo efectuó utilizando un cooler con geles de refrigeración manteniendo una temperatura de 4°C. Se realizaron los métodos coprológicos: directo, por flotación y sedimentación en cada muestra tomada. Como resultado se identificó un total de 40 géneros distintos de parásitos, observando 6 géneros de protozoarios, 13 de nemátodos, 12 pertenecientes a los tremátodos, 5 de cestodos, 2 acantocéfalos, 1 género de ácaro y 1 de la clase pentastómida. Dentro de estos, los parásitos con mayor frecuencia fueron, protozooario *Blastocystis sp* (25%), nematodos dentro del orden de los Oxiuridos (23.9% huevo) (11.4% adulto), *Balantidium sp* (11.4%), Metamonádidos (10.2%), *Strongyloides* (9.1%), *Kalicephalus sp* (8%), *Nyctotherus spp*, *Entamoeba sp.*, *Ophionyssus natricis* y *Rhabdias sp* estos cuatro últimos con el 6.8%. Todos los géneros identificados fueron caracterizados morfológicamente según su clasificación, presentación o estadio, forma, color, tamaño, y según en qué método coprológico fueron identificados. Por último resulta que el Orden de los Chelonia presentan mayor frecuencia de parásitos con el 82.6%, por sobre el 72.6% del Orden Squamata, pero por separado los Saurios muestran el 100% de parasitismo y los Ofidios el 67.9%. Concluyendo que existe una gran variedad de parásitos gastrointestinales en los reptiles estudiados y se debe priorizar seguir un plan de desparasitación de forma preventiva evitando así el ser propensos a futuras patologías en estos animales.

ABSTRACT

The current study has the objective to identify gastrointestinal parasites through three coprological methods in reptile feces samples of Vivarium Quito. 118 reptile samples were processed and analyzed; which 81 belong to 17 suborder Ofidia species, 23 samples belong to 7 different order Chelonia species and 14 samples belong to 5 suborder Saurus species. From this sample analysis, 88 (74.6%) samples result positive to any kind of parasite. For sampling, physician restraint were made according to the kind of reptil; it was used hooks or herpetological tubes to manipulate snakes, in case of poisonous specimens, they were managed by authorized staff, turtles and lizards were contained through manual restraint, turtles from the base of the tail or body and lizards avoiding his tail restraint, holding its paws. The samples were recolected with tongue depressors, kept in ziploc bags and kept refrigerated, then they were tagged with the scientific name of the animal, number of alive, area where are located in Vivarium and date of collection, transportation was made through of a cooler with cooling gels at a temperature of 4°C. The direct coprological, float and sedimentation methods were applied in each sample taken. As a result, 40 different kind of parasites were identified, 6 genera of Protozoan, 13 of Nematodes, 12 of Trematodes, 5 of Cestodes, 2 of Acantocephalus, 1 of Mites and 1 of Pentastomide type. From these results, the most frequently parasites were *Blastocystis spp* Protozoan (25%), nematodes within order of pinworms (23.9% egg) (11.4% adult), *Balantidium sp* (11.4%), Metamonádidos (10.2%), Strongyloides (9.1%), *Kalicephalus sp* (8%), *Nyctotherus spp*, *Entamoeba sp.*, *Ophionyssus natricis* y *Rhabdias spp* these four kind of parasites with 6.8%. All identified genres were characterized morphologically according to their classification, presentation or status, shape, colour, size, and the coprological method which were identified. Finally, it was resulted that order Chelonia (82.6%) have the most frequency of parasites, then Squamata (72.6%), but separately Saurus has 100% of parasitism and Ofidia species 67.9%. In conclusion, there is a great variety of gastrointestinal parasites in reptiles of the study and it is priority to have a preventive deworming plan for avoiding being prone to future pathologies in these animals.

CAPITULO I

MARCO TEÓRICO

1.1.Introducción

Históricamente el primer zoológico se ubicó en París durante el siglo XVIII y fue nombrado de esta forma ya que procuró integrar en sus instalaciones los paisajes y la fauna de una manera consiente y con previa planificación, resaltando que su creación fue con la finalidad de realizar investigaciones científicas de los ejemplares conservados en cautiverio, esto debido a que el tener animales en jaulas daba la contraria a los principios impuestos por la Revolución Francesa **(Hoogesteijn y Pérez 2007)**.

En la actualidad el Ecuador cuenta con diversos centros de manejo y cuidado de fauna silvestre, ubicados en: centros de rescate, museos, zocriaderos, zoológico o viveros; estos centro deben procurar la preservación de los ejemplares, buscar su protección y bienestar, ayudando a mitigar los daños causados por el tráfico o tenencia ilegal de estos animales, de igual forma cumplen con la función de educar al público e investigar en busca de la conserva de la vida silvestre **(Rodríguez 2015)**.

El mantener animales salvajes en cautiverio ha sido una práctica común a través de los años, esto ha proporcionado información sobre el manejo, cuidados y/o requerimientos de muchas especies. Es muy importante conocer las especies que son mantenidas en cautiverios, además de seguir las prácticas adecuadas de su cuidado buscando el bienestar animal y proporcionando una adecuada cuarentena. A pesar de que se ha avanzado en esas áreas, actualmente el área de parasitología de especies silvestres en cautiverio se ha visto rezagada por la falta de información ya que la mayoría de las investigaciones se basan en enfermedades poblacionales. Frecuentemente se encuentran endoparásitos y ectoparásitos en ambientes de zoológicos y reservas

conservacionistas o científicas. Por lo que, durante la cuarentena son realizados exámenes clínicos, pruebas diagnósticas y exámenes coproparasitológicos, tratamiento anti-helmínticos y reevaluación para confirmar la eficacia de la terapia **(Souza et al. 2016)**.

La región Neotropical, es el área que contiene la mayor variedad tanto de fauna como de flora en el mundo. El Ecuador forma parte de dicha región, llegando a ser el séptimo país con más biodiversidad de especies de reptiles en el planeta **(Alvarez et al. 2005)**. La variedad de herpetofauna en Ecuador posee una relación a la inversa con respecto a la altura, teniendo la mayor cantidad de especies en las zonas tropicales del Oriente y el Occidente. Dentro de estos pisos se dice que se tiene al 72% de reptiles y al 50% de los anfibios **(Dirección Nacional de Áreas Naturales y Vida Silvestre 1998)**. Cuenta con unas 414 especies de reptiles, las cuales se distribuyen en 3 órdenes y 29 familias y de los anfibios cuentan con 479 especies en 3 órdenes con 18 familias, números que varían gracias a la continua investigación **(Valencia y Garzón 2011)**.

Los reptiles son animales vertebrados, tienen un cuerpo cubierto por piel no mucosa, seca y cornea, por lo general van a tener escamas y si no es el caso tienen escudos ectodérmicos **(Vargas 2015)**. Los reptiles habitan de forma natural en las regiones tropicales al igual que las templadas a excepción de los polos. La clase Reptilia está comprendida por cuatro Órdenes, los escamados conformados por dos grupos que son los Saurios y los Ofidios **(Galarza y Solís 2008)**. De igual forma está el grupo Crocodylia conformado por Alligatoridae y Crocodylidae, el orden Rhynchocephalia que contiene las tuataras y los Testudines donde se encuentran las tortugas **(Andrango 2017)**.

La importancia de los reptiles como elementos esenciales dentro de lo que son las cadenas tróficas alimenticias y su tendencia a ser hospedadores intermediarios o definitivos de distintos parásitos es bien determinada, y se ayuda por tener una

alimentación carnívora (en su mayoría de especies) que, en muchos casos, ingieren presas enteras (**Troiano 2018**).

En un estudio detalla que hasta el 77.14% de muertes en reptiles son provocados por enfermedades infecciosas (**Herrera 2008**). Los parásitos tienen ciclos biológicos que llegan a ser muy complejos, pueden tener diversos hospedadores o tan sólo un hospedador, siendo específicos o accidentales; estos agentes invaden cualquier órgano en los diferentes sistemas, llegando a encontrarlos en la cavidad bucal, esófago, estómago, hígado, intestino, cloaca, órganos del sistema renal, sangre, pulmón, y piel; por esta capacidad de infectar logran causar grandes alteraciones en la salud de los animales, produciendo incluso enfermedades secundarias (**Troiano 2018**). Dentro de los parásitos que con frecuencia son encontrados, los protozoarios que destacan son, del género Hepatozoon, Cryptosporidium y Entamoeba (**Jacobson 2007**), en los nematodos están los pertenecientes al género áscaris y oxiuros, de cestodos recalca la Acanthotaenia, Crepidobothrium y el Bothridium entre otros, en los trematodos está el Dictyngium sp, Heronimus sp, Neopolystomas sp y el Telorchis, mientras que en los Acanrocéfalos se encuentra el Neoechinorhynchus sp (**Fox et al. 2015**).

El Vivarium de Quito, es un centro especializado en el cuidado y manejo de reptiles y anfibios, es el proyecto simbólico de la Fundación Herpetológica Gustavo Orcés (FHGO), éste centro cuenta con áreas de exhibición de los ejemplares y áreas de manejo (cuarentena, laboratorios venenosos y no venenosos, centro de conservación de anfibios y bioterios). Mantiene aproximadamente 350 ejemplares de varias especies de anfibios y reptiles.

1.2. Antecedentes de investigación

Los exámenes coproparasitológicos son los métodos más utilizados para obtener el diagnóstico de infecciones parasitarias, tenemos los coproparasitológicos como la técnica o prueba simple rápida, el método directo y por flotación (**García 2013**). El método directo investiga muestras de heces frescas donde buscará formas parasitarias

en su mayoría móviles como por ejemplo los protozoarios. La técnica de flotación se basa en que como su nombre lo indican las formas parasitarias flotan hacia la superficie al presentar una densidad menor a la solución en la que se encuentran. El examen de sedimentación consiste en la gravedad que muestra cada parásito llegando a sedimentar naturalmente en un medio con densidad menor (**Beltrán et al. 2003**).

Se menciona que la combinación de frotis/flotación directa ha demostrado ser más efectiva en la detección de trofozoitos de parásitos flagelados, huevos de nematodos principalmente de oxiuridos y oocistos de coccidios, siendo uno de los métodos más recomendados para el examen de heces para el diagnóstico de patologías en reptiles en cautiverio, comparando a otros métodos como por ejemplo la técnica SAF (**Wolf et al. 2014**). Esto se debe a que las técnicas de flotación ayudan tanto a la separación de quistes de protozoarios como de huevos de helmintos de lo que queda como residuo de las muestras, por medio del uso de distintas soluciones que mantienen una elevada gravedad o densidad específica. De esta forma los estadios parasitarios son tomados de la capa que se encuentra en la superficie mientras que los residuos van a permanecer en el fondo de los tubos. Es así que los resultados finales son más limpios que lo recuperado por el método de sedimentación. Pero, a pesar de esto, existen huevos que por su densidad no se concentran en la flotación, es ahí cuando se recomienda el uso de sedimentación. Entonces, se tiene que la técnica de sedimentación es aplicada igual para diagnóstico de quistes protozoarios, larvas y huevos de helmintos, pero en este caso se tiene una desventaja, que es el trabajar con más residuos fecales, pero aun así es muy recomendada por ser fácil de utilizar, llega a tener un disminuido rango de errores técnicos y por último que recupera una gran cantidad de parásitos (**Navone et al. 2005**). En cuanto al método directo, se puede decir que es una técnica de bajo costo que no precisa de equipo especializado y va a ayudar a llegar a un diagnóstico rápido, pero a la vez, es un estudio que puede que no de un resultado confiable, este hecho puede ser por la poca cantidad de muestra analizada, a la baja cantidad de parásitos presentes y de igual forma a la experiencia que demuestre el analista (**Restrepo et al. 2013**).

Un estudio realizado para el diagnóstico coproparasitológico de caimanes criados en Rio de Janeiro. Las muestras fecales fueron recogidas del lugar en que los animales utilizan para calentarse al sol, con el fin de disminuir el estrés y garantizar la seguridad del personal. Para un mejor aprovechamiento de dichas muestras, la recolección fue efectuada de acuerdo con el protocolo establecido por Hoffmann, donde apenas se toma la parte superior e internas, evitando así la suciedad, las heces son colocadas en colectores identificados y mantenidos en una caja térmica a 4°C (**Batista et al. 2011**). También, las muestras fecales se pueden colocar en bolsas de polietileno que contengan formalina al 10% y pueden ser marcadas con la especie y sexo del animal, para que finalmente sean examinadas en el laboratorio (**Khatun et al. 2014**). Cada muestra fue sometida a los métodos de análisis cualitativos de flotación y al de sedimentación simple. A continuación se observó huevos y oocistos de parásitos que son analizados contados y diagnosticados por medio de microscopía óptica con aumento de 40X, 100X y 400X (**Batista et al. 2011**). Las muestras se llegan a considerar como parasitadas cuando se ha encontrado por lo menos un estadio, es decir que existe un quiste, ooquiste, huevo o larva de protozoarios o helmintos (**Cazorla y Morales 2015**).

En un estudio de diagnóstico de parásitos gastrointestinales en reptiles, se analizó 59 muestras fecales por medio de dos métodos coprológicos, de las cuales 55 dieron positivo a parásitos es decir el 93.2%, dentro de esto se tiene diferentes especies de nematodos en 33 muestras siendo el 55.9%, trematodos fueron 9 positivos el 15.3%, pentastómidos 3.4% en 2 muestras y por último se identificó protozoarios en 28 muestras fecales el 47.5% (**Wolf et al. 2014**). En otro estudio se obtuvo un resultado diferente donde se presentó un parasitismo del 66,67% en reptiles con un total de 42 muestras tomadas obteniendo 28 resultados positivos, en la investigación el 61.54% son infecciones por nematodos, el 20.51% causado por protozoarios, con 12.82% cestodos y por último el 5.12% representa a los pentastómidos y acantocéfalos, donde se destaca con un nivel alto de parasitismo al *Caiman crocodilus* y *Boa constrictor constrictor*, y con infección media se tuvo a las especies *Boa constrictor imperator*, *Bothrops asper*, *Geochelone denticulata* y *Boa constrictor constrictor* (**Rodríguez 2015**).

Los principales parásitos encontrados en los reptiles son: Nematodos como el *Augusticaecum sp*, *Camallanus sp*, *Sprionoura sp*, *Spiroxys sp*, *Kalicephalus sp*, *Proatractis sp*, dentro de los trematodos está el *Dictyngium sp*, *Heronimus sp*, *Neopolystoma sp*, *Telorchis sp*; en los Acantocéfalos se encuentra el *Neoechinorhynchus sp*; y de los protozoarios la *Entamoeba invadens*, *Eimeria spp*, *Balantidium sp* (Souza et al. 2016).

En otro estudio se halló parásitos gastrointestinales en un 76.3% del total de reptiles estudiados, los métodos coprológicos usados fueron, directo, de Faust, de Ritchie modificado y frotis de heces con tinción Ziehl- Neelsen. Es así que se identificó 12 especies de parásitos, dentro de los protozoarios está el *Nyctotherus sp*, *Balantidium sp* y *Cryptosporidium sp*, en nematodos está el *Sauricola sp*, *Augusticaecum sp*, larvas de *Atractidae*, huevos de *Strongylus*, *Alaeuris sp*, *Rhabdias sp* y *Ozolaimus sp*, de cestodo se encontró a la *Ophiotaenia sp* y por último el pentastómido *Porocephalus sp* (Chávez et al. 2015).

En muestras de *Iguana iguana* se pudo detectar huevos de oxiuridos que son nematodos, del género *Alaeuris* y *Ozolaimus*, familia Pharyngodonidae, cada uno presento una frecuencias del 66.7 y 50% respectivamente. Mientras que se encontró larvas del parasito *Rhabdias spp* en un 40% de las muestras tomadas de las serpiente del genero *Bothrops atrox*, *Boa constrictor*, *Epicrates cenchria* y también en la *Corallus caninus*. En las mismas especies de serpientes aumentando la *Bothrops barnetti* y la *Crotalus durissus terrificus*, se halló huevos del *Ophiotaenia spp*. Dentro de los pentastómidos se identificó en serpientes al *Porocephalus crotali*. Y por último, al igual que en el resto de reptiles los ooquistes del *Cryptosporidium spp*, se llegan a encontrar en muestras fecales de varias serpientes como las ya antes mencionadas (Chávez et al. 2015).

En los quelonios del género *Chelonoidis*, se encontró de forma más frecuente, huevos y larvas de helmintos, cistos, oocistos y trofozoitos de protozoarios. De helmintos se

observó estrongiloides y oxiuros, y también fueron encontrados áscaris y ovos de trematodos. En relación a los protozoarios, se detectó *Blastocystis sp*, *Balantidium sp*, *Endolimax sp*, *Eimeria carinii* e trichomonadídeos (Souza et al. 2016).

En un estudio realizado en reptiles en cautiverio en Lima Metropolitana, se obtuvo que, de entre 17 especies diferentes estudiadas, destacan los ejemplares *Chelonoidis denticulata* e *Iguana iguana* al presentar una mayor frecuencia de parásitos, el primero presento un 95.5% y las iguanas dieron positivo a parasitismo en un 100%, mientras que en serpientes, de 15 especies analizadas solo 5 tuvieron parásitos (Chávez et al. 2015). En otra investigación realizada en Argentina, se encuentra gran similitud a los resultados anteriores, ya que se obtuvo una prevalencia mayor de parásitos en el Orden Squamata con un 54% en comparación al Orden Testudines que presento un 17%; pero si se trata del Orden de los escamosos los más parasitados fueron los animales pertenecientes al suborden Sauria con una presencia del 65% contra un 43% de positivos de las serpientes que forman el suborden Ofidia (Regner et al. 2015).

1.3. Objetivos

1.3.1 Objetivo general

- Identificar parásitos con diferentes métodos coprológicos en muestras de heces de reptiles en el Vivarium de Quito.

1.3.2 Objetivos específicos

- Reconocer los parásitos más frecuentes con los tres métodos coprológicos en muestras de heces de reptiles en cautiverio.
- Caracterizar morfológicamente los parásitos a encontrar con cada uno de los métodos coprológicos en muestras de reptiles.
- Identificar el Orden de reptiles que más presenta parásitos gastrointestinales en este estudio.

1.4. Hipótesis

Algunos de los reptiles incluidos en el estudio podrían estar infectados con uno o más tipos de parásitos.

