



Universidad de Panamá  
Facultad de Ciencias Naturales Exactas y  
Tecnología  
Escuela de Biología



Análisis endoparasitológico en 6 géneros de vipéridos del  
Centro para Investigaciones y Respuestas en Ofidiología  
(CEREO)

Por:  
Elisabet R. Cunningham S.

Trabajo de Graduación presentado  
a la Escuela de Biología, como  
requisito parcial para optar por el  
Titulo de Licenciatura en Biología  
con orientación en Microbiología y  
Parasitología.

“Panamá, República de Panamá”

2018

## DEDICATORIA

A Dios, quien permitió en su infinita misericordia que pudiera realizar este hermoso trabajo aportando con una pequeña gota de conocimiento en el inmenso océano que es la vida del cual nos hace falta mucho por descubrir.

A mi madre, quien me brindó la oportunidad de una educación superior, soñó conmigo y me apoyó en este deseo de mi corazón; que a pesar de las dificultades de la vida siempre hizo lo imposible por mí, por las cosas buenas que me ha enseñado, valores y demás que me hacen ser quien soy.

A mi familia, Mony, Abel, Abel Isaac, Josué, Eliecer, Gabriel y mi papá por todo lo que me han dado a lo largo de esta carrera, han sido mi motivación.

A mis Asesores, que son muy importantes para mí, gracias a ellos he logrado esta meta.

A mis Amigos, que siempre han estado para mí.

Elisabet R. Cunningham S.

## AGRADECIMIENTOS

Primeramente a Dios, quien ha dirigido cada uno de mis pasos y me ha bendecido con un grupo selecto de extraordinarias personas que de una u otra forma han colaborado para mi crecimiento y desarrollo como persona y futura bióloga. Porque me ha dado fuerzas y salud para disfrutar de la elaboración y terminación de este maravilloso trabajo.

A mi asesora, Magister Nivia Ríos Carrera, por su paciencia, tiempo invertido en el desarrollo de este trabajo, su apoyo incondicional y buenos consejos, los cuales me motivaron para no darme por vencida y seguir este arduo pero hermoso trabajo que es la investigación científica.

A el director del CEREO y co asesor, Magister Víctor Martínez Cortés, por su paciencia, su apoyo en la redacción de este trabajo, conocimiento sobre serpientes y su confianza puesta en mí para realizar este estudio.

Al Co asesor, profesor José Iglesias, por su amabilidad, confianza y ayuda en la redacción de este trabajo.

Al Licenciado Marcelo Mack, por su tiempo invertido, enseñanzas, paciencia, consejos brindados a lo largo del desarrollo de este trabajo.

A la Licenciada Indira Quintero, por preocuparse por mí, por ser mi compañía homóloga y por brindarme de su ayuda siempre que lo necesité.

A las Licenciadas Yasilys Urriola y Jollys Vásquez, mis queridas Evelyn Del Rosario y Katherine Muñoz por su apoyo y compañía en todo este tiempo.

*“Lo que sabemos es una gota de agua;  
lo que ignoramos es el océano”*

Isaac Newton

# ÍNDICE GENERAL

	Pág.
Dedicatoria.....	i
Agradecimiento.....	ii
Índice General.....	iv
Índice de Cuadros.....	v
Índice de Figuras.....	vi
Resumen.....	1
Summary.....	2
Objetivos.....	3
Introducción.....	4
Antecedentes.....	14
Materiales y Metodología.....	28
Resultados y Discusión.....	41
Conclusiones.....	68
Recomendaciones.....	70
Referencias Bibliográficas.....	72
Anexo.....	88

## ÍNDICE DE CUADROS

<b>Cuadro 1.</b> Datos sobre el número de ejemplar, fecha de ingreso, sitio de origen, ubicación, peso, longitud total y sexo de las serpientes.....	54
<b>Cuadro 2.</b> Parásitos del digestivo presentes por ejemplar.....	56
<b>Cuadro 3.</b> Porcentaje de parásitos digestivos encontrados en serpientes estudiadas.....	57
<b>Cuadro 4.</b> Hemoparásitos presentes en cada ejemplar.....	58