1.5. Marco Conceptual

1.5.1 Reptiles

La clase Reptilia está conformada por cuatro órdenes, esto son, el orden Chelonia (formado por tortugas marinas, dulceacuícolas y terrestres), Crocodylia (gavial, caimanes, cocodrilos y aligátos), Squamata (tenemos a las serpientes y saurios) y por ultimo está el orden Rhynchocephalia (tuataras). Durante la era del mesozoico, o también llamado era de los reptiles, se dice que existió un total de 17 órdenes, por ende los reptiles que permanecen en la actualidad representan una menor diversidad y número de especies que durante aquel tiempo. El desarrollo de sus huevos sin cascara (son cleidoicos o amnióticos) es que deja a los reptiles en una encrucijada en la evolución de los vertebrados. Se tiene entendido que los reptiles son una evolución de los anfibios y que, tienen ciertas morfologías que comparten, pero se dice que los Anthracosaurus son los primeros antepasados de los reptiles. Entonces, los primeros reptiles llegarían a aparecer en la era del Paleozoico, hace unos 300 millones de años. Y se da por entendido que la principal diferencia entre anfibios y reptiles, es en cómo estos producen sus huevos, por ende tenemos a los anfibios que generan huevos anamnióticos, mientras que los reptiles forman huevos amnióticos (**Jacobson 2007**).

En cuanto a características generales, esta que, los reptiles son vertebrados, que como su nombre lo indica y que proviene del latín Reptare, significa que son animales que se arrastran para moverse. Tienen un cuerpo cubierto por piel no mucosa, seca y cornea, por lo general van a tener escamas y si no es el caso tienen escudos ectodérmicos, que son usados para protegerse y evitar la deshidratación, conteniendo pocas glándulas en su superficie. Por lo general van a tener dos pares de extremidades, normalmente con 5 dedos en cada miembro, pero en el caso de tortugas marinas las extremidades terminan en forma de aleta, o por el contrario van a estar las especies

con miembros reducidos o al extremo ausentes, como es el caso de todas las serpientes, exceptuando aquellas que permanecen con vestigios. La mayoría de los reptiles van a tener corazón con 3 cavidades, formado por 2 aurículas y 1 ventrículo. Con respiración pulmonar siendo más evolucionados que los anfibios. Muy característico es que son poiquilotermos, esto quiere decir que su temperatura va a depender plenamente de su ambiente, esto se debe a que carecen de mecanismos que los ayuden en la termorregulación (**Vargas 2015**).

Los reptiles dentro del estudio son ejemplares pertenecientes al Orden Chelonia y al Orden Squamata:

Orden Chelonia

Los quelonios son conocidos como los reptiles más antiguos, siendo de origen de la rama de reptiles comunes (Cotylosaurios) ya hace 280 millones de años. Perteneciente a la subclase Anapsida, de orden Testudinata o mejor conocida como Chelonia, dentro de este tenemos dos subórdenes: está el Pleurodira conformado por aquellos que recogen su cuello hacia lateral del cuerpo, y el segundo es el Cryptodira, en este caso el cuello es mucho más corto y es retraído dentro de su caparazón. Orden conformado por unos 285 géneros. La principal característica de este orden es que son animales que presentan un caparazón, es decir un casco rígido que lo usan de protección, y se encuentra formado al tener una expansión hacia lateral de las apófisis transversas de las vértebras, las cuales a la vez se fusionan entre sí y con el esternón que también se ha modificado. La respiración se realiza a través de las narinas llegando a los pulmones, cabe recalcar que carecen de diafragma por ende su respiración se verá ayudada por músculos abdominales serrátil, oblicuo y presión visceral. Carecen de dientes, por lo contrario tienen un pico corneo o también llamado ranfoteca que es una placa de queratina. En su caso la digestión y fermentación se efectuara en el intestino grueso, que terminara desembocando en la cloaca al igual que el que el sistema genitourinario, dicha cloaca se encuentra dividida en 3 porciones, la coprodeo que recibe el recto, el urodeu donde se encuentra insertado los uréteres y uretra, y por ultimo está el proctodeu que es donde se da el depósito de heces y orina. En cuanto a

la reproducción, esta es sexual con fecundación interna, siendo todas las especies ovíparas, la incubación llega a ser muy variable llegando a los 40 días con un máximo de 365 días. Diferenciar su sexo llega a ser muy dificultoso pero existen unas pautas que pueden ayudar a identificarlos, por ejemplo, en general los machos tienden a ser más pequeños de cabeza grande y cola más larga que las hembras, también es bien conocido que existen tortugas machos que presentan el plastrón cóncavo, mientras que algunas tortugas marinas presentan de igual forma los machos, una garra grande en los miembros delanteros (**Troiano 2018**).

Orden Squamata

En este orden tenemos a las lagartijas, lagarto e iguanas, sumándose las serpientes, se clasifican aquí pues tienen cuerpos cubiertos por escamas. Está conformado por una gran diversidad, que va desde lagartos pequeños de apenas centímetros a animales de 2 o 3 metros. Son de esqueleto fuerte, con columna vertebral segmentada en la porción cervical, torácica, abdominal, pélvico sacral y caudal, con número variable de vertebras esto en dependencia a la especie (**Troiano 2018**).

Suborden Saurio

En este suborden de los Squamatas, se van a encontrar a los lagartos, lagartijas e iguanas, los cuales además de las características previamente mencionadas, van a estar conformados por cuatro miembros con 4 o 5 dedos en cada uno, existen casos excepcionales en que las especies pierden o tienen miembros reducidos que serían más rudimentales. Al igual que en las tortugas van a tener una cloaca donde convergirán los conductos genitourinarios y digestivos. En cuanto a su dentadura, puede ser de varios tipos esto según como se inserten sus dientes en su cavidad bucal, y los tipos van a ser, acrodonte, pleurodonte, tecodontes, e incluso tener dientes en el paladar, pocos de estos van a ser capaces de escurrir veneno. Conformados por una cavidad celómica, es decir no existe división entre cavidad torácica y abdominal. Presentan dimorfismo sexual, teniendo en su segmento posterior un área sexual que aumenta de tamaño en la época de reproducción, de igual forma, pueden tener la mayoría

de machos, crestas en la cabeza, papadas, protuberancias o glándulas femorales, estos machos se caracterizaran por tener hemipenes. En su mayoría son capaces de la autotomía, esto quiere decir que tienen la facilidad de perder un pedazo de su propia cola en forma de defensa (**Troiano 2018**).

Suborden Ofidio

Entonces, en el suborden de Ofidios, estarán las serpientes las cuales pueden ser encontradas en todos los tipos de biomas, van desde áreas templadas a las regiones tropicales, ocupando espacios tanto terrestres, subterráneos, acuáticos y arbóreos. En este caso, se diferenciaran del resto de Squamatas o en general de reptiles, por carecer de miembros, es por este hecho que se llegaron a mover con las llamadas ondulaciones laterales, locomoción en línea recta, concertina e incluso por saltos. Esto será posible gracias a que están conformadas por unas 12 a 320 vertebras. Carecen de glándulas en el tegumento, pero tienen un complejo sistema de pigmentación esto gracias a que está formada con melanóforos, eritróforos, guanóforos y xantóforos, es por esto que tienen una variedad de colores tan amplio. Estos animales pasaran por la ecdisis o más conocida como muda, pero este hecho sucederá en todos los escamados. En las serpientes los dientes no cumplirán la función de masticar o moler los alimentos y siempre serán repuestos. De igual forma existen varios tipos de dentición, que serán la dentición aglifa, opistoglifa, solenoglifa y proteroglifa. Su lengua cumple una función olfatoria. Todos sus órganos tienen un formato alargado. Al igual que el suborden saurio, los machos tendrán hemipenes. Existirán especies que sean ovíparas y otras serán vivíparas (**Troiano 2018**).

1.5.2 Parásitos gastrointestinales en reptiles

Los parásitos son aquellos microorganismos que se encuentran viviendo en otros organismos, es decir una relación de simbiosis y se van a favorecer de nutrientes que tomen a expensas de su hospedador, dependiendo metabólicamente de él (**Divers y Stahl 2019**). Todos los reptiles llegan a ser susceptibles a poseer parásitos

gastrointestinales. En el caso de los especímenes que son carnívoros los parásitos cumplen ciclos más complejos en el que se implica las presas, por ejemplo ratones o conejos, que serían los hospedadores intermediarios, mientras que en los reptiles herbívoros serán hospederos de parásitos con ciclos menos complejos. Existen unas mil especies de parásitos identificadas. Dentro de los que sobresalen en tortugas los parásitos del género áscaris y oxiuros. En iguanas sobresalen los nematodos como por ejemplo los *Ozolaimus*, en otros especímenes del orden sauria tenemos los *Uromastix* y por último se sabe que en serpientes destacan los cestodos como tenias y los áscaris como es el *Ophidascaris* (Martínez 2007).

Existen especies de parásitos en reptiles que llegan a ser parte de su flora intestinal normal, ejemplo de esto son los pertenecientes al género *Balantidium* y *Nyctotherus*, pero su densidad puede verse incrementada por el estrés causado al cautiverio o por enfermedades. Por otro lado se tiene entendido que protozoarios cumplen un rol importante en la digestión de la celulosa (Chávez et al. 2015).

Protozoarios

El nombre de este reino proviene de dos palabras: *protos* de primitivo y *zoon* de animal, estos microorganismos surgen después de ser observados como un nuevo mundo en el microscopio, y siguiendo el concepto de la división de los seres vivos, entre plantas y animales, a los protozoarios se los incluye como animales primarios. Aquellos pertenecientes a este reino son microorganismos unicelulares, a pesar de poder presentar dos o hasta varios núcleos, pero que cumplen el mismo trabajo, son de tamaño pequeño, llegando a medir 1 μm hasta 50mm, se pueden reproducir asexualmente o sexual, en la forma sexual resulta de la unión de gametos que terminan formando un gamonte que producirá gametos de un sexo o del otro, la reproducción asexual puede ser por fisión binaria o gemación; su alimentación es heterótrofa, es decir no puede producir su propio alimento, principalmente cuando tienen una conducta de parásito, si son protozoos de vida libre su alimentación es autótrofa. Los protozoarios se diferencian de los procariotas al poseer núcleo, citoesqueleto y retículo endoplásmico (Cordero y Rojo 2001). Los protozoarios pertenecientes a éste reino

por lo general son de vida libre, a pesar de ello, los protozoarios que parasitan otros organismos como animales o humanos pueden causar enfermedades de gravedad. El reino protozoario se subdivide en 4 filos: los flagelados, ameboides, ciliados y apicomplexans; estos filos se diferencian según su capacidad de movilización. Pueden infectar al sistema digestivo, circulatorio y aparato urogenital (**Hendrix 1999**).

Varios de los parásitos protozoarios del sistema digestivo en reptiles son considerados comensales, como son los ya mencionados *Balantidium*, *Nyctotherus* y la ameba *Hartmannella* y no llegan a producir lesión alguna. A pesar de esto, se puede encontrar protozoarios como los *Hepatozoon*, que causan hepatitis en serpientes, otros ejemplos de parásitos que produzcan algún tipo de enfermedad son la *Caryospora* coccidios encontrados en tortugas marinas, también está el *Plasmodium* que afecta el comportamiento y fisiología de lagartos, al igual en lagartos y serpientes se diagnostica al *Cryptosporidium serpentine* y *C. varanii*, por último se tiene que la *Entamoeba invadens* es la ameba que más efecto patógeno tiene en reptiles (**Jacobson 2007**).

Nematodos

A los nematodos también se los conoce como gusanos redondos, presentan cuerpos cilíndricos y elongados sin segmentación, su tamaño va de unos milímetros hasta un metro de largo, conformados por aparato digestivo, sexos por separado y su ciclo vital varía entre indirecto y directo, con uno o dos hospedadores; los nematodos producen huevos que pasan a fases larvianas teniendo que pasar por 4 de estas de L-I a L-IV antes de convertirse en adulto, teniendo la capacidad de producir hipobiosis, lo que es conocido como la suspensión del desarrollo en caso de ser necesario para que las larvas puedan aguantar cambios de épocas, ambientales y estímulos de parte del hospedador, luego prosiguen con su ciclo (**Cordero y Rojo 2001**). Los nemátodos son parte del filo de parásitos del reino Animalia con mayor cantidad, complejidad y variabilidad de gusanos que afectan a los animales, infectando diversos sistemas y aparatos, causando lesiones significativas y teniendo un ciclo vital con una complejidad que queda sólo por detrás del ciclo de los artrópodos, pueden ser ovovivíparos, larvíparos u ovíparos (**Hendrix 1999**).

Se tienen identificados distintos gusanos redondos en reptiles, como es el *Cyrtosomum penneri*, *Cosmocercoides spp*, *Anasakis spp*, *Sulcascaris sulcata*, *Augusticaecum spp*, *Trichinella spp*, *Serpinema spp*, *Spiroxys spp*, *Protractis spp*, *Chapiniella spp*, *Ozolaimus spp*, *Aleuris spp*, *Macdonaldius spp*, *Physaloptera spp*, *Paratrichosoma spp* y la *Capillaria spp* (Fox et al. 2015). A pesar de esta gran cantidad de nematodos pocos serán los que lleguen a ser patógenos relevantes (Jacobson 2007).

Cestodos

Gusanos planos semejantes a una cinta, segmentados en compartimentos conocidos como proglotis, cada proglotis va a contener ambos órganos sexuales, las secciones grávidas se colocan en la parte posterior del cestodo, carecen de tubo digestivo, poseen escólex con ventosas o acetábulos con las cuales se sujetan a la mucosa de la sección en la que se encuentren, ubicándose principalmente en el intestino o conductos biliares de los hospedadores. Los adultos pueden medir unos milímetros y llegar a tener una longitud de varios metros; sus formas larvarias tienen forma alargada, estos miden de centímetros a diámetros; son parásitos con ciclos indirectos precisando de uno o más hospedadores intermediarios que pueden ser invertebrados o vertebrados, estos son infectados con los huevos o las larvas, cabe recalcar que los cestodos al llegar al hospedador no termina cumpliendo sus ciclo, estos buscan establecerse para poder crecer llegar a madurar y en este punto se reproducirán, se fecundan produciendo huevos, que pasan a cisticercoides, o cisticercos, procercoides, cenuros, plerocercoides, hidátides, tetratiridios, estos siete últimos son las distintas presentaciones de formas larvarias que también se les conoce como metacestodos (Cordero y Rojo 2001). Este grupo de gusanos está conformado por dos subclases, la Eucestoda o gusanos planos verdaderos y los Cotyloda gusanos planos falsos, los agentes de cada subclase infectan tanto al humano, animales salvajes y domésticos. (Hendrix 1999).

En el caso de los gusanos planos que forman parte del filo Platyhelminthes, tienen numerosas especies que llegan a ser identificados en reptiles dentro de estos están, la *Acanthotaenia spp*, *Crepidobothrium spp.*, *Oochoristica spp*, *Australotaenia spp*, el *Proteocephalus spp*, *Ophiotaenia spp*, *Duthiersia spp*, *Spirometra spp*, *Panceriella spp*, *Mesocestoides spp*, y el cestodo *Bothridium spp* (Fox et al. 2015). Este último ejemplar se encuentra parasitando principalmente a serpientes. Mayormente los cestodos suelen ser encontrados de forma accidental en necropsias, ya que son raras las infecciones graves provocando lesiones, pero en el caso del *Bothridium pithonis*, si pueden ser muy patógenos al causar una enteritis crónica con edema y mucosa intestinal hemorrágica. Los ciclos de los cestodos no están bien descritos, pero se sabe que sus huevos son excretados en las heces al ser eliminados al sistema digestivo por las tenias a través de poros uterinos (Jacobson 2007).

Trematodos

Son parásitos metazoarios planos o duelas con forma de hoja con aplanamiento dorsoventral, no tienen formas esqueléticas, sistema respiratorio ni circulatorio, pero si desarrollan un buen sistema reproductor y muscular, pocos tienen sexos separados, siendo en su mayoría hermafroditas, por lo que se suele dar la autofecundación o fecundación por cruce de dos individuos, su ciclo biológico es indirecto, incluyendo uno o más hospedadores intermediarios, el ciclo cuenta también con un hospedador definitivo, y existe ocasiones que se incluye hospedadores paraténicos, dentro del ciclo se forman los siguientes estadios, huevo, miracidio, esporocisto, redia, cercaría, metacercaria y adulto (Cordero y Rojo 2001). Estos gusanos se encuentra en su mayoría afectando órganos del tracto gastrointestinal, a pesar de ello, se los puede localizar también en el sistema circulatorio y en los pulmones, estos parásitos se fijan a los órganos con ayuda de ventosas, pinzas o ganchos (Hendrix 1999). Esta clase de parásitos está compuesta por la clase Digenea y la Aspidogastrea, todos estos tienen ciclos indirectos y obligatorios. En su mayoría, los Aspidogastrea, serán parásitos de moluscos pero pueden llegar a afectar el sistema gastrointestinal de tortugas, a pesar de esto no se les relaciona con patologías graves. En cuanto a los digeneos, son parásitos encontrados en casi todos los reptiles, y pueden llegar a ser muy patógenos para estos animales (Divers y Stahl 2019).

En este grupo existen varios organismos que parasitan reptiles, dentro de los cuales se incluyen los *Lophotaspis vallei*, *Haplometrema spp*, *Leardiuss spp*, el *Pneumatophilus spp*, *Zeugorchis spp*, *Stomatrema spp*, *Carettacola spp*, *Ochestosoma spp*, *Dasymetra spp*, *Lechriorchis spp* y por último también está el *Spirorchis spp* (Fox et al. 2015).

Acantocéfalos

También conocidos como gusanos de cabeza espinosa, tienen cuerpo elongado, sin segmentación y cilíndrico, a pesar de sus semejanzas con los nematodos, se los distingue de estos al poseer probóscides con ganchos y no contener tracto gastrointestinal. Es un grupo formado por aproximadamente 600 a 650 especies, con sexos por separado, siendo común que los machos sean de menor tamaño que las hembras, teniendo unas longitudes que van de un centímetro hasta llegar cerca a medir un metro. Con ciclos indirectos, los huevos embrionados de estos parásitos se desenvuelven en artrópodos, donde pasan a transformarse en acantela y en cisticanto, la forma adulta se desarrollará en el hospedador definitivo, en caso de infectar un hospedador paraténico el ciclo se puede detener de forma temporal (Cordero y Rojo 2001). En los hospedadores definitivos se ubican en el sistema digestivo, donde se llegan a fijar con ayuda de las espinas que conforman la probóscide, a pesar de ser parásitos poco comunes en animales (Hendrix 1999).

En el caso de estos parásitos, los reptiles vienen a ser sus hospedadores intermediarios pero también pueden ser los definitivos, fijándose por lo general en la mucosa del intestino. Se describen en diferentes especies de serpientes, al *Centrorhynchus lancea*, *C. leptorrhynchus*, *Acanthocephalus ranae* y a la *Sphaerechinorhynchus serpenticola*. Mientras que en quelonios, tenemos al *Neoechinorhynchus emyditoides*, *N. pseudemydis*, *N. chrysemydis* y al *Acanthocephalus anthuris*. Por último en cocodrilos se ha identificado al acantocéfalo *Polyacanthorrhynchus macrorhynchus* (Troiano 2018). Cabe recalcar otros parásitos diagnosticados en reptiles pertenecientes a este grupo y son, el *Pseudoacanthocephalus smalesi*, *Pseudoacanthocephalus rhampholeontos*, *Oncicola venezuelensis*, *Pachysentis canicola*,

Sphaerechinorhynchus ophiograndis, *Centrorhynchus spp*, *Acanthocephalus saurius*, *Corynosoma strumosum* y al *Acracanthorhynchus catulinus* (Fox et al. 2015).

Pentastómidos

Parásitos pertenecientes al subfilo Crustacea, phylum Arthropoda, suelen tener un aspecto semejante a los ácaros cuando se encuentran en la fase larvaria y en las fases de ninfa y adulto se acercan más a los anélidos como una lombriz, teniendo una forma de lengua, razón por la que se les denomina lingüiformes (Hendrix 1999). Son un grupo formado por casi 100 especies, con tamaños que varían de milímetros hasta unos 16 centímetros; varios de estos parásitos usan como huésped definitivo a reptiles y los parásitos adultos se encuentran comúnmente en las vías respiratorias o cavidad bucal; su ciclo vital no cuenta con fases libres, ponen huevos que ya se encuentran con una fase larvaria primaria con dos pares de patas, al eclosionar, sus larvas se enquistan en el hospedador intermediario, el cual puede ser un mamífero o hasta un artrópodo, luego se transforman en ninfas para desarrollar la larva que infectará al hospedador definitivo; los adultos pueden presentar un leve dimorfismo presentando los sexos separados (Cordero y Rojo 2001).

El parásito del género *Sebekia porocephalan* tiene como hospedero definitivo al cocodrilo, aunque también se puede encontrar en quelonios principalmente el *Diesingia megastoma* de la familia Sebekidae, al igual que el pentastómido *Alofia sp*. En lo escamados se ha visto el parásito *Elenia*, *Sambonia* y *Raillietiella*, siendo este último frecuente en geckos (Divers y Stahl 2019). Las serpientes son infectadas por pentastómidos pertenecientes al género *Armillifer*, *Cubirea*, *Gigliolella*, *Kiricephalus*, *Parasambonia*, *Porocephalus*, *Raillietiella*, y *Waddycephalus* (Jacobson 2007).

Ácaros

La clase conocida como Arachnida pertenece al subfilo Chelicerata que se encuentra en el filo Arthropoda, presentan especies que muestran ocho patas una vez sean adultos, con un cuerpo dividido en cefalotórax y el abdomen, en el cefalotórax se

pueden encontrar dos apéndices bucales conocidos como quelíceros, y también tiene cuatro pares de apéndices locomotores. En cuanto a su ciclo biológico es muy variado ya que dependerán de las especies. El Orden Acarina, que es el único que presenta parásitos en la clase Arachnida, presenta ejemplares que difieren del resto de su clase al no presentar un cuerpo dividido, como lo previamente explicado, en su caso el cefalotórax y el abdomen se encuentran unidos formando el idiosoma, y sus piezas bucales se situarán en el gnatosoma que es similar a una cabeza (**Cordero y Rojo 2001**). Este orden se encuentra formado por las garrapatas y ácaros que son principalmente ectoparásitos (**Divers y Stahl 2019**). Los ácaros se subdividirán en cuatro subórdenes, el Metastigmata, Prostigmata, Mesostigmata y Astigmata. En el ciclo biológico de los ácaros se verá huevos y larvas, que poseerán solo tres pares de patas, lo que difiere de los cuatro pares de patas que contienen las ninfas y los adultos, dejando esta diferencia de lado, la morfología de todas las fases será similar, las ninfas son las que mudarán pasando de ninfas-I a ninfas-II y así consecutivamente en dependencia de si mudará 1 o 5 veces antes de pasar a la fase adulta, de la cual se diferencia solo por el tamaño y por no poseer una abertura genital (**Cordero y Rojo 2001**).

Dentro de esta subclase se hallan dos familias de acaro Prostigmátidos que infectan reptiles, están los Ophioptidae parásitos encontrados en las escamas de serpientes, y la familia Cloacaridae, que infectan tortugas tanto semiacuáticas y acuáticas, ubicados en la mucosa de su cloaca. El acaro más común en reptiles es el *Ophionyssus natricis*, especie que parasita serpientes y en algunos casos lagartos, se dirigen a áreas como el mentón, la cloaca o los ojos del animal. Su infestación llega a ser grave al causar debilidad debido a la pérdida de sangre, neumonía e incluso septicemia al transmitir bacterias como por ejemplo la *Areomona hydrophila* (**Mader 1996**).

1.5.3 Diagnóstico coprológico de parásitos.

Uno de los puntos más importantes en la medicina veterinaria es el diagnóstico de enfermedades, en el caso de parasitismo, se debe tomar en cuenta la ecología que existe entre el animal y el organismo infectante. Para efectuarlo de forma adecuada, es

mejor empezar con la ayuda de un historial y buen examen físico. Es así que se sabe que los reptiles que son tomados de la naturaleza presentan mayor probabilidad de tener enfermedades causadas por parásitos que los animales que han sido criados en cautiverio, entonces se tiene que los parásitos con ciclos directos persistirán ante aquellos que mantienen ciclos indirectos. Dicho diagnóstico vendrá a ser más fácil de realizar en aquellos animales que son los huéspedes definitivos, es decir que será en ellos donde se producirá los huevos, quistes, ooquistes y las larvas, esto se debe a que estas etapas serán eliminadas a través de las heces. Uno de los métodos más útiles y fáciles de aplicar es el de flotación fecal, que nos ayuda en el diagnóstico de coccidios intestinales, varios nematodos, cestodos e incluso pentastómidos, para esto se puede usar diversos medios de flotación, las más utilizadas es con sales concentradas y azúcares, por otro lado también se tienen soluciones más específicas en dependencia al parásito que se desea encontrar, todo esto dependerá de la gravedad o densidad específica de cada solución y de cada estadio parasitario. Pero, por un lado existen etapas de diagnóstico de parásitos del tracto gastrointestinal que mantienen una densidad alta y específica, dentro de este caso están los acantocéfalos, trematodos, algunos pentastómidos y nematodos, y será aquí que se deberá preferir usar el método por sedimentación fecal, cabe recalcar que esta última técnica mencionada llega a evitar la distorsión de la morfología de larvas, prefiriéndola en estos casos antes que el diagnóstico por flotación. En cuanto al examen directo en microscopio, que es aplicado por frotis de heces directo con solución salina, es recomendado para la identificación de protozoarios intestinales, pero para lograr su buena aplicación, las muestras fecales deberán ser frescas y que mantengan una temperatura ambiente, ayudándonos así a visualizar trofozoitos en movimiento, como por ejemplo ciliados, amebas o protozoarios flagelados (**Divers y Stahl 2019**).

Toma de muestras

Para la toma de muestras se puede realizar de dos formas la directa e indirecta, la primera va a ser tomada con la ayuda de hisopos y la muestra se colocara en frascos o bolsas, mientras que en la forma indirecta, las heces frescas se las obtendrá de la recolección en los mismos nidos, corrales o terrarios de cada especie; en cualquiera de los casos, las muestras serán ubicadas dentro de un cooler, las mismas que serán

conservadas a una temperatura de 4 °C hasta su análisis en el laboratorio (**García 2013**).

Para el diagnóstico coprológico se precisa de una muestra de 2 a 5gr de heces, las mismas que pueden ser obtenida de dos formas, una será por colecta de muestras expulsadas de forma natural, por lo tanto se debe mantener cuidado en no contaminarla con parásitos del medio externo, así que serán tomadas de forma inmediata de que el animal haya defecado, y será solo la parte superior sin tomar en cuenta la sección que se encuentre en contacto con el suelo. Cada muestra tomada será rotulada de forma inmediata para posteriormente ser identificada. La segunda forma de obtener las heces, es directamente del recto o de la cloaca del animal. Dicha recolección debe realizarse en recipientes o fundas sin aire, y ser almacenada en un lugar fresco y seco, donde no llegue la luz del sol de forma directa, y toda muestra será analizada lo más pronto que sea factible, si tal es el caso de no ser posible, las heces deberán ser guardadas en refrigeración para que sean viables, esto no afectara a gran cantidad o en su mayoría a estadios parasitarios de diferentes especies (**Sixtos 2011**).

Ya recolectadas las muestras serán colocadas en una hielera que tenga un Freeze pack (**Cortez 2015**). De esta forma se mantendrá en refrigeración en 1 a 6°C, el recipiente será de polímero expandido (**Silva et al. 2012**). Es de gran importancia que cada bolsa que contenga una muestra sea rotulada, permanezca limpia y bien cerrada, de ser posible se debe adjuntar la anamnesis del animal (**Serrano 2010**).

Para el transporte, las muestras serán colocadas en recipientes herméticos y a una temperatura de refrigeración (**SENASA 2006**). En condiciones de refrigeración las muestras de heces podrán ser conservadas en un tiempo máximo de 72 horas una vez hayan sido tomadas, si se busca preservar las heces por mayor tiempo es posible usar formol al 10% o a una baja concentración que es al 4%, ya que este ayuda a conservar la morfología de los parásitos (**Muñoz et al. 2016**).

Métodos coprológico

Frotis directo de heces

Este método es reconocido por ser el método más antiguo, sencillo, económico y más rápido de todos al no ser necesario muchos materiales para llevarlo a cabo, es de gran utilidad para identificar protozoarios intestinales, pero dentro de las desventajas, es que la muestra que se utiliza es poca por lo que no llega a ser muy representativa (**Sixtos 2011**). Sea el caso que este método de un diagnóstico negativo no se deberá descartar la posibilidad de que el paciente contenga parásitos gastrointestinales, sin embargo no llega a ser sustituible debido a la facilidad para aplicarla y a que nos permite observar protozoarios móviles (**Serrano 2010**).

Método de flotación fecal

En este caso, se obtendrá una concentración de los diferentes estadios parasitarios a través de una solución con densidad superior a aquellos elementos. La densidad de los parásitos varía entre 1,05 a 1,10. Hay que tomar en cuenta que la densidad del medio de flotación no debe ser muy alta pues esto deforma los parásitos y de igual forma para no llevar a que floten otras partículas no deseadas. Es probable que la solución de flotación más usada es la saturada de NaCl, al ofrecer más ventajas, con densidad que va de 1,18 a 1,20. La forma de prepararla es fácil se debe tener una solución hirviendo con sal común durante minutos, se deja enfriar y se pasa a ajustar la densidad ya mencionada. Esta técnica es recomendada para visualizar principalmente huevos y larvas de nematodos, huevos de cestodos y los ooquistes de los coccidios, a pesar de esto, no es muy recomendado para el diagnóstico de trematodos, otra desventaja viene a ser que la solución se cristalizara muy rápido (**Serrano 2010**).

Método de sedimentación

La técnica de sedimentación busca concentrar las formas parasitarias con ayuda de la gravedad, dejando de lado la mayor cantidad de materia orgánica o sobrantes que normalmente se encuentran en muestras fecales. Gracias a su técnica, el método de sedimentación es recomendado en el diagnóstico de huevos de trematodos e incluso quistes de amebas, ya que como se mencionó, por su peso elevado no serán detectados

en el método de flotación. Cabe recalcar que tiene la ventaja de no causar una deformación morfológica de larvas de nematodos o quistes protozoarios, pero mantiene la desventaja del tiempo en exceso que lleva realizarla y que concentrara pocas cantidades de parásitos, haciendo de su visualización más dificultosa (**Serrano 2010**).

CAPÍTULO II

METODOLOGÍA

2.1 Materiales

2.1.1 Equipos

- Microscopio
- Centrífuga

2.1.2 Materiales de campo y laboratorio

- Fichas de identificación
- Ganchos herpetológicos
- Tubo herpetológico
- Guantes de examinación
- Cooler
- Bolsas Refrigerantes
- Fundas ziploc
- Paletas baja lengua
- Laminas porta objetos
- Laminas cubre objetos
- Tubos de ensayo
- Solución salina fisiológica
- Agua destilada
- Azúcar
- Densímetro
- Marcador
- Gasas
- Embudo
- Mortero y pistilo
- Gradilla plástica
- Pijama quirúrgica o mandil
- Mascarillas
- Fundas rojas para desechos de riesgo biológico

2.1.3 Ejemplares

Tabla 1. Ejemplares dentro del estudio

Squamata		Chelonia
Ofidios	Saurios	
<i>Boa constrictor</i>	<i>Hemidactylus mabouia</i>	<i>Mesoclemmys raniceps</i>
<i>Boa imperator</i>	<i>Iguana iguana</i>	<i>Platemys platycephala</i>
<i>Bothriopsis taeniata</i>	<i>Eublepharis macularius</i>	<i>Rhinoclemmys annulata</i>
<i>Bothrocophias hyoprora</i>	<i>Tupinambis cuzcoensis</i>	<i>Rhinoclemmys melanosterna</i>
<i>Bothrops asper</i>	<i>Diploglossus monotropis</i>	<i>Chelonoides denticulata</i>
<i>Bothrops atrox</i>		<i>Chelydra acutirostris</i>
<i>Bothrops brazili</i>		<i>Kinosternom leucostomun</i>
<i>Porthidium arcossae</i>		
<i>Porthidium nasutum</i>		
<i>Corallus batesii</i>		
<i>Corallus hortulanus</i>		
<i>Dipsas andiana</i>		
<i>Dipsas elegans</i>		
<i>Epicrates cenchria</i>		
<i>Leptodeira</i>		
<i>septentrionalis</i>		
<i>Phyton regius</i>		
<i>Lampropeltis</i>		
<i>micropholis</i>		

2.1.4 Ubicación del experimento

El proyecto se realizó con los ejemplares mantenidos en cautiverio en las instalaciones del Vivarium de Quito, ubicado en la Av. Amazonas N34-12 y Rumipamba, en la ciudad de Quito

El procesamiento de las muestras se efectuó en la Clínica Veterinaria Puppy Planet ubicado en la calle Alfredo Pareja Diezcanseco y Av. Víctor Hugo, en la ciudad de Ambato.

2.2 Métodos

2.2.1 Contención física

La captura de los animales será mediante el uso ganchos herpetológicos, tubos herpetológicos de acrílico y/o guantes, y se efectuara una correcta sujeción de cada ejemplar, dándoles los respectivos puntos de soporte en todo su cuerpo y disminuyendo lo máximo posible el estrés por manejo, salvaguardando la integridad de los mismos.

2.2.1.1. Quelonios

En las tortugas de tierra la contención es más sencilla, complicándose en el tamaño o peso de cada animal. Mientras que en las tortugas semiacuáticas se debe tener mayor cuidado, buscando evitar mordeduras o arañazos, para esto se debe sujetar de la parte posterior del caparazón, en donde siempre se debe realizar el manejo con guantes (**Álvarez 2018**). Otras especies como las *Chelydras*, que tienen un estrato corneo muy fuerte e intentaran morder al que lo estén manipulando, otros ejemplares tienen un plastrón móvil, con el que se debe tener cuidado, con estos animales se preferirá tomar al animal por los bordes del caparazón o de la parte posterior, no se debe, por ningún motivo, tomar a las tortugas por su cabeza o alguno de sus miembros ya que existe la posibilidad de provocarle lesiones (**Troiano 2018**).

2.2.1.2. Saurios

En especies de esta Orden, se debe evitar tomarlos por la cola al tener la capacidad de desprenderse de ella, en caso de no tener cola prensil. Se evitara las partes con las cuales se defienden, que son las uñas, cola y su boca. En saurios de pequeño tamaño, se pondrá una mano sobre el reptil colocándolo contra una superficie, a continuación se coloca el dedo índice y pulgar en las partes laterales de la cabeza, y con el resto de dedos se procede a retener el cuerpo y patas. En los animales de tamaño ya mediano,

se contendrá colocando una mano en el cinturón de la pelvis y cola, mientras que la otra mano sostendrá el cinturón escapular y la cabeza (**Álvarez 2018**).

2.2.1.3. Ofidios

En la manipulación de estos animales se suele utilizar ganchos herpetológicos, tubos de acrílico o pinzas herpetológicas de esta forma se evita mordidas, y se procura no maltratar a las serpientes que serán capturadas. El uso de estos implementos precisa de práctica (**Troiano 2018**). Para la captura de ofidios con manipulación manual, se empieza inmovilizando la cabeza del animal, se la sujeta con ayuda de un bastón herpetológico sosteniéndola contra el suelo con cuidado, una vez esté bien retenida la cabeza, se pasa a tomarla de la parte posterior con el dedo pulgar y el medio, el dedo índice sujeta la parte superior, a continuación con ayuda de la otra mano se sujeta el resto del cuerpo, una vez se tenga una contención segura, se coloca al animal en una funda de tela, dejando para el final la sección anterior de la serpiente, el saco se dobla y amarra (**Aguirre 2009**).

2.2.2. Toma de muestras

La toma de muestras se realizó con el método indirecto, es decir se optó por tomar las muestras frescas recién defecadas las áreas o terrarios donde se ubica cada animal, se recogió con la ayuda de paletas baja lengua una por cada muestra evitando contaminaciones, estas heces se guardaron en fundas ziploc sacando todo el aire, rotulándolas y guardándolas inmediatamente en un recipiente plástico hermético que se encuentra señalado, se escogió este métodos con la finalidad de disminuir el estrés que se causa a los animales con la manipulación, otro factor que influyó fue el hecho de que los reptiles procesan el alimento en largos periodos de forma lenta antes de excretar, como por ejemplo en la mayoría de las serpientes son alimentadas y defecaran a los 15 días aproximadamente. Una vez tomadas las muestras, el transporte se lo realizo colocando el recipiente conteniendo las fundas con heces en un cooler en el cual se mantuvo la temperatura con la ayuda de geles refrigerantes.

En el presente estudio se incluyó un total de 118 animales (Anexo 4) que comprenden las distintas especies incluidas en el Orden de los Chelonia, Orden Squamata con sus subórdenes Ofidia y Sauria. Estas especies se encuentran distribuidas en 4 áreas dentro del Vivarium de Quito, está el área de Cuarentena, el Laboratorio de No Venenosos, Laboratorio de Venenosos y la Exhibición.

Toma de muestras en Exhibición:

- Antes de abrir el terrario o el acuaterrario donde se encuentren las especies, se observará la ubicación del animal o los animales para tener precaución de sus acciones.
- Una vez abierto el exhibidor, se retira ramas, plantas y bebederos o agua para evitar accidentes.
- En caso de ser necesario se usará una pala para remover el sustrato en busca de heces.
- Localizada la muestra, será tomada con una paleta baja lenguas, obteniendo la parte de encima que tenga menos contacto y contaminación con el sustrato.
- Las heces serán guardadas en fundas ziploc, sacando todo el aire y rotulándolas con lo siguiente:
 - Nombre científico de la especie.
 - Número de identificación del animal.
 - Área del Vivarium donde se recolectó la muestra
 - Fecha de recolección.
- La funda rotulada se guardará en un contenedor plástico hermético dentro del refrigerador hasta ser llevada a ser procesada.