## ÍNDICE DE FIGURAS

<b>Figura 1.</b> Incidencia de enteroparásitos en serpientes analizadas.....	59
<b>Figura 2.</b> Espectro parasitario de serpientes en cuarentena del CEREO.....	60
<b>Figura 3.</b> Porcentaje de phylum presentes en serpientes analizadas.....	61
<b>Figura 4.</b> Frecuencia absoluta y porcentual de enteroparásitos por serpiente estudiada.....	62
<b>Figura 5.</b> Positividad por zona de procedencia del ejemplar.....	63
<b>Figura 6.</b> Incidencia de hemoparásitos en serpientes analizadas.....	64
<b>Figura 7.</b> Porcentaje de cada género de parásito en sangre.....	65
<b>Figura 8.</b> Porcentaje de phylum presentes en sangre.....	66
<b>Figura 9.</b> Frecuencia absoluta y porcentual de hemoparásitos por serpiente estudiada.....	67

## RESUMEN

En el presente estudio se examinaron heces de 26 ejemplares de serpientes de la familia Viperidae, mantenidas en el CEREO de la Universidad de Panamá, con el objetivo de determinar los parásitos digestivos y sanguíneos que estos albergaban. El mismo fue necesario para dar a conocer el estado parasitológico de este tipo de animales y los posibles nuevos hallazgos dentro de éste ámbito.

Los resultados revelan que el 92% (24/26) de la población presenta alguna forma parasitaria (estadío) y el 8% (2/26) de la misma no lo está. La composición de la fauna parasítica que exhiben los ejemplares positivos está conformada por *Entamoeba hartmanni* 46.2% (12/26); *Enteromonas* y *Balantidium*, ambos con un 26.9% (7/26); *Strongyloides*, *Chilomastix*, *Cyclospora* y *Oxyurus* 23.1% (6/26); *Uncinaria* e *Hymenolepis nana* 19.2% (5/26); *Hymenolepis diminuta* y *Entamoeba invadens* 15.4% (4/26); *Trichostrongylus* 11.5% (3/26); *Retortamonas* 7.7% (2/26); *Porocephalus*, *Eimeria*, *Giardia*, *Isospora* y *Cryptosporidium* 3.8% (1/26).

El análisis sanguíneo muestra que el 50% (6/12) de la población está parasitada, mientras el otro 50% (6/12) no lo está; y que los géneros parásitos que estas presentan son *Trypanosoma* en el 16.7% (2/12), *Hepatozoon* en un 16.7% (2/12) y tanto *Haemogregarina*, *Leucocytozoon* y *Plasmodium* en el 8.3% (1/12).



## SUMMARY

In the present study, feces of 26 snake specimens of the family Viperidae, maintained in the CEREO of the University of Panama, were examined with the objective to determine the digestive and blood parasites that they harbor. It was necessary to make known the parasitological status of this type of animals and possible new findings within this area.

The results reveal that 92% (24/26) of the population has some parasitic form (stages) and 8% (2/26) of it is not. The composition of the parasitic fauna exhibited by the positive specimens is integrated by *Entamoeba hartmanni* 46.2% (12/26); *Enteromonas* and *Balantidium*, both with 26.9% (7/26); *Strongyloides*, *Chilomastix*, *Cyclospora* and *Oxyurus* 23.1% (6/26); *Uncinaria* and *Hymenolepis nana* 19.2% (5/26); *Hymenolepis diminuta* and *Entamoeba invadens* 15.4% (4/26); *Trichostrongylus* 11.5% (3/26); *Retortamonas* 7.7% (2/26); *Porocephalus*, *Eimeria*, *Giardia*, *Isospora* and *Cryptosporidium* 3.8% (1/26).

The blood analysis shows that 50% (6/12) of the population is parasitized, while the other 50% (6/12) is not; and that the parasitic genera that they present are *Trypanosoma* in 16.7% (2/12), *Hepatozoon* in 16.7% (2/12) and both *Haemogregarina*, *Leucocytozoon* and *Plasmodium* in 8.3% (1/12).