Toma de muestras en el área de Cuarentena y Laboratorio de No Venenosos:

- Se ingresa con cuidado a cada área y se observa si existe animales que hayan depositado en sus contenedores.
- Para tomar las muestras de tortugas se las toma directamente, manejando una adecuada contención, y se las coloca en otro tooper hasta tomar la muestra.

- Tomadas las heces de las tortugas, se las devolverán con las mismas precauciones.
- En el caso de serpientes, se debe seguir un protocolo para evitar cualquier riesgo tanto para el encargado de la manipulación como para el animal.
- Primero retirar todos los objetos que puedan estorbar en el área de manejo.
- Se separa el contenedor del animal, y se coloca otro tooper con la tapa encima dejando una pequeña abertura.
- Con ayuda de ganchos herpetológicos se toma la serpiente desde el 1/3 de su cuerpo y se lo deja en el otro contenedor, se cierra la tapa con el mismo gancho evitando meter las manos.
- Extraído el animal, se toma la muestra fecal, se deja limpio el recipiente y con agua fresca.
- Tomar la tapa con cuidado, siempre listo para reaccionar en caso de que el animal ataque.
- Se regresa la especie a su tooper inicial de la misma forma en que se lo tomo.
- Las fundas de muestras se rotularán y se mantendrán refrigeradas.

Toma de muestras en Laboratorio de Venenosos:

- En esta área se realiza el mismo procedimiento previamente explicado en serpientes, pero la manipulación de estos animales sólo lo efectuará el personal autorizado, aumentando las precauciones.

Durante toda la realización del presente proyecto de titulación se mantuvo un protocolo de Bioseguridad debido a la situación de pandemia que se está viviendo a nivel mundial causado por el COVID-19. A la llegada al Vivarium de Quito o al Laboratorio de la veterinaria, se realizó la respectiva toma de temperatura, lavado de manos continuo y desinfección con alcohol, se mantuvo siempre el distanciamiento social en todas las áreas y se respetó el uso de mascarillas.

2.2.3 Métodos Coproparasitológicos

2.2.3.1 Método directo

Procedimiento:

- En el portaobjetos se colocará una gota de suero fisiológico, de forma opcional para mejor la visualización de protozoarios se puede sumar una gota de lugol a la mezcla.
- Con paletas de madera se tomara de la muestra fecal 1 a 4mg, esto se mezclara con el suero, hasta que quede una capa homogénea y fina.
- Se retirara fragmentos de fibra o gruesos.
- Colocar por encima el cubreobjetos.
- Por último se observara al microscopio (**Sixtos 2011**).

2.2.3.2 Método por Flotación

Procedimiento

- Tomar de 2 a 5gr de muestra, colocar en un mortero o recipiente.
- Añadir 15ml de solución salina.
- Mezclar perfectamente los componentes, hasta que las heces estén bien disueltas.
- Dicha mezcla será colocada en un tubo de ensayo, hasta el borde observando que quede un menisco convexo.
- A continuación se colocara un cubreobjetos sobre el menisco evitando que se deje burbujas de aire. Este se dejara por 15 a 30 minutos, no sobrepasar este tiempo.
- Tomar con cuidado el cubreobjetos y colocarlo sobre un portaobjetos.
- Se podrá observar en el microscopio usando el objetivo 10X, 40X Y 100X (**Sixtos 2011**).

2.2.3.3. Método por Sedimentación

Procedimiento

- Se empieza mezclando algunos gramos de heces en agua, estará bien cuando exista una disolución total.

- Esta solución pasara por una doble gasa, en un vaso de 500cc, se continua llenando de agua hasta tener 2,5cm del borde o 10ml.
- Se procede a dejar reposar de 30 a 40 minutos, o se puede utilizar la ayuda de una centrifuga a 1.500 rpm por unos 3 minutos.
- Retirar el sobrenadante por lo menos hasta dejar en la marca de 100cc, a continuación se volverá a llenar con agua hasta el nivel anterior.
- Este procedimiento será repetido unas 3 a 4 veces, hasta que la mezcla sea casi transparente.
- Como último paso, se vuelve a quitar el sobrenadante, y lo que queda sedimentado será llevado al microscopio, esto se logra usando una pipeta y tomando unas 9 gotas, las que serán depositadas en un portaobjetos y protegidas con el cubreobjetos, para poder ser analizados **(Serrano 2010)**

2.2.4. Análisis de datos

El análisis de datos e interpretación de los resultados obtenidos, fue mediante un estudio estadístico observacional descriptivo transversal, permitiéndonos la obtención de los casos positivos y negativos presentes entre Ordenes de reptiles de manera porcentual y cualitativa, que en la presente investigación conlleva en dar a conocer los parásitos más frecuentes en reptiles y el Orden de los mismos que presente mayor porcentaje de parásitos gastrointestinales.

La frecuencia de los parásitos gastrointestinales llegará a ser calculada por medio de la siguiente formula:

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

(Sibaja 2006)

La frecuencia de las parasitosis según cada Orden de Reptiles fue calculado a través de la fórmula o regla de tres para obtener los porcentajes. Al obtenerse resultados cualitativos, para el objetivo del Orden que presente más parásitos, se tomará los datos

positivos transformándolos a porcentajes y se denotará el Orden de reptiles que presente una mayor cantidad de parasitismo, el análisis de cada dato obtenido se lo efectuó en Excel. Por último, tratándose del objetivo dedicado a caracterizar morfológicamente los parásitos a encontrar en el estudio, se les tomara fotos, las cuales serán colocadas en tablas donde cada uno de los parásitos estará descrito con los datos característicos de cada agente como por ejemplo la forma, color, tamaño, etc.

CAPÍTULO III

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

3.1 Análisis y discusión de los resultados

El estudio de campo tuvo una duración de 6 semanas, donde se tomaron muestras de 118 reptiles en total, se procesó heces de 81 (68.6%) serpientes pertenecientes a 17 especies diferentes, 14 (11.9%) saurios de 5 especies y un total de 23 (19.5%) tortugas que conforman 7 especies. Del total, 88 (74.6%) animales presentaron uno o más parásitos gastrointestinales, lo que difiere de los autores (**Wolf et al. 2014**) que obtuvieron un 93.2% de reptiles que dieron positivo a parásitos intestinales, pero es un resultado más semejante a lo obtenido por (**Rodríguez 2015**) donde encontraron el 66.67% de infección en coprologías realizadas en reptiles.

En las 88 muestras positivas se encontraron varios géneros pertenecientes a 7 clases de parásitos: Nematodos en 42 muestras (35.6%), Protozoarios 39 (33.1%), Trematodos con 13(11.0%), Cestodos en 9 muestras (7.6%), Ácaro 6 (5.1%) y por último con 1.7% se tiene a ambas clases de Pentastómidos y Acantocéfalos al ser encontrados en 2 muestras cada uno (Tabla 2 y Grafico 1). Resultados similares a lo obtenido por los autores (**Wolf et al. 2014**) que identificaron el 55.9% de nematodos, seguido por los protozoarios con el 47.5%, el 15.3% de trematodos y de pentastómidos el 3.4%.

Tabla 2. Clases de parásitos encontrados en el estudio

Orden	Nematodos	Protozoarios	Trematodos	Cestodos	Ácaros	Acantocéfalos	Pentastómidos
Chelonia	5	8	7	4	1	1	-
Squamata (Sauria)	6	4	3	2	-	1	1
Squamata (Ofidia)	31	27	3	3	5	-	1
TOTAL	42	39	13	9	6	2	2
%	35.6%	33.1%	11.0%	7.6%	5.1%	1.7%	1.7%

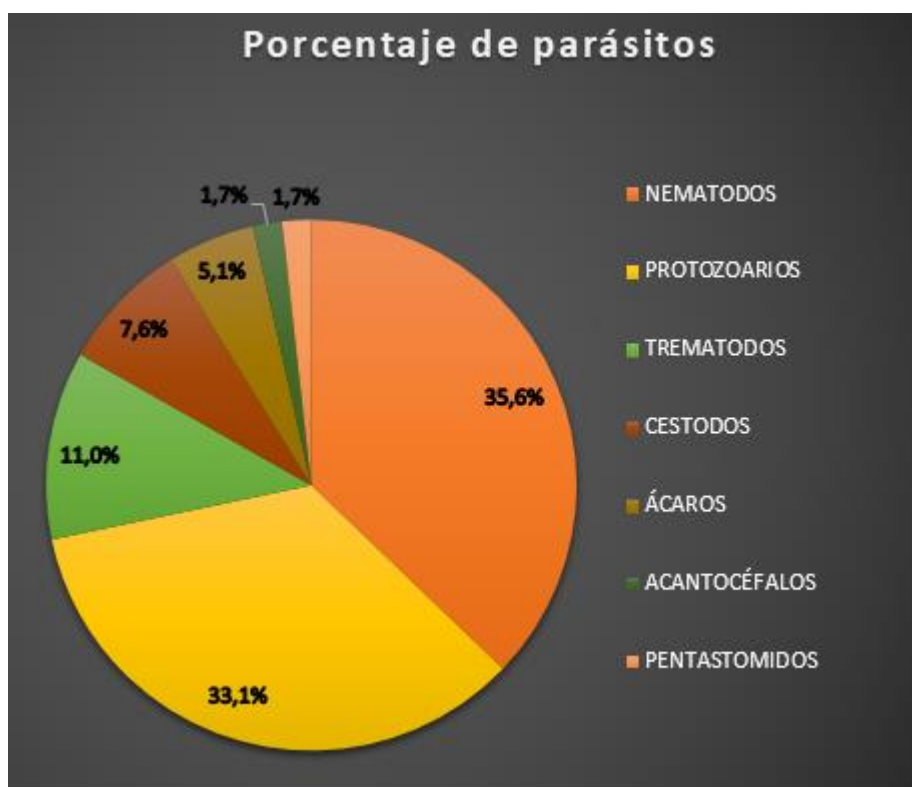


Gráfico 1. Parazitismo según su Clase

Dentro de las 7 clases de parásitos se identificaron en total 40 géneros de parásitos gastrointestinales diferentes (Tabla 3). Varios de estos géneros son mencionados por diversos autores como (Souza et al. 2016) que hablan de los principales parásitos en reptiles, como por ejemplo *Kalicephalus sp*, *Entamoeba invadens* y *Balantidium sp*, por otro lado (Chávez et al. 2015) identificaron 12 especies dentro de las cuales está el *Nyctotherus sp*, *Balantidium sp*, *Strongylus*, *Rhabdias sp*, *Ozolaimus sp*, y *Ophiotaenia sp*, entre otros, los mencionados por los autores han sido identificados de igual forma en la presente investigación.

Tabla 3. Parásitos identificados en diferentes exámenes coprológicos realizadas a muestras de heces de reptiles del Vivarium de Quito

Nematodos	Trematodos	Protozoarios	Cestodos	Acantocéfalos	Ácaros	Pentastómidos
Oxiurido	<i>Neospirochis spp</i>	<i>Balantidium spp</i>	<i>Ophiotaenia spp.</i>	<i>Corynosoma obtuscens</i>	<i>Ophionyssus natricis</i>	<i>Raillietiella spp.</i>
<i>Aspicularis tetraptera</i>	Trematodo digenean	<i>Nyctotherus spp</i>	<i>Taenia spp</i>	<i>Sphaerechinorhynchus serpenticola</i>		
Ascárido	<i>Dicrocoelium dendriticum</i>	<i>Entamoeba spp.</i>	<i>Diphyllobothrium latum</i>			
<i>Tachygonetria spp</i>	<i>Plesiochorus cymbiformis</i>	<i>Blastocystis spp</i>	<i>Spirometra spp.</i>			
<i>Kalicephalus spp</i>	<i>Schizamphistomum sceloporum</i>	<i>Isospora spp</i>	<i>Pseudocrepidobothrium spp</i>			
Strongyloides	<i>Diaschistorchis pandus</i>	Metamonádidos (<i>Spiroucleus/ Hexamita</i>)				
<i>Heterakis spp.</i>	<i>Cymatocarpus undulatus</i>					
<i>Ozolaimus spp.</i>	<i>Fasciolopsis spp.</i>					
<i>Rhabdias spp</i>	<i>Octangium sagitta</i>					
<i>Polydelphis spp</i>	<i>Rhytidoides similis</i>					
<i>Dujardinascaris spp.</i>	<i>Paragonimus peruvianus</i>					
Pharyngodonidae	<i>Enodiotrema spp.</i>					
<i>Syphacia obvelata</i>						

3.1.1 Frecuencia

Para obtener los parásitos más frecuentes encontrados en el estudio, se identificó cuantas veces se presentó cada género de parásito en las 88 muestras positivas de heces procesadas (Tabla 4). Como se muestra en el Grafico 2 los parásitos que más resaltan son, el protozooario *Blastocystis spp* con frecuencia del 25%, le sigue los huevos de los nematodos pertenecientes al orden Oxyurido con 23.9%, el quiste del protozooario *Balantidium spp* y los adultos de los oxiuridos con el 11.4%, los Metamonádidos (*Spiroucleus/ Hexamita*) 10.2%, Strongyloides con 9.1%, el nematodo *Kalicephalus spp* con 8%, y con 6.8% tenemos cuatro géneros diferentes, el ácaro *Ophionyssus natricis*, los protozoarios *Nyctotherus spp.*, la *Entamoeba spp.*, y el nematodo *Rhabdias spp*. Resultados que difieren del autor (Chávez et al. 2015) al haber encontrado con una frecuencia mayor a los nematodos *Ozolaimus*, *Rhabdias spp* y *Alaeuris* con el 50%, 40% y 66,7% respectivamente.

Tabla 4. Frecuencia de parásitos en cada muestra procesada.

Parásito	Frecuencia	
	Cantidad	%
<i>Oxiurido</i> (huevo)	21	23.9
<i>Oxiurido</i> (adulto)	10	11.4
<i>Aspicularis tetraptera</i>	1	1.1
<i>Ascárido</i>	2	2.3
<i>Tachygonetria spp</i>	3	3.4
<i>Kalicephalus spp</i>	7	8.0
<i>Strongyloides</i>	8	9.1
<i>Heterakis spp.</i>	3	3.4
<i>Ozolaimus spp.</i>	2	2.3
<i>Rhabdias spp</i>	6	6.8
<i>Polydelphis spp</i>	1	1.1
<i>Dujardinascaris spp.</i>	5	5.7
<i>Pharyngodonidae</i>	2	2.3
<i>Syphacia obvelata</i>	4	4.5
<i>Balantidium spp</i> (quiste)	10	11.4
<i>Balantidium spp</i> (Trofozoito)	2	2.3
<i>Nyctotherus spp</i>	6	6.8
<i>Entamoeba spp.</i>	6	6.8
<i>Blastocystis spp</i>	22	25.0
<i>Isospora spp</i>	2	2.3
<i>Metamonádidos</i> (<i>Spironucleus/ Hexamita</i>)	9	10.2
<i>Neospororchis spp</i>	1	1.1
<i>Trematodo digenean</i>	2	2.3
<i>Dicrocoelium dendriticum</i>	1	1.1
<i>Plesiochorus cymbiformis</i>	2	2.3
<i>Schizamphistomum sceloporum</i>	1	1.1
<i>Diaschistorchis pandus</i>	2	2.3
<i>Cymatocarpus undulatus</i>	1	1.1
<i>Fasciolopsis spp.</i>	2	2.3
<i>Octangium sagitta</i>	1	1.1
<i>Rhytidoides similis</i>	1	1.1
<i>Paragonimus peruvianus</i>	3	3.4
<i>Enodiotrema spp.</i>	1	1.1
<i>Ophiotaenia spp.</i>	2	2.3
<i>Taenia spp</i>	2	2.3
<i>Diphyllobothrium latum</i>	2	2.3
<i>Spirometra sp.</i>	1	1.1
<i>Pseudocrepidobothrium spp</i>	2	2.3
<i>Corynosoma obtuscens</i>	1	1.1
<i>Sphaerechinorhynchus serpenticola</i>	1	1.1

<i>Ophionyssus natricis</i>	6	6.8
<i>Raillietiella spp.</i>	2	2.3

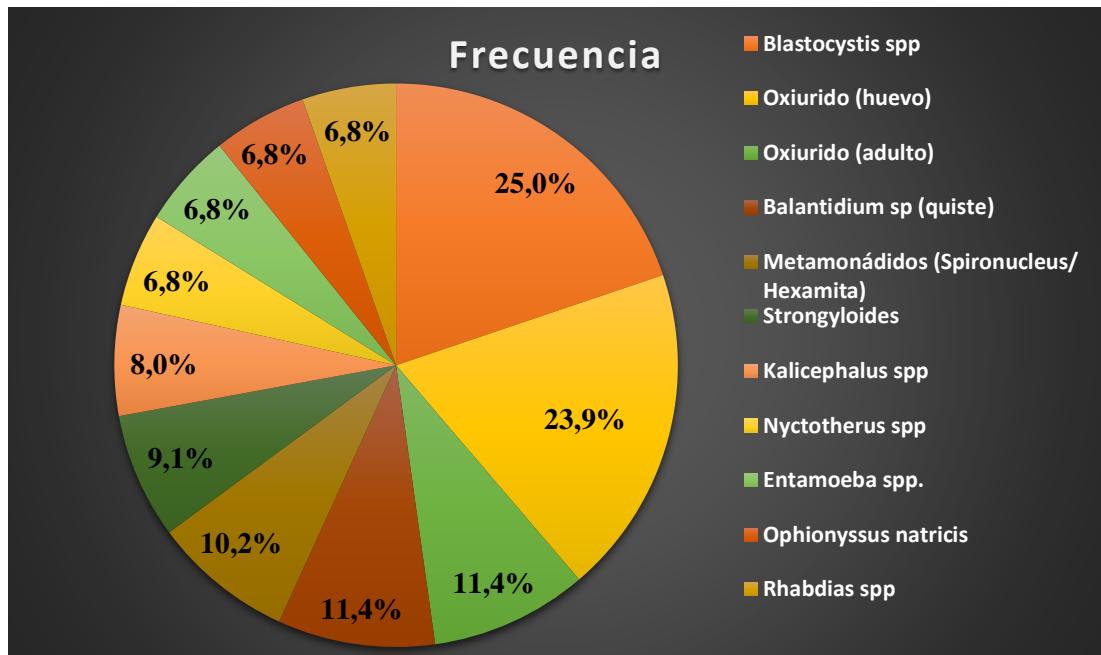
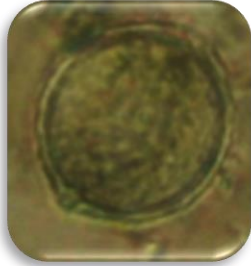
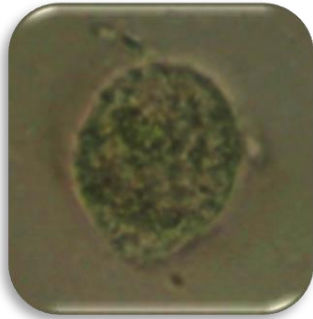



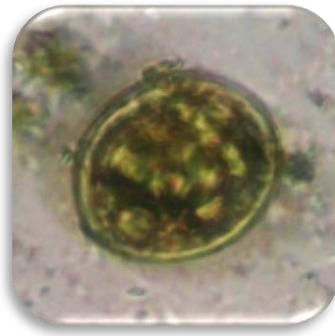
Gráfico 2. Parásitos más frecuentes encontrados en el estudio expresado en porcentaje.

3.1.2 Características morfológicas de los parásitos

La diferenciación de los estadios parasitarios que serán diagnosticados se basa en las características de la morfología específica de cada uno, que será observado mediante un análisis en el microscopio, a pesar de esto, existe características de diversos estadios que precisan de referencias que sirvan de complemento para las descripciones de los parásitos estudiados. Las características que se utilizan con mayor frecuencia para la diferenciación de especies son las medidas, las formas, el color, entre otras características (**Brooker y Melvin 2000**). Al igual que lo mencionado por estos autores la caracterización morfológica de los parásitos identificados en el estudio se basó en su presentación, forma, color y tamaño, lo que se puede observar en la Tabla 5.

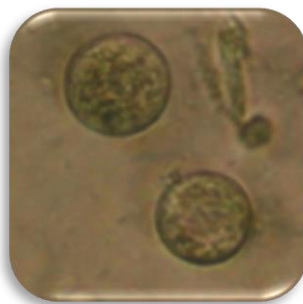
Tabla 5. Características morfológicas de los parásitos encontrados en muestras de heces de reptiles y método coproparasitológico con el que fue identificado

Clasificación	Presentación	Forma	Color	Tamaño	Método
					
		<i>Balantidium sp</i>			
Protozoarios Ciliado	Quiste	Esférico u ovoide	Amarillo verdoso	40-60µm	Directo Flotación
					
		<i>Balantidium sp</i>			
Protozoarios Ciliado	Trofozoito	Estrecho en el extremo anterior	Grisáceo amarillo	50-100 µm por 40-70 µm	Directo Flotación
					
		<i>Nyctotherus spp</i>			
Protozoarios Ciliado	Quiste	Ovalado Elipsoidal	Marrón Amarillo verdoso	89-105 x 57-64 µm	Directo Sedimentación



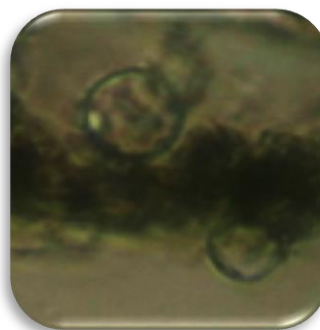
Entamoeba sp.

Protozoarios Ameba	Quiste	Redondo, llega a tener 1 o 4 núcleos con endostomas	Marrón Amarillo Verdoso	5-50µm	Directo Sedimentación
-----------------------	--------	---	-------------------------------	--------	--------------------------



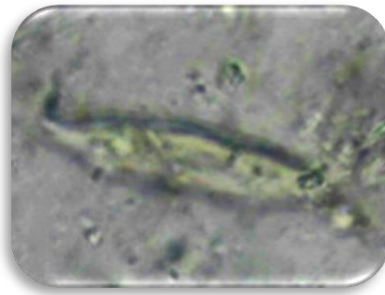
Blastocystis sp

Protozoarios	Quiste Vacuolar	Esféricos u ovalados	Incoloros	5-40µm	Directo Sedimentación Flotación
--------------	--------------------	-------------------------	-----------	--------	---------------------------------------



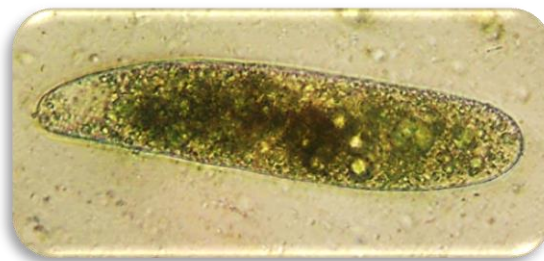
Isospora spp

Protozoarios Apicomplexa ns	Ooquiste	Subesférico s o elipsoidal	Incoloro	18-21µm	Directo Sedimentación Flotación
-----------------------------------	----------	----------------------------------	----------	---------	---------------------------------------



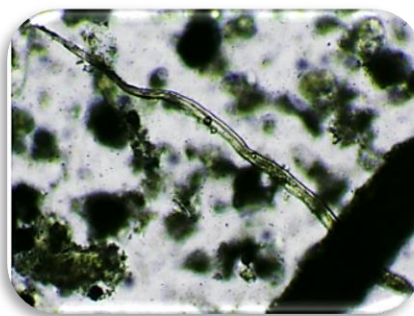
Metamonádidos (*Spirotrichomonas/Hexamita*)

Protozoarios Flagelados	Trofozoíto	Piriforme 6 flagelos anteriores y 2 posteriores	Transparentes e incoloros	7-9 x 2-3 µm	Directo Sedimentación Flotación
----------------------------	------------	---	------------------------------	-----------------	---------------------------------------



Oxiurido

Nematodos	Huevo	Elipsoidal o alargado	Marrón Amarillo O transparente	25-55 µm	Directo Sedimentación Flotación
-----------	-------	--------------------------	---	----------	---------------------------------------



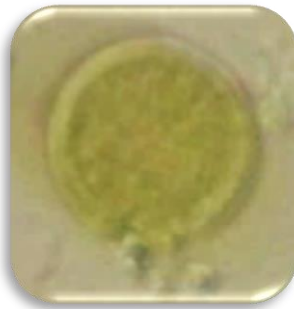
Oxiurido

Nematodos	Adulto	Alargado	Amarillo Grisáceo	6-31 µm	Directo Sedimentación Flotación
-----------	--------	----------	----------------------	---------	---------------------------------------



Aspicularis tetraptera

Nematodo Oxiurido	Huevo	Simétricos elípticos	Marrón Amarillo Verdoso	89-93 x 33-42 μm	Directo
----------------------	-------	-------------------------	-------------------------------	--------------------------------	---------



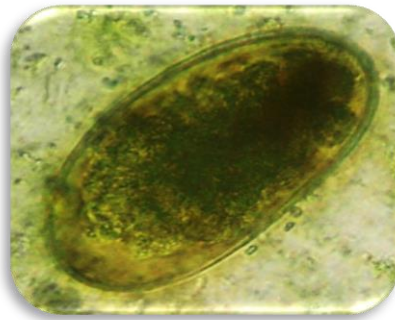
Ascárido

Nematodo	Huevo	Ovalado o redondo, pared gruesa	Café Amarillo	45-70 x 35-45 μm	Directo
----------	-------	--	------------------	--------------------------------	---------



Tachygonetria sp

Nematodo Oxiurido	Huevo	Ovalado Asimétrico	Amarillo Verdoso	41-44 x 75-88 μm	Directo Sedimentación
----------------------	-------	-----------------------	---------------------	--------------------------------	--------------------------



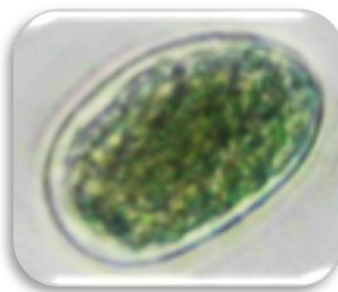
Kalicephalus sp

Nematodo Strongyloide	Huevo	Ovales No son larvados	Marrón Amarillo	60-70 x 40-50 μm	Directo Sedimentación Flotación
--------------------------	-------	------------------------------	--------------------	--------------------------------	---------------------------------------



Strongyloides

Nematodo	Larva	Bastón alargado	Incoloros Amarillo	280-310 x 16-20 μm	Directo Sedimentación Flotación
----------	-------	--------------------	-----------------------	----------------------------------	---------------------------------------



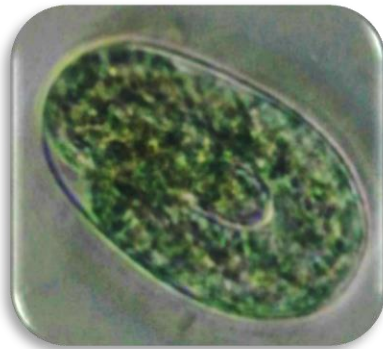
Heterakis sp.

Nematodo	Huevo	Elipsoidal	Amarillo marrón oscuro	63-75 x 36-48 μm	Directo Flotación
----------	-------	------------	------------------------------	--------------------------------	----------------------



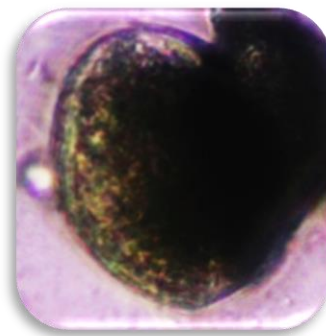
Ozolaimus sp.

Nematodo	Huevo	Elipsoidal	Marrón Amarillo	100-150 x 60-100 μm	Directo Sedimentación Flotación
----------	-------	------------	--------------------	-----------------------------------	---------------------------------------



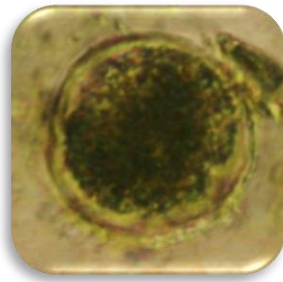
Rhabdias sp

Nematodo	Huevo	Ovalado Contiene larva	Marrón Amarillento Verdoso	100 x 58 μm	Directo Sedimentación Flotación
----------	-------	------------------------------	----------------------------------	---------------------------	---------------------------------------



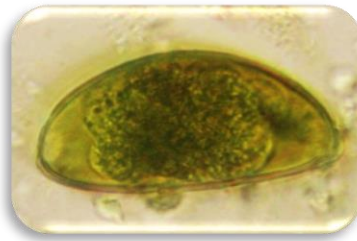
Polydelphis sp

Nematodo Ascarididae	Huevo	Ovalado Elipsoidal	Marrón	60-71 x 81-90 μm	Flotación
-------------------------	-------	-----------------------	--------	--------------------------------	-----------



Dujardinascaris sp.

Nematodo Ascarididae	Huevo	Esféricos	Amarillo verdoso	70-83 63-75 μm	Directo Sedimentación
-------------------------	-------	-----------	---------------------	------------------------------	--------------------------



Pharyngodonidae

Nematodo Oxiurido	Huevo	Asimétrico s, elipsoidal y un lado aplanado	Marrón Amarillento	59,1 - 93,78 x 25- 50,79 μm	Directo Sedimentación Flotación
----------------------	-------	--	-----------------------	--	---------------------------------------



Syphacia obvelata

Nematodo Oxiurido	Huevo	Asimétrico, elipsoidales y un lado convexo	Blancos o incoloros	120 -139 x 30- 52 μm	Directo Sedimentación
----------------------	-------	---	------------------------	------------------------------------	--------------------------



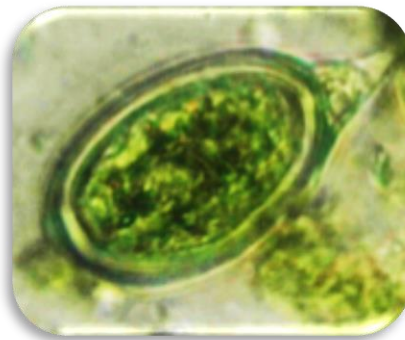
Neospirochis sp

Trematodo	Huevo	Ovoide	Marrón Amarillo	36-40 x 23-24 μm	Directo
-----------	-------	--------	--------------------	--------------------------------	---------



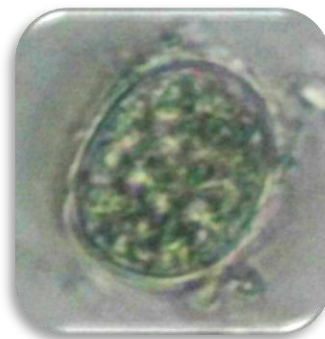
Trematodo digean

Trematodo	Duela	Planas y anchas como hojas Huevos-ovoides operculados	Marrón Amarillo Grisáceos	102 – 109.8 x 62.7- 70.6	Directo Flotación
-----------	-------	--	---------------------------------	--------------------------------	----------------------



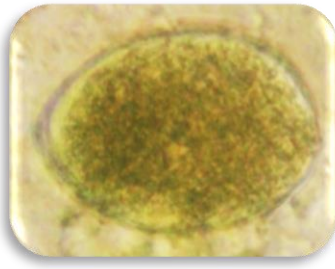
Dicrocoelium dendriticum

Trematodo	Huevo	Opérculo indistinguible Ovalado	Marrón Amarillo	36 -46 x 10- 20 µm	Sedimentación
-----------	-------	------------------------------------	--------------------	-----------------------	---------------



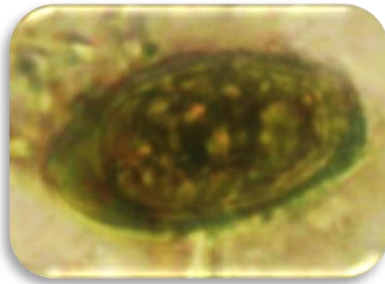
Plesiochorus cymbiformis

Trematodo	Huevo	Ovalado	Marrón Café amarillento	41 x 28 µm	Directo Sedimentación
-----------	-------	---------	----------------------------	------------	--------------------------



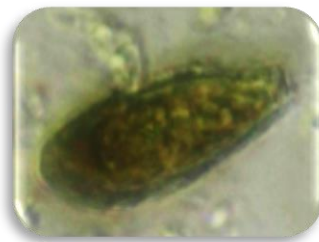
Schizamphistomum sceloporum

Trematodo	Huevo	Ovalado Elipsoidal	Amarillento	98x60 μm	Directo
-----------	-------	-----------------------	-------------	---------------------	---------



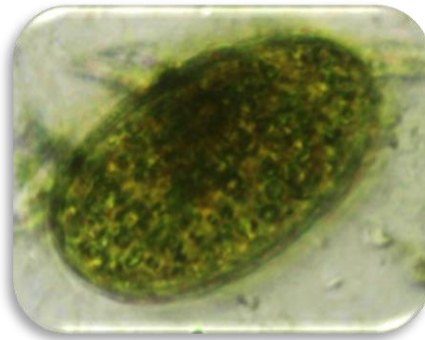
Diaschistorchis pandus

Trematodo	Huevo	Elipsoidal	Marrón Amarillento	40 x 22 μm	Directo
-----------	-------	------------	-----------------------	-----------------------	---------



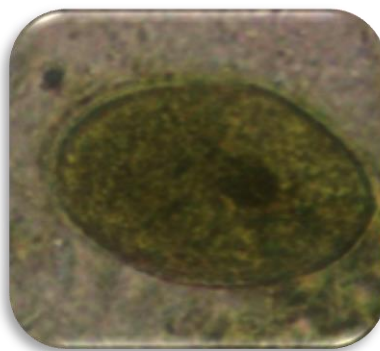
Cymatocarpus undulatus

Trematodo	Huevo	Elipsoidal	Marrón Amarillento	37 -16 μm	Sedimentación
-----------	-------	------------	-----------------------	----------------------	---------------



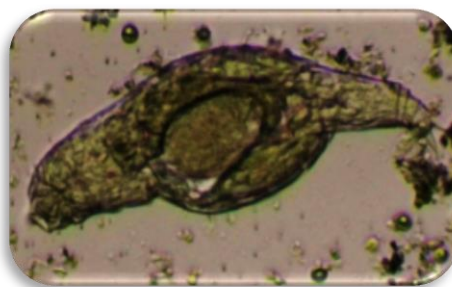
Fasciolopsis sp.

Trematodo	Huevo	Elipsoidal Operculado	Amarillo verdoso	130 -150 x Sedimentación 78- 98 μ m
-----------	-------	--------------------------	---------------------	---



Octangium sagitta

Trematodo	Huevo	Elipsoidal	Marrón Amarillo	89x57 μ m	Directo
-----------	-------	------------	--------------------	---------------	---------



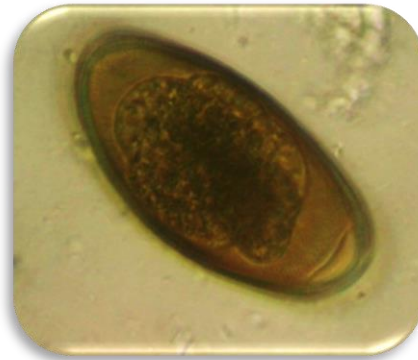
Rhytidoides similis

Trematodo	Adulto	Alargado	Marrón	5 mm	Sedimentación
-----------	--------	----------	--------	------	---------------



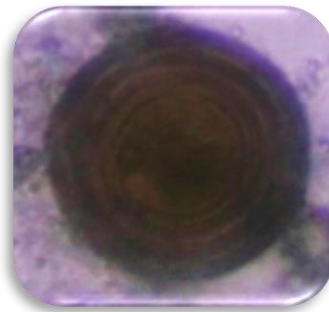
Paragonimus peruvianus

Trematodo	Huevo	Alargado, ovalado, operculado	Marrón Café amarillo	60 - 80 x 50- 60 µm	Directo Sedimentación Flotación
-----------	-------	-------------------------------	----------------------------	---------------------------	---------------------------------------



Enodiotrema sp.

Trematodo	Huevo	Ovalado	Marrón Amarillento	25-32 x 9-17 µm	Flotación
-----------	-------	---------	-----------------------	--------------------	-----------



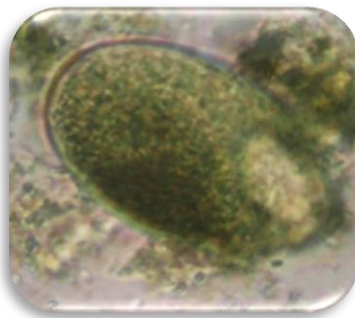
Ophiotaenia sp.