# OBJETIVOS

## Objetivo General

1. Describir el estado parasitario actual de los ejemplares de ofidios de la familia Viperidae en cautiverio en el Centro para Investigaciones y Respuestas En Ofidiología (CEREO).

## Objetivos Específicos

1. Identificar por montaje directo los parásitos intestinales presentes en los ofidios de la familia Viperidae en estudio.
2. Determinar los parásitos más prevalente en los diferentes géneros de ofidios de la familia Viperidae en cautiverio en el CEREO.
3. Analizar mediante la técnica de flotación (Willis Molloy), sedimentación (Ritchie) y Kato Katz, la carga parasitaria presente en los diferentes ejemplares de ofidios en cautiverio en el CEREO.
4. Realizar tinción de Giemsa para determinar la presencia de hematozoarios en los ofidios de la familia Viperidae en estudio.
5. Efectuar tinción de Ziehl Neelsen modificada en caso de que haya presencia de coccidios en los ofidios en estudio.

## I. INTRODUCCIÓN

En nuestro planeta existe una enorme cantidad de seres vivos de los cuales solo una pequeña fracción se conoce y ha sido formalmente descrita por los científicos. Es poco lo que se sabe de las diversas formas de vida que alberga nuestro planeta y sin lugar a duda es un largo camino el que hace falta por recorrer. Se requiere de mucha información que proporcione el conocimiento necesario para armar el rompecabezas de la vida y así entender cómo funciona ésta. A pesar de todo ello se ha sabido desde hace mucho tiempo que ningún ser vivo está aislado, éstos interactúan con el medio que los rodea estableciendo una diversidad de relaciones que les permiten desarrollarse y sobrevivir en el ambiente que habitan; las mismas, pueden ser de diversas índoles y causar efectos negativos o positivos sobre otros organismos. Entre algunas de estas relaciones está el mutualismo en donde ambos organismos se benefician; el comensalismo, que se da cuando un organismo se nutre de otro sin provocarle trastornos o afectaciones (Negroni, 2009); y el parasitismo en donde un solo individuo es beneficiado afectando el estado del otro; siendo esta última la forma de vida más común, representada por más de la mitad de las especies que viven sobre el planeta, pudiéndose decir, que no existe organismo que no tenga algún individuo que lo parasite (Cruz & Camargo, 2001). Según Osorio (2005) la mayoría de los animales alberga una o varias especies de parásitos con cientos o miles de especímenes y que, hospedero-parásito constituyen una comunidad de organismos que viven en estrecha relación.

El parasitismo se estableció de manera progresiva a lo largo de la evolución de las especies a partir de transformaciones morfológicas y fisiológicas, aunque aparentemente existen similitudes entre algunas formas de vida libre y los parásitos, realmente hay grandes diferencias entre ellos adquiridas a través de los siglos. En el caso de los helmintos según Botero & Restrepo (1998), las transformaciones se dieron cuando estos encontraron hospederos apropiados en los cuales podían alojarse y alimentarse. Esta adaptación fue dando origen a cambios en los agentes invasores hasta llegar a constituir especies diferentes, morfológica y fisiológicamente a sus predecesores.

Los cambios morfológicos que han experimentado los parásitos son muy variados. Muchos han adquirido órganos de fijación, con ganchos o ventosas; otros han formado una cutícula resistente a los jugos digestivos del hospedero tanto en sus formas adultas como en estadios larvarios (Botero & Restrepo, 1998). Este tipo de organismo incluso ha logrado adaptarse a diferentes hábitats dentro del hospedador como la piel, tejido subcutáneo, cavidades y sangre (Pursall, 2006).