Cestodo	Huevo	Esférico con membranas	Marrón	18 - 25 x 19- 26 Sedimentación µm	Directo
---------	-------	------------------------	--------	--	---------



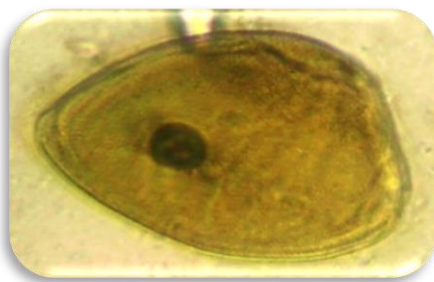
Taenia spp

Cestodo	Huevo	Esférico Embrión exacanto	Marrón Amarillo	30 -35 μm	Sedimentación
---------	-------	---------------------------------	--------------------	----------------------	---------------



Diphyllbothrium latum

Cestodo	Huevo	Ovoides con opérculo,	Marrón claro Amarillo	67 - 71 x 40-51 μm	Directo Sedimentación
---------	-------	-----------------------------	-----------------------------	-------------------------------------	--------------------------



Spirometra sp.

Cestodo	Huevo	Ovoides asimétricos con opérculo	Amarillos o marrones	60 x 36 μm	Flotación
---------	-------	---	-------------------------	-----------------------	-----------



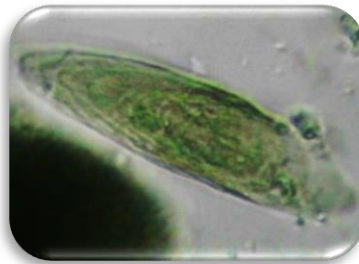
Pseudocrepidobothrium spp

Cestodo	Adulto	Alargado, aplanado dorsoventralmente	Amarillo verdoso Grisáceo	1.2-4.1mm	Directo Sedimentación Flotación
---------	--------	--------------------------------------	------------------------------	-----------	---------------------------------------



Corynosoma obtuscens

Acantocéfalo	Huevo	Ovoide elipsoidal	Marrón Amarillo	65 -45 μm	Sedimentación
--------------	-------	-------------------	--------------------	-----------	---------------



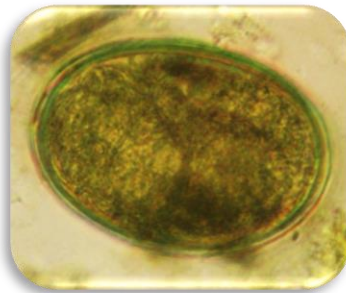
Sphaerechinorhynchus serpticola

Acantocéfalo	Huevo	Elíptico u ovalado	Amarillo verdoso	78.6-104.3 x 37.1-47.1 μm	Sedimentación
--------------	-------	--------------------	------------------	---------------------------------	---------------



Ophionyssus natricis

Acaro	Larva Protoninfa	L: 6 patas P: 4 pares de patas	Blanco Grisáceo, rojo o negro	400-250 µm	Directo Sedimentación Flotación
-------	---------------------	--------------------------------------	--	---------------	---------------------------------------



Raillietiella sp.

Pentastómido	Huevo	Ovalado con dos membranas	Marrón Amarillo	97,68 ± 7,32 75,05 ± 5,31 µm	Directo Sedimentación
--------------	-------	---------------------------------	--------------------	------------------------------------	--------------------------

Fuentes bibliográficas de las características morfológicas (Hendrix 1999, Cordero y Rojo 2001, Greiner 2013, Alarcon y Velásquez 2009, Bouamer y Morand 2002, Salinas y Vildozola 2007, Abdel 2015, Arredondo et al. 2014, Sprent 1978, Amin et al. 1998, Carvalho 2016, Breves et al. 2011, Carrada 2008, Martínez et al. 2009, Do Nascimento et al. 2020, Mead y Olsen 1971, Brooker y Melvin 2000, Gómez y Sánchez 2007, Moravec 2001, Werneck et al. 2016, Wozniak y DeNardo 2000, Manter y Larson 1950, Cabagna 2009).

3.1.3 Parasitismo en los Órdenes de reptiles

En el presente estudio de las 118 muestras de heces procesadas, 81 pertenecen a serpientes, de las cuales 67.9% (55/81) son positivas, en el grupo de muestras de los saurios todos dieron positivo dando el 100% (14/14), en cuanto a las tortugas se analizaron un total 23 muestras, obteniendo como resultado el 82.6% (19/23) de casos positivos. Observando el Orden Squamata (72.6%) y el Orden Chelonia (82.6%) se observa que las tortugas presentaron mayor parasitismo (Tabla 6 y Gráfico 3). Los resultados observados son semejantes a los obtenidos en una investigación realizada en Argentina por los autores (Regner et al. 2015) donde los del orden Chelonia presentaron parásitos en un 17%, superados por los saurios con el 65% y los ofidios con el 43%, en éste estudio se observa de igual manera que los lagartos superan tanto a tortugas y a serpientes en frecuencia de parasitismo.

Tabla 6. Parasitismo según el Orden y Suborden de los reptiles estudiados

Orden	Total muestreados	Resultados		
		Negativos	Positivos	Parasitismo (%)
Chelonia	23	4	19	82.6%
Squamata	95	26	69	72.6%
Saurio		0	14	100%
Ofidia		26	55	67.9%
Total muestreados	118	30	88	74.6%

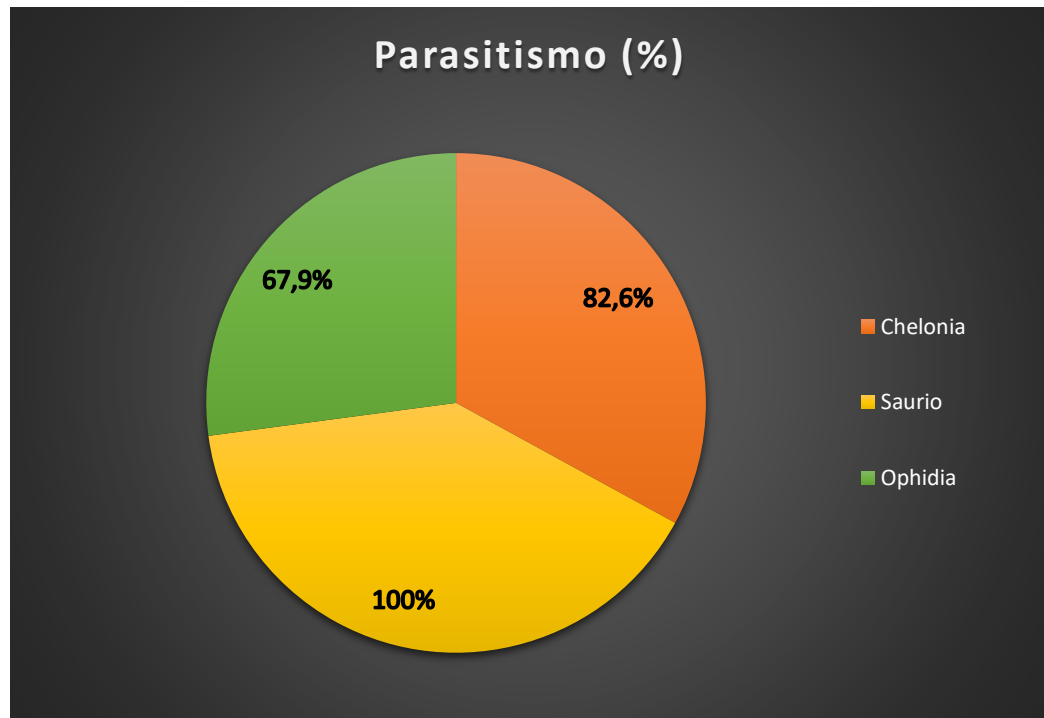


Gráfico 3. Parasitismo según el orden y suborden de reptiles (expresado en porcentajes)

3.2 Verificación de hipótesis

A partir de los resultados obtenidos en el presente proyecto de investigación se acepta la hipótesis planteada, ya que de las 118 muestras analizadas de tortugas, serpientes y lagartos se encontraron 40 tipos diferentes de parásitos.

CAPITULO IV

CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

4.1 Conclusiones

- Se identificaron mediante la realización de tres métodos coproparasitoscópicos: examen directo, por flotación y sedimentación, en 118 reptiles del Vivarium de Quito 88 resultaron positivos, encontrándose 40 parásitos diferentes distribuidos en 6 géneros de protozoarios, 13 géneros de nemátodos, 12 de tremátodos, 5 de cestodos, 2 acantocéfalos , 1 de la clase pentastómida y 1 género de ácaro.
- Los parásitos reconocidos con mayor frecuencia por encima del resto son: el protozooario *Blastocystis spp*, nematodos pertenecientes al orden de los Oxiuridos (huevo y adulto), *Balantidium spp* (quiste), Metamonádidos (*Spironucleus/ Hexamita*), *Strongyloides*, *Kalicephalus spp*, *Nyctotherus spp*, *Entamoeba spp*, *Ophionyssus natricis* y *Rhabdias spp*.
- Se elaboró un cuadro donde se caracterizó morfológicamente cada orden, género o especie de parásitos encontrados (Tabla 6). Posteriormente se determinó la forma o estadio en que se presentaron los parásitos (huevo, quiste, Trofozoito, larva, adulto, protoninfa, etc.). A continuación se identificó la forma y el color, predominando las estructuras ovaladas, elipsoidales, esféricas, en menor frecuencia los ejemplares alargados, o si contiene patas como es en el caso de los ácaros; con colores en su mayoría marrones, amarillento, verdoso, grisáceos e incoloros o transparentes; una vez colocada la estructura de los parásitos se investigó el tamaño de cada género, teniendo diversos rangos, dentro de los protozoarios pueden ir desde 5 a 105 μm de longitud por 2 a 100 μm de ancho, las medidas de los nematodos comprenden desde 6-310 μm por 16-100 μm , en trematodos va de 25-150 μm por 9-98 μm exceptuando un adulto con 5mm, los cestodos presentan rangos de 18-71 μm

por 19- 51 μm , con un ejemplar de 1.2 por 4.1mm, los dos géneros de acantocéfalos pueden medir de 65-104,3 μm por 37,1-47,1 μm , el ácaro encontrado llega a tener una longitud y anchura de 400 μm por 250 μm y por último el huevo del genero de pentastómido mide aproximadamente 97,6 por 75,05 μm . Al final de la descripción de cada parasito se adjuntó el método con el cual fue encontrado, donde cabe mencionar que no todos los parásitos fueron identificados con los tres métodos aplicados.

- De la misma forma se identificó el Orden y Suborden de reptiles con mayor número de individuos positivos dentro de este estudio. Obteniendo como resultado que el Suborden de los Saurios mostró mayor frecuencia con el 100% (14/14), a este le sigue el Orden Chelonia observándose positivos en un 82.6% (19/23), y por último el Suborden de Ofidios con 67.9% (55/81). Comparando entre el Orden Squamata y el Orden Chelonia, observamos que el segundo supera al primero por un 10% (Chelonia 82.6% y Squamata 72.6%) de resultados positivos.

4.2 Recomendaciones

- Cada animal que llegue al centro de conservación deberá cumplir un periodo de cuarentena.
- Elaborar un adecuado programa de medicina preventiva, realizando exámenes coproparasitológicos a todos los ejemplares del centro de ser posible o de forma aleatoria que incluya a los ejemplares que se vayan integrando al centro.
- Realizar un protocolo de desparasitación que se apege a los resultados obtenidos en los exámenes coproparasitológicos, e ir implementando nuevos tratamientos según los animales que vayan ingresando al centro.

- Todos los técnicos deberán apegarse a los protocolos de desparasitación que se vayan realizando a los animales.

- Seguir realizando estudios que documenten y fomenten la investigación, para que cada cierto periodo se compare los resultados del parasitismo en reptiles, estos resultados servirán de guía para los futuros tratamientos a ser implementados en los ejemplares.

MATERIALES DE REFERENCIA

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Abdel, R. 2015. *Syphacia obvelata* (Nematode, Oxyuridae) infecting laboratory mice *Mus musculus* (Rodentia, Muridae): phylogeny and host-parasite relationship. *Parasitology Research* 115(3):975-985. DOI: <https://doi.org/10.1007/s00436-015-4825-0>.
- Aguirre, G. 2009. Técnicas de campo para el inventario y monitoreo de anfibios y reptiles (en línea). *Técnicas de Estudio Específicos por grupos*. 1:24. Disponible en <http://www2.inecc.gob.mx/publicaciones/libros/717/cap3.pdf>.
- Alarcon, E; Velásquez, L. 2009. Descripción morfológica de (Digenea: Paramphistomidae) hallado en on bovinos de Rionegro, Antioquia, Colombia. *Revista Colombiana de Ciencias Pecuarias* 22(2):168-177.
- Álvarez, B. 2018. Exploración Clínica de Reptiles (en línea). *Canis et Felis* 140:18-26. Disponible en http://axonveterinaria.net/web_axoncomunicacion/centroveterinario/27/cv_27_Exploracion_reptiles.pdf?fbclid=IwAR2AGdPC9bLBEP1B2FrFouWeN0ii_2Flhyk_XENvahbqf28K-EmttWSIfgM.
- Alvarez, D; Ruíz, R; Carrillo, E. 2005. Lista Roja De Los Reptiles Del Ecuador (en línea). UICN-Sur (ed.). s.l., Fundación Novum Milenium. 53 p. Disponible en <http://www.flacsoandes.edu.ec/libros/digital/56617.pdf>.
- Amin, O; Wongsawad, C; Marayong, T; Saehoong, P; Suwattanacoupt, S; Sey, O. 1998. *Sphaerechinorhynchus macropisthospinus* sp. n. (Acanthocephala: Plagiorhynchidae) from Lizards, Frogs, and Fish in Thailand. *The Helminthological Society Of Washington* 65(2):174-178.
- Andrango, M. 2017. Guía dinámica de los reptiles del Ecuador. s.l., PUCE. 1417 p.
- Arredondo, N; Gil, A; Chambrier, A. 2014. A new species of *Pseudocrepidobothrium* (cestoda: Proteocephalidea) from *Pseudoplatystoma reticulatum* (pisces: Siluriformes) in the paraná river basin (Argentina). *Folia Parasitologica* 61(5):462-472. DOI: <https://doi.org/10.14411/fp.2014.051>.
- Batista, A; Costa, M; Vita, G; Barros, S; Barbosa, C. 2011. Diagnóstico coproparasitológico de jacarés (*Caiman latirostris* Daudin, 1802) criados comercialmente no estado do Rio de Janeiro (en línea). *Ars Veterinária*

27(2):102-110. Disponible en file:///C:/Users/Dell/Downloads/389-1597-1-PB.pdf.

- Beltrán, M; Tello, R; Náquira, C. 2003. Manual de procedimientos de laboratorio para el diagnóstico de los parásitos intestinales del hombre. Lecca, L (ed.). Lima, Instituto Nacional de Salud, vol.37. 101 p.
- Bouamer, S; Morand, S. 2002. Description of *Tachygonetria combesi* n. sp. and redescrptions of four species of *Tachygonetria* Wedl, 1862 (Nematoda: Pharyngodonidae), with a new diagnosis of the genus. *Systematic Parasitology* 53(2):121-139. DOI: <https://doi.org/10.1023/A:1020443905905>.
- Breves, P; Porto, M; Pissinatti, A; Luz, D; Menezes, R. 2011. Helmitos oxiuridae parasitos de Iguana iguana (Squamata, Lacertilia, Iguanidae) procedentes do Brasil. *Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinaria e Zootecnia* 63(6):1574-1578. DOI: <https://doi.org/10.1590/S0102-09352011000600040>.
- Brooker, M; Melvin, D. 2000. Morfología de los estadios diagnósticos de los parásitos intestinales en humanos. Atlanta, U.S. Department of Health and Human Services. 35 p.
- Cabagna, M. 2009. Primeros registros de endoparásitos en cinco especies de anfibios anuros del litoral Argentino. *Cuad. herpetol* 23(1):33-40.
- Carrada, T. 2008. *Strongyloides stercoralis*: ciclo vital, cuadros clínicos, epidemiología, patología y terapéutica. *Revista Latinoamericana de Patología Clínica y Medicina de Laboratorio* 55(2):88-110.
- Carvalho, E. 2016. Avaliação da atividade anti-helmíntica do extrato etanólico de *Centrosema coriaceum* Benth. (Fabaceae) sobre nematoides adultos de *Parapharyngodon binae* Pereira, Sousa & Souza Lima, 2010 e *Physaloptera* sp., parasitos de *Tropidurus torquatus* (Wied, 1820) (. s.l., Universidade Federal de Juiz de Fora. 73 p.
- Cazorla, D; Morales, P. 2015. Parásitos intestinales de *Thecadactylus rapicauda* (Reptilia: Squamata, Phyllodactylidae) en Coro, estado Falcón, Venezuela (en línea). *Revista Científica* 25(4):346-351. Disponible en <https://www.redalyc.org/pdf/959/95941173011.pdf>.
- Chávez, L; Serrano, E; Tantaleán, M; Quispe, M; Casas, G. 2015. Parásitos gastrointestinales en reptiles en cautiverio en lima metropolitana (en línea). *Revista de Investigaciones Veterinarias del Peru* 26(1):127-134. DOI:

<https://doi.org/10.15381/rivep.v26i1.10909>.

- Cordero, M; Rojo, F. 2001. Parasitología Veterinaria. Madrid, España, McGRAW-HILL-INTERAMERICANA DE ESPAÑA. 987 p.
- Cortez, M. 2015. Perfil hemático y presencia de hemoparasitos en reptiles del parque zoológico nacional, el Salvador. s.l., Universidad de el Salvador. 86 p. DOI: <https://doi.org/10.1017/CBO9781107415324.004>.
- Dirección Nacional de Áreas Naturales y Vida Silvestre. 1998. Instituto Ecuatoriano Forestal y de áreas naturales y vida silvestre (INEFAN). Informe Interino del Ecuador 1(1):13.
- Divers, S; Stahl, S. 2019. Mader's Reptile and Amphibian Medicine and Surgery. s.l., Elsevier. 1793 p. DOI: <https://doi.org/10.1016/c2014-0-03734-3>.
- Fox, A; Anderson, L; Otto, G; Pritchett-Corning, K; Whary, M. 2015. Laboratory Animal Medicine. Tercera. s.l., Elsevier. 967-1013 p. DOI: <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-409527-4.00019-5>.
- Galarza, K; Solís, J. 2008. Proyecto de Inversión para la Creación de un Criadero de Iguanas en el Ecuador para la exportación de su carne al Mercado Colombiano (en línea). s.l., Escuela Superior Politécnica del Litoral. 196 p. Consultado 1 oct. 2019. Disponible en <https://www.dspace.espol.edu.ec/bitstream/123456789/3742/1/6269.pdf>.
- García, V. 2013. "Frecuencia De Parásitos De Reptiles En Cautiverio En Diferentes Colecciones Del Estado De Morelos (en línea). s.l., Universidad Autónoma del Estado de Hidalgo. 75 p. Disponible en https://repository.uaeh.edu.mx/bitstream/bitstream/handle/123456789/11245/Tesis_Frecuencia_de_Parasitos_en_reptiles_VERONICA_GARCIA.pdf?sequence=1&isAllowed=y.
- Gómez, L; Sánchez, L. 2007. *Kalicephalus subulatus* molin, 1861 (Nematoda, Diaphanocephalidae) in *Boa constrictor* linnaeus, 1758 (Reptilia, Boidae) of Perú. *Neotrop. Helminthol.* 1(2):105-108.
- Greiner, EC. 2013. Parasites of marine turtles. *The Biology of Sea Turtles* 3:427-446. DOI: <https://doi.org/10.1201/b13895>.
- Hendrix, C. 1999. Diagnóstico Parasitológico Veterinario. 2 ed. Madrid, España, Harcourt Brace. 325 p.
- Herrera, J. 2008. Estudio patológico retrospectivo de mortalidad en reptiles del

zoológico Jaime Duque entre el año 1991 y el 2006 (en línea). s.l., Universidad de La Salle. 1-96 p. Disponible en <http://repository.lasalle.edu.co/bitstream/handle/10185/5996/T14.08H433e.pdf;jsessionid=8C50B0E7F99332465E89B9756A9ACE41?sequence=1>.

- Hoogesteijn, A; Pérez, S. 2007. Colección de animales en cutiverio. Biodiversidad y desarrollo humano en Yucatán 7(2):408-413.
- Jacobson, E. 2007. Infectious Diseases and Pathology of Reptiles. s.l., Taylor & Francis Group. 731 p.
- Khatun, M; Begum, N; Mamun, A; Mondal, M; Shakif-Ul-Azam, M. 2014. Coprological study of gastrointestinal parasites of captive animals at Rangpur Recreational Garden and Zoo in Bangladesh (en línea). Journal of Threatened Taxa 6(8):6142-6147. DOI: <https://doi.org/10.11609/jott.o3093.6142-7>.
- Mader, D. 1996. Reptile Medicine and Surgery. Londres, W.B. Saunders Company. 536 p.
- Manter, H; Larson, M. 1950. Two New Blood Flukes from a Marine Turtle , *Caretta caretta*. The Journal of Parasitology 36(6):595-599.
- Martínez, A. 2007. Parásitos digestivos en reptiles (en línea). Argos: Informativo veterinario 8(1):48-49. Disponible en file:///C:/Users/Dell/Downloads/parasitos_reptiles_ARGOS128.pdf.
- Martínez, E; Pérez, G; Olea, GP. 2009. First record of the genus *Rhabdias* (Nematoda: Rhabdiasidae), endoparasite from *Scinax staufferi* (Anura: Hylidae) in Mexico. Revista Mexicana de Biodiversidad 80(3):861-865.
- Mead, R; Olsen, O. 1971. The life cycle and development of *Ophiotaenia filaroides* (LA RUE , 1909) (Proteocephala : Proteocephalidae). The Journal of Parasitology 57(4):869-874.
- Moravec, F. 2001. Some helminth parasites from Morelet's crocodile, *Crocodylus moreletii*, from Yucatan, Mexico. Folia Parasitologica 48(1):47-62. DOI: <https://doi.org/10.14411/fp.2001.008>.
- Muñoz, C; Rendón, E; López, O; Ruiz, R; Aréchiga, N; Villanueva, C; Rodas, A; Valle, C; Trillanes, C; Arellano, O. 2016. Colecta y conservación de muestras de fauna silvestre en condiciones de campo. 1 ed. s.l., Casa abierta al tiempo. 201 p.

- Do Nascimento, J; De Araújo, J; Sampaio, N; Brito, S; Almeida, W. 2020. Description of the egg and larva of *Raillietiella mottae* (Pentastomida: Raillietiellidae). *Helminthologia* 57(3):268-275. DOI: <https://doi.org/10.2478/helm-2020-0028>.
- Navone, G; Gamboa, M; Kozubsky, L; Costas, M; Cardozo, M; Sisiauskas, M; González, M. 2005. Estudio comparativo de recuperación de formas parasitarias por tres diferentes métodos de enriquecimiento coproparasitológico. *Parasitologia Latinoamericana* 60(3-4):178-181. DOI: <https://doi.org/10.4067/s0717-77122005000200014>.
- Regner, P; Zapata, F; Sirotinsky, V; Lorenzale, L; Pulido, P. 2015. Estudio retrospectivo de endoparásitos en reptiles mantenidos en cautiverio en la Argentina. *Revista del Colegio de Veterinarios de la provincia de Buenos Aires* 64:41-42. DOI: <https://doi.org/10.1136/vr.d4398.RATAJ>.
- Restrepo, I; Mazo, L; Salazar, M; Montoya, M; Botero, J. 2013. Evaluación de tres técnicas coproparasitoscópicas para el diagnóstico de geohelminthos intestinales (en línea). *Iatreia* 26(1):15-24. Disponible en <http://www.scielo.org.co/pdf/iat/v26n1/v26n1a02.pdf>.
- Rodríguez, M. 2015. Identificación de parásitos intestinales presentes en reptiles en cautiverio en dos centros de manejo de fauna silvestre. (en línea). s.l., Universidad Central del Ecuador. 73 p. DOI: <https://doi.org/10.1145/3132847.3132886>.
- Salinas, J; Vildozola, H. 2007. Infección por *Blastocystis*. *Revista de Gastroenterología del Perú* 27(3):264-274.
- SENASA. 2006. Manual de Recolección y Envío de Muestras. Sitio Argentino de Producción Animal :1-13.
- Serrano, F. 2010. Manual práctico de pasitologia veterinaria (en línea). Universidad de Extremadura (ed.). s.l., Manuales UEX, vol.69. 47-53 p. Disponible en http://mascvuex.unex.es/ebooks/sites/mascvuex.unex.es.mascvuex.ebooks/files/files/file/Parasitologia_9788477239109.pdf.
- Sibaja, K. 2006. Identificación de los parásitos gastrointestinales y ectoparásitos de animales silvestres en cautiverio en Costa Rica. (en línea). s.l., Universidad Nacional. 74 p. Disponible en

<https://www.repositorio.una.ac.cr/bitstream/handle/11056/12913/Karen-Sibaja-Morales.pdf?sequence=1&isAllowed=y>.

- Silva, D da; Gonzaga, R; Santos, L Dos; Araújo, M; Branco, E; De Souza, N; Guimarães, C; Conceição, A. 2012. Variação sazonal dos valores de bioquímica sérica de jiboias amazônicas (*Boa constrictor constrictor*) mantidas em cativeiro. *Biotemas* 25(4):165-173. DOI: <https://doi.org/10.5007/2175-7925.2012v25n4p165>.
- Sixtos, C. 2011. Procedimientos y técnicas para la realización de estudios coproparasitológicos (en línea). *Virbac al día* 24:12. Disponible en <https://www.academia.edu/31736033/Virbaccoproparasitologia>.
- Souza, S de; Pereira, E; Valdetaro, M; Rossi, J; Ferreira, P; Ferreira, J; Guião, F; Cuña, V. 2016. Avaliação coproparasitológica de *Chelonoidis carbonaria*, Spix, 1824 (Reptilia, Testudinidae) em cativeiro no Espírito Santo. (en línea). *Natureza online* 14(1):6-11. Disponible en <http://www.naturezaonline.com.br/natureza/conteudo/pdf/NOL20140702.pdf>.
- Sprent, J. 1978. Ascaridoid nematodes of amphibians and reptiles: *Polydelphis*, *Travassosascaris* n.g. and *Hexametra*. *Journal of Helminthology* 52(4):355-384. DOI: <https://doi.org/10.1017/S0022149X00005617>.
- Troiano, J. 2018. *Doenças Dos Répteis*. 1 ed. s.l., Editora MedVet. 284 p.
- Valencia, JH; Garzón, K. 2011. *Anfibios & reptiles*. Quito, Ministerio del Ambiente. 268 p.
- Vargas, V. 2015. *Guía de identificación de anfibios y reptiles*. s.l., Peru Lng. 111 p.
- Werneck, M; Modolo, L; Berger, B. 2016. Report of *Enodiotrema megachondrus* (Looss, 1899) Looss, 1901 (Digenea: Plagiorchiidae) in a green turtle *Chelonia mydas* Linnaeus, 1758 (Testudines, Cheloniidae) from Brazil. *Helminthologia* 53(4):385-390. DOI: <https://doi.org/10.1515/helmin-2016-0019>.
- Wolf, D; Globokar, M; Failing, K; Rossier, C; Hermosilla, C; Pantchev, N. 2014. Diagnosis of gastrointestinal parasites in reptiles: comparison of two coprological methods (en línea). *Acta Vet Scand* 56(1):44. Disponible en <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC4198911/>.
- Wozniak, E; DeNardo, D. 2000. *The Biology, Clinical Significance and*

Control of the Common Snake Mite, *Ophionyssus natricis*, in Captive Reptiles.
Journal of Herpetological Medicine and Surgery 10(3):4-10. DOI:
<https://doi.org/10.5818/1529-9651-10.3.4>.

ANEXOS

1. Toma de muestras

- Muestras de animales en laboratorio y cuarentena



Foto 1. Muestras de heces en un cubículo señalado por el círculo rojo.



Foto 2. Manejo del animal con un gancho herpetológico.



Foto 3. Colocación del ejemplar en otro topper hasta recolectar y limpiar el original.

Foto 4. Recolección de muestra con paleta baja lengua.

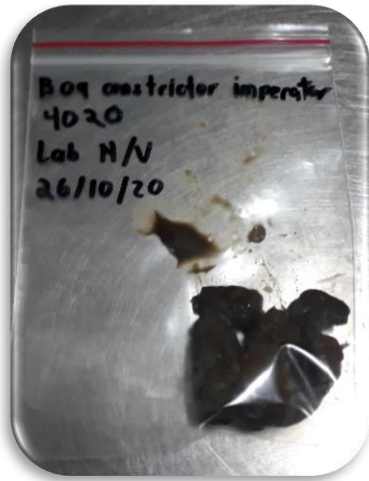


Foto 5. Etiquetación de bolsas ziploc con muestra:

- Nombre científico.
- Numero de vivo
- Lugar de recolección (Ej: Laboratorio de No Venenosos)
- Fecha de recolección.

Foto 6. Cubículo limpio y con agua fresca.



Foto 7. Regreso del reptil con cuidado a su cubículo para retornarlo a su lugar.

- Muestras de animales en exhibición



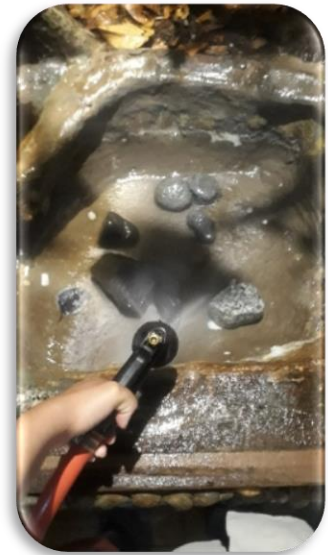
Foto 1. Antes de abrir las áreas de exhibición del animal, se observa la ubicación de cada uno (A la izquierda *Corallus batesii*, a la derecha *Iguana iguana*)

Foto 2. Se retira ramas y bebederos o agua de estanques.



Foto 3. Identificación las muestras de heces con ayuda de una pala.

Foto 4. Retorno de ramas y bebederos o agua a los estanques.



2. Métodos coprológicos

- Método Directo

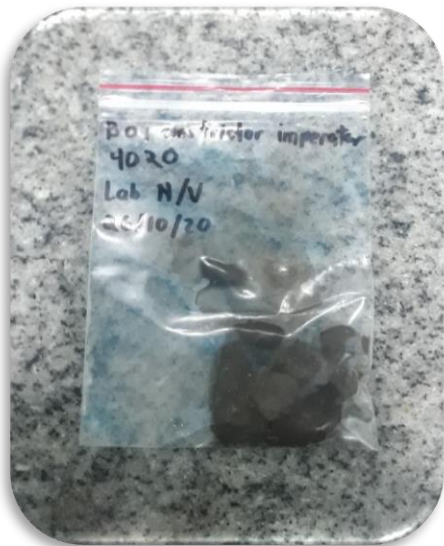


Foto 1. Muestra recolectada (*Boa imperator*)

Foto 2. Pequeña cantidad de heces en porta objeto.



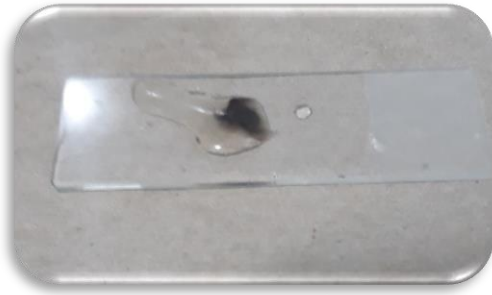


Foto 3. Gotas de suero fisiológico sobre muestra.

Foto 4. Mezcla del suero con la muestra.

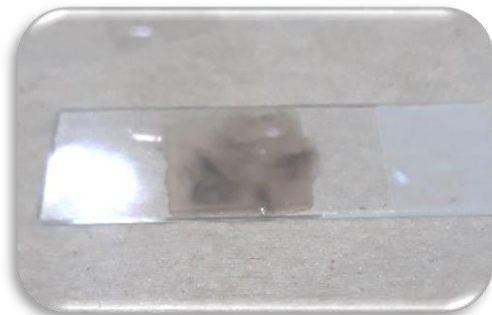
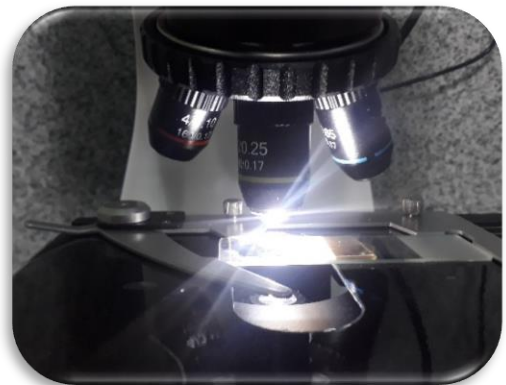


Foto 5. Colocación del cubre objetos sobre la mezcla.

Foto 6. Lectura de la placa en microscopio.



- Método de flotación



Foto 1. Colocacion de muestra de heces.

Foto 2. Recolección de solución azucarada.



Foto 3. Mezcla de heces con la solución azucarada.

Foto 4. Colocación de gasa sobre embudo y tubo de ensayo.





Foto 5. Filtración de la mezcla.

Foto 6. Llenado del tubo de ensayo hasta dejar una suspensión convexo.

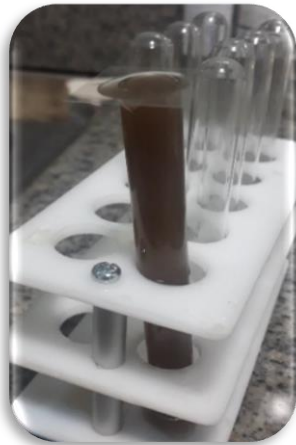
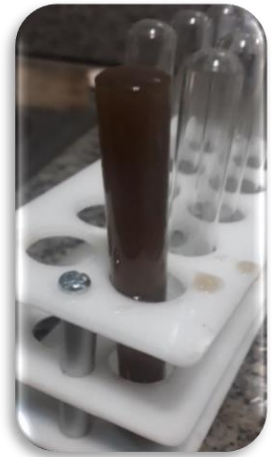


Foto 7. Cubre objetos sobre el tubo de ensayo.

Foto 8. Lectura de la placa pasados 15 minutos.



- Método de sedimentación



Foto 1. Muestra con suero fisiológico.

Foto 2. Mezcla de heces con la solución.



Foto 3. Filtración de la mezcla.

Foto 4. Solucion dejada a sedimentar por 30 minutos o centrifugada 3min a 1500 revoluciones, de 3 a 4 veces.

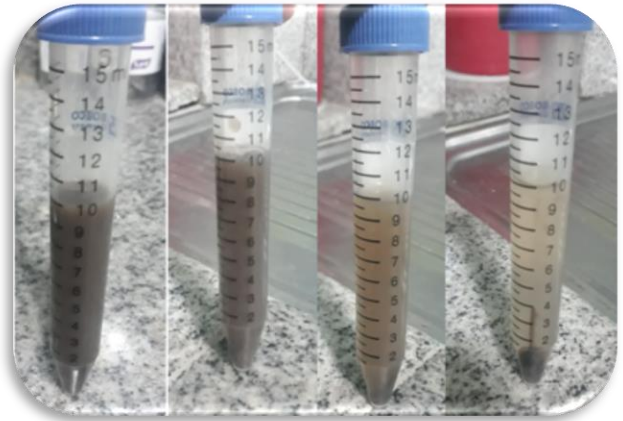


Foto 5. Muestra del sedimento tomado con una pipeta.

Foto 6. Se coloca el sedimento entre porta y cubre objetos y pasa a ser leído en microscopio.