Podemos indicar esto en base a que gran parte de los helmintos parásitos presentan grados de especialización, tanto así, que algunos no pueden vivir sino en ciertos hospederos; una prueba de ello es la migración errática de adultos de *Toxocara* en humanos, el cual es un parásito exclusivo de félidos y cánidos; otros se alojan en sitios determinadas dentro del hospedero como por ejemplo las formas adultas de *Porocephalus* y *Armillifer* en cavidades pulmonares de las serpientes y las de *Fasciola* en el hígado de mamíferos. Otros no son tan

específicos en la selección de sus hospederos y el hombre puede adquirirlos de los animales (*Giardia*, *Balantidium*, *Entamoeba*).

En general se puede decir que este estilo de vida tiene gran éxito en la naturaleza, ya que se ha desarrollado de forma independiente en casi todos los grupos de organismos, desde los protozoos, animales, plantas y hongos (Roberts & Janovy, 2000).

Entre los grupos de parásitos de interés médico están los protozoos, que son organismos unicelulares; los helmintos y artrópodos que son pluricelulares y de mayor complejidad. Además del interés clínico que se tiene debido a las afectaciones a la salud que causan en el hombre y animales domésticos, estos también han sido de gran interés para la investigación biológica fundamental (Cruz & Camargo, 2001).

Los organismos del reino Protozoa son unicelulares, microscópicos, la mayoría de vida libre y solo una pequeña fracción es parásita con potencial de provocar enfermedades, aunque los daños producidos por estos pueden ocasionar importantes trastornos en las funciones vitales. La mayoría son móviles en una etapa de su desarrollo (forma vegetativa o trofozoíto); algunos tienen la capacidad de transformarse en una forma de resistencia, conocida como quiste u ooquistes (Botero & Restrepo, 1998; Bowman, Lynn & Eberhard, 2004).

La obtención de alimento se realiza mediante diversos mecanismos siendo el más simple la osmosis, esto puede variar ya que algunos grupos como el de las amebas emplean estructuras llamadas pseudópodos para fagocitar partículas alimenticias. Otro mecanismo que se observa en ciertos protozoos es que utilizan sus cilios o

flagelos para acercar los nutrientes a una boca o citostoma y así llevarlos al interior de su organismo (Campbell, Lawrence & Jane, 2001).

De manera muy similar para su locomoción emplean diversos mecanismos, característica la cual ha sido empleada como uno de los parámetros para su clasificación. Éstos pueden movilizarse por medio de prolongaciones de su citoplasma conocidas como pseudópodos (Phylum Sarcomastigophora-sarcodina), también a través de filamentos largos móviles que se mueven a manera de látigo llamados flagelos (Phylum Sarcomastigophora-mastigophora). Otros presentan en su cuerpo un gran número de filamentos cortos móviles denominados cilios que se mueven sincrónicamente y permiten el desplazamiento del organismo (Phylum Ciliophora). Un grupo carece de órganos de locomoción en casi todas sus etapas de desarrollo, Phylum Apicomplexa o Sporozoa (Botero & Restrepo, 1998).

En los protozoos la reproducción puede ser sexual o asexual; la primera, se presenta solo en algunos grupos. En la segunda, se puede dar por división longitudinal o transversal de las formas vegetativas en la que se originan dos nuevos individuos iguales al primero (binaria) o de una célula que da origen a varias formas vegetativas (múltiple) o esquizogonia, esta ocurre principalmente en los Apicomplexos o Sporozoos (Quiroz, 1990).

Los helmintos, comúnmente llamados gusanos, son individuos multicelulares ampliamente distribuidos en la naturaleza. Este grupo se subdivide a su vez en: nemathelminths (nematodos) y plathelminths los cuales difieren morfológicamente, ya que los primeros poseen cuerpo cilíndrico, con cavidad corporal y tubo digestivo

completo, mientras que los segundos son aplanados, sin cavidad corporal y aparato digestivo muy rudimentario. Todos presentan el sistema reproductor muy desarrollado y la mayoría de los plathelminths son hermafroditas. No hay propiamente aparato locomotor, sin embargo, algunos tienen la capacidad de trasladarse por movimientos reptantes (Botero & Restrepo, 1998).

Existe así también un tercer grupo de organismos parásitos pertenecientes al phylum Arthropoda, el cual está formado por una gran cantidad de pequeños invertebrados que se caracterizan