3. Ejemplares



Foto 1. Boa constrictor



Foto 2. Boa imperator



Foto 3. Bothrops asper

Foto 4. *Bothrops atrox*



Foto 5. *Bothrops brazili*

Foto 6. *Bothrocophias hyoprora*



Foto 7. *Porthidium nasutum*

Foto 8. *Leptodeira septentrionalis*



Foto 9. *Corallus batesii*

Foto 10. *Corallus hortulanus*



Foto 11. *Dipsas andiana*

Foto 12. *Dipsas elegans*



Foto 13. *Epicrates cenchria*

Foto 14. *Lampropeltis
micropholis*



Foto 15. *Hemidactylus
mabouia*

Foto 16. *Iguana iguana*



Foto 17. *Eublepharis macularius*

Foto 18. *Tupinambis cuzcoensis*



Foto 19. *Diploglossus monotropis*

Foto 20. *Mesoclemmys raniceps*



Foto 21. *Platemys platycephala*

Foto 22. *Rhinoclemmys annulata*



Foto 23. *Rhinoclemmys melanosterna*

Foto 24. *Chelonoides denticulata*



Foto 25. *Chelydra acutirostris*

Foto 26. *Kinosternom leucostomun*



4. Guía de parásitos identificados en el estudio

N°	Parásito
1	Oxiurido (huevo)
2	Oxiurido (adulto)
3	<i>Aspicularis tetraptera</i>
4	Ascárido
5	<i>Tachygonetria spp</i>
6	<i>Kalicephalus spp</i>
7	<i>Strongyloides</i>
8	<i>Heterakis spp</i>
9	<i>Ozolaimus spp</i>
10	<i>Rhabdias spp</i>
11	<i>Polydelphis spp</i>
12	<i>Dujardinascaris spp</i>
13	Pharyngodonidae
14	<i>Syphacia obvelata</i>
15	<i>Balantidium spp</i> (quiste)
16	<i>Balantidium sp</i> (Trofozoito)
17	<i>Nyctotherus spp</i>
18	<i>Entamoeba spp</i>
19	<i>Blastocystis spp</i>
20	<i>Isospora spp</i>
21	<i>Metamonádidos</i> (<i>Spironucleus/</i> <i>Hexamita</i>)
22	<i>Neospororchis spp</i>
23	<i>Trematodo digenean</i>

24	<i>Dicrocoelium dendriticum</i>
25	<i>Plesiochorus cymbiformis</i>
26	<i>Schizamphistomum sceloporum</i>
27	<i>Diaschistorchis pandus</i>
28	<i>Cymatocarpus undulatus</i>
29	<i>Fasciolopsis sp.</i>
30	<i>Octangium sagitta</i>
31	<i>Rhytidoides similis</i>
32	<i>Paragonimus peruvianus</i>
33	<i>Enodiotrema spp</i>
34	<i>Ophiotaenia spp</i>
35	<i>Taenia spp</i>
36	<i>Diphyllobothrium latum</i>
37	<i>Spirometra spp</i>
38	<i>Pseudocrepidobothrium spp</i>
39	<i>Corynosoma obtuscens</i>
40	<i>Sphaerechinorhynchus serpticola</i>
41	<i>Ophionyssus natricis</i>
42	<i>Raillietiella spp</i>

5. Hoja de registro de recolección, procesamiento de muestras y el numero en representación al resultado del parásito según la guía (Anexo 4)

HOJA DE REGISTRO DE RECOLECCION Y PROCESAMIENTO DE MUESTRAS							
Ejemplares	Detalle identificación	Ubicación	Recolección muestra	Procesamiento muestra	Resultado		
					Directo	Sedimentación	Flotación
<i>Boa constrictor</i>	3965	Laboratorio de No Venenosos	18/11/2020	20/11/2020	-		
<i>Boa constrictor</i>	3833	Laboratorio de No Venenosos	17/11/2020	20/11/2020	-		
<i>Boa constrictor</i>	3876	Exhibición	16/11/2020	19/11/2020	+ (10)	+ (10)	+ (19)
<i>Boa constrictor</i>	3801	Exhibición	16/11/2020	19/11/2020	+ (10)	+ (10)	+ (19)
<i>Boa constrictor</i>	3790-900182000867324	Exhibición	16/11/2020	19/11/2020	+ (10)	+ (10)	+ (19)
<i>Boa constrictor</i>	3602-900182000867326	Exhibición	16/11/2020	19/11/2020	+ (10)	+ (10)	+ (19)
<i>Boa constrictor</i>	2739-900182000866129	Exhibición	16/11/2020	19/11/2020	+ (10)	+ (10)	+ (19)
<i>Boa constrictor</i>	3810-900182000867320	Exhibición	16/11/2020	19/11/2020	+ (10)	+ (10)	+ (19)
<i>Boa imperator</i>	4047	Laboratorio de No Venenosos	24/11/2020	26/11/2020	+ (14)	+ (1)	+ (19)
<i>Boa imperator</i>	4024	Laboratorio de No Venenosos	24/11/2020	26/11/2020	-		
<i>Boa imperator</i>	4022	Laboratorio de No Venenosos	2/12/2020	4/12/2020	+ (6, 7)	+ (6, 10)	+ (6)
<i>Boa imperator</i>	4020	Laboratorio de No Venenosos	26/10/2020	29/10/2020	+ (1)	-	+ (1)
<i>Boa imperator</i>	4019	Laboratorio de No Venenosos	28/10/2020	30/10/2020	+ (1)	-	+ (1)
<i>Boa imperator</i>	4016	Laboratorio de No Venenosos	26/10/2020	29/10/2020	+ (1)	+ (1, 15, 41, 18)	+ (1)
<i>Boa imperator</i>	4014	Laboratorio de No Venenosos	28/10/2020	30/10/2020	+ (1,21)	+ (1)	+ (1, 41)
<i>Boa imperator</i>	3950	Laboratorio de No Venenosos	17/11/2020	20/11/2020	-		
<i>Boa imperator</i>	3925	Laboratorio de No Venenosos	16/11/2020	19/11/2020	-		
<i>Boa imperator</i>	3877	Laboratorio de No Venenosos	6/11/2020	8/11/2020	+ (4)	-	-
<i>Boa imperator</i>	3988	Laboratorio de No Venenosos	25/11/2020	26/11/2020	+ (6, 7, 10)	+ (7, 10)	+ (2, 15)
<i>Boa imperator</i>	3815	Laboratorio de No Venenosos	17/11/2020	20/11/2020	-		
<i>Boa imperator</i>	3954	Exhibición	1/12/2020	3/12/2020	-	+ (10)	+ (19)
<i>Boa imperator</i>	3310-900182000867262	Exhibición	1/12/2020	3/12/2020	-	+ (10)	+ (19)
<i>Boa imperator</i>	3284-900182000865128	Exhibición	1/12/2020	3/12/2020	-	+ (10)	+ (19)
<i>Bothriopsis taeniata</i>	3953	Laboratorio Venenosos	11/11/2020	13/11/2020	+ (1,14)	+ (1,14)	+ (19)
<i>Bothriopsis taeniata</i>	3448-900182000865126	Exhibición	11/11/2020	13/11/2020	-		
<i>Bothriopsis taeniata</i>	3869	Laboratorio Venenosos	16/11/2020	19/11/2020	-	+ (1,14)	-
<i>Bothriopsis taeniata</i>	3447	Laboratorio Venenosos	16/11/2020	19/11/2020	+ (1)	+ (1)	+ (19)
<i>Bothrocophias hypoprora</i>	3704	Laboratorio Venenosos	25/11/2020	26/11/2020	+ (21)	-	-
<i>Bothrops asper</i>	3914	Laboratorio Venenosos	17/11/2020	20/11/2020	+ (10)	-	-
<i>Bothrops asper</i>	3489-900182000865125	Laboratorio Venenosos	17/11/2020	20/11/2020	+ (15)	-	+ (15)
<i>Bothrops asper</i>	3077	Laboratorio Venenosos	16/11/2020	19/11/2020	+ (34)	+ (21, 34)	+ (34)

<i>Bothrops asper</i>	3383-900182000865750	Laboratorio Venenosos	25/11/2020	26/11/2020	-		
<i>Bothrops asper</i>	3391-900182000865747	Exhibición	9/11/2020	12/11/2020	+ (21)	+ (12)	+ (19)
<i>Bothrops atrox</i>	3611	Exhibición	7/11/2020	12/11/2020	-		
<i>Bothrops atrox</i>	3684-900182000865167	Laboratorio Venenosos	16/11/2020	19/11/2020	-		
<i>Bothrops atrox</i>	3705-900182000865382	Laboratorio Venenosos	16/11/2020	19/11/2020	-	+ (34)	-
<i>Bothrops atrox</i>	3644-900182000865161	Laboratorio Venenosos	18/11/2020	20/11/2020	+ (19)	-	+ (19)
<i>Bothrops atrox</i>	3532-900182000865118	Laboratorio Venenosos	16/11/2020	19/11/2020	-		
<i>Bothrops atrox</i>	3417-900182000865164	Laboratorio Venenosos	11/11/2020	13/11/2020	+ (21)	+ (21)	+ (21)
<i>Bothrops brazili</i>	3323-900182000865800	Laboratorio Venenosos	16/11/2020	19/11/2020	-	+ (2)	+ (19)
<i>Bothrops brazili</i>	3319-900182000865116	Laboratorio Venenosos	25/11/2020	26/11/2020	+ (19)	-	+ (19)
<i>Corallus batesii</i>	3806	Laboratorio de No Venenosos	26/10/2020	29/10/2020	+ (2, 19)	-	+ (19)
<i>Corallus batesii</i>	3838	Exhibición	26/10/2020	29/10/2020	+ (2, 19)	-	+ (19)
<i>Corallus hortulanus</i>	3870	Laboratorio de No Venenosos	6/11/2020	8/11/2020	-		
<i>Corallus hortulanus</i>	3737	Laboratorio de No Venenosos	6/11/2020	8/11/2020	-		
<i>Corallus hortulanus</i>	3298	Laboratorio de No Venenosos	26/10/2020	29/10/2020	+ (23)	-	+ (23)
<i>Corallus hortulanus</i>	2735	Laboratorio de No Venenosos	26/10/2020	29/10/2020	-		
<i>Corallus hortulanus</i>	3904	Laboratorio de No Venenosos	23/11/2020	26/11/2020	-		
<i>Corallus hortulanus</i>	3397	Exhibición	28/10/2020	29/10/2020	+ (41)	-	+ (1)
<i>Corallus hortulanus</i>	3271-900182000865661	Exhibición	28/10/2020	29/10/2020	+ (41)	-	+ (1)
<i>Dipsas andiana</i>	-	Cuarentena	11/11/2020	13/11/2020	+ (15)	+ (18, 19)	+ (19)
<i>Dipsas andiana</i>	3948	CCA	17/11/2020	20/11/2020	+ (18)	-	+ (15)
<i>Dipsas elegans</i>	3638	Exhibición	10/11/2020	13/11/2020	-	+ (19)	+ (19)
<i>Epicrates cenchria</i>	3733	Laboratorio de No Venenosos	9/11/2020	12/11/2020	-	+ (19)	+ (19)
<i>Epicrates cenchria</i>	3624	Laboratorio de No Venenosos	5/11/2020	7/11/2020	-		
<i>Epicrates cenchria</i>	3620	Laboratorio de No Venenosos	16/11/2020	19/11/2020	-		
<i>Epicrates cenchria</i>	3631	Exhibición	23/11/2020	26/11/2020	-		
<i>Epicrates cenchria</i>	3626	Exhibición	23/11/2020	26/11/2020	-		
<i>Leptodeira septentrionalis</i>	4065	Cuarentena	11/11/2020	13/11/2020	+ (19)	-	-
<i>Phyton regius</i>	4041	Cuarentena	5/11/2020	7/11/2020	-		
<i>Lampropeltis micropholis</i>	-	Laboratorio de No Venenosos	2/12/2020	4/12/2020	+ (7)	+ (7)	+ (7)
<i>Lampropeltis micropholis</i>	4044	Laboratorio de No Venenosos	26/10/2020	29/10/2020	+ (1)	-	+ (2)
<i>Lampropeltis micropholis</i>	4043	Laboratorio de No Venenosos	26/10/2020	29/10/2020	+ (1)	+ (1, 6)	+ (1)

<i>Lampropeltis micropholis</i>	4006	Laboratorio de No Venenosos	9/11/2020	13/11/2020	+ (1)	+ (1)	+ (19)
<i>Lampropeltis micropholis</i>	4005	Laboratorio de No Venenosos	26/10/2020	29/10/2020	-		
<i>Lampropeltis micropholis</i>	4004	Laboratorio de No Venenosos	26/10/2020	29/10/2020	-		
<i>Lampropeltis micropholis</i>	4002	Laboratorio de No Venenosos	9/11/2020	12/11/2020	+ (1, 3)	-	+ (19)
<i>Lampropeltis micropholis</i>	4001	Laboratorio de No Venenosos	26/10/2020	29/10/2020	-	-	+ (11, 23)
<i>Lampropeltis micropholis</i>	3952	Laboratorio de No Venenosos	26/10/2020	28/10/2020	+ (1)	+ (1, 40)	+ (2)
<i>Lampropeltis micropholis</i>	3584	Laboratorio de No Venenosos	28/10/2020	31/10/2020	+ (1, 21, 41)	+ (10, 14)	+ (10)
<i>Lampropeltis micropholis</i>	3312	Laboratorio de No Venenosos	26/10/2020	29/10/2020	+ (1)	-	+ (1,2)
<i>Lampropeltis micropholis</i>	3243	Laboratorio de No Venenosos	26/10/2020	29/10/2020	+ (19)	-	-
<i>Lampropeltis micropholis</i>	2885	Laboratorio de No Venenosos	26/10/2020	29/10/2020	+ (22)	+ (2)	+ (2)
<i>Lampropeltis micropholis</i>	4007	Exhibición	23/11/2020	26/11/2020	+ (19)	+ (41)	+ (19, 2, 15)
<i>Lampropeltis micropholis</i>	4003	Exhibición	26/10/2020	29/10/2020	+ (19)	+ (41)	+ (19, 2, 15)
<i>Lampropeltis micropholis</i>	3606	Exhibición	26/10/2020	29/10/2020	-		
<i>Lampropeltis micropholis</i>	3601	Exhibición	26/10/2020	29/10/2020	-		
<i>Lampropeltis micropholis</i>	3021	Exhibición	26/10/2020	29/10/2020	-	+ (2)	+ (2)
<i>Lampropeltis micropholis</i>	4069	Laboratorio no Venenosos	9/11/2020	12/11/2020	+ (1)	-	+ (19)
<i>Porthidium arcosae</i>	3825	Laboratorio Venenosos	16/11/2020	19/11/2020	-		
<i>Porthidium nasutum</i>	3999	Laboratorio Venenosos	10/11/2020	13/11/2020	-		
<i>Rhinoclemmys annulata</i>	2549-900182000867268	Cuarentena	7/11/2020	10/11/2020	+ (17, 19, 30, 38)	+ (18, 36)	-
<i>Rhinoclemmys melanosterna</i>	3983	Cuarentena	28/10/2020	31/10/2020	+ (21)	+ (12, 21)	+ (12)
<i>Rhinoclemmys melanosterna</i>	3744-900182000867269	Cuarentena	17/11/2020	20/11/2020	+ (15, 19)	+ (19, 21, 31, 35)	+ (19)
<i>Chelonoides denticulata</i>	3179-900182000867266	Cuarentena	5/11/2020	8/11/2020	+ (15, 17, 32, 36)	+ (17)	-
<i>Chelydra acutirostris</i>	4030	Exhibición	27/10/2020	30/10/2020	+ (17, 25, 26)	+ (1, 6, 42)	-
<i>Chelydra acutirostris</i>	4027	Exhibición	27/10/2020	30/10/2020	+ (17, 25, 26)	+ (1, 6, 42)	-
<i>Chelydra acutirostris</i>	4026	Exhibición	27/10/2020	30/10/2020	+ (17, 25, 26)	+ (1, 6, 42)	-
<i>Chelydra acutirostris</i>	4036	Cuarentena	4/11/2020	7/11/2020	-	+ (17)	+ (16)
<i>Chelydra acutirostris</i>	4035	Cuarentena	4/11/2020	7/11/2020	-	+ (17)	+ (16)
<i>Chelydra acutirostris</i>	4034	Cuarentena	4/11/2020	7/11/2020	-	+ (17)	+ (16)
<i>Chelydra acutirostris</i>	4033	Cuarentena	28/10/2020	31/10/2020	+ (12)	+ (2)	+ (1)
<i>Chelydra acutirostris</i>	4032	Cuarentena	28/10/2020	31/10/2020	+ (12)	+ (2)	+ (1)

<i>Chelydra acutirostris</i>	4031	Cuarentena	28/10/2020	31/10/2020	+ (12)	+ (2)	+ (1)
<i>Chelydra acutirostris</i>	4029	Cuarentena	28/10/2020	31/10/2020	-		
<i>Chelydra acutirostris</i>	4028	Cuarentena	28/10/2020	31/10/2020	-		
<i>Chelydra acutirostris</i>	4025	Cuarentena	28/10/2020	31/10/2020	-		
<i>Kinosternom leucostomun</i>	3608	Exhibición	23/11/2020	26/11/2020	+ (15,18, 19)	+ (20, 25, 41)	+ (19, 20)
<i>Kinosternom leucostomun</i>	3560	Exhibición	23/11/2020	26/11/2020	+ (15,18, 19)	+ (20, 25, 41)	+ (19, 20)
<i>Kinosternom leucostomun</i>	3186	Cuarentena	10/11/2020	13/11/2020	-		
<i>Mesoclemmys raniceps</i>	3871	Exhibición	6/11/2020	8/11/2020	+ (4, 8, 20)	+ (6,20,32)	+ (20,32)
<i>Mesoclemmys raniceps</i>	275-900182000865666	Exhibición	6/11/2020	8/11/2020	+ (4, 8, 20)	+ (6,20,32)	+ (20,32)
<i>Platemys platycephala</i>	3842	Exhibición	27/10/2020	30/10/2020	+ (27)	-	-
<i>Platemys platycephala</i>	2842	Exhibición	27/10/2020	30/10/2020	+ (27)	-	-
<i>Diploglossus monotropis</i>	-	Laboratorio de No Venenosos	26/10/2020	29/10/2020	+ (6, 7, 8)	+ (7)	+ (6, 7, 8,10)
<i>Diploglossus monotropis</i>	-	Laboratorio de No Venenosos	26/10/2020	29/10/2020	+ (7,12)	+ (7, 12)	+ (19)
<i>Eublepharis macularius</i>	-	Cuarentena	27/10/2020	30/10/2020	+ (13)	+ (13)	+ (33)
<i>Eublepharis macularius</i>	-	Cuarentena	27/10/2020	30/10/2020	+ (13)	+ (13)	+ (33)
<i>Eublepharis macularius</i>	-	Cuarentena	27/10/2020	30/10/2020	+ (13)	+ (13)	+ (33)
<i>Eublepharis macularius</i>	-	Cuarentena	27/10/2020	30/10/2020	+ (13)	+ (13)	+ (33)
<i>Hemidactylus mabouia</i>	3960	Laboratorio de No Venenosos	25/11/2020	26/11/2020	+ (2,15)	-	+ (15)
<i>Iguana iguana</i>	4056	Exhibición	28/10/2020	31/10/2020	+ (5, 6, 9, 21, 27)	+ (5, 7, 12, 17, 21, 24, 28, 29,38, 39)	+ (6, 15, 21, 38)
<i>Iguana iguana</i>	4045	Exhibición	28/10/2020	31/10/2020	+ (5, 6, 9, 21, 27)	+ (5, 7, 12, 17, 21, 24, 28, 29,38, 39)	+ (6, 15, 21, 38)
<i>Eublepharis macularius</i>	3985	Laboratorio No Venenosos	26/10/2020	29/10/2020	+ (5, 7, 9, 13,42)	+ (7, 9, 13, 29, 42)	+ (13, 37)
<i>Eublepharis macularius</i>	3985	Laboratorio No Venenosos	26/10/2020	29/10/2020	+ (5, 7, 9, 13,42)	+ (7, 9, 13, 29, 42)	+ (13, 37)
<i>Eublepharis macularius</i>	3985	Laboratorio No Venenosos	26/10/2020	29/10/2020	+ (5, 7, 9, 13,42)	+ (7, 9, 13, 29, 42)	+ (13, 37)
<i>Eublepharis macularius</i>	3985	Laboratorio No Venenosos	26/10/2020	29/10/2020	+ (5, 7, 9, 13,42)	+ (7, 9, 13, 29, 42)	+ (13, 37)
<i>Tupinambis cuzcoensis</i>	3777	Exhibición	9/11/2020	12/11/2020	+ (1, 16, 17)	+ (1, 14)	+ (1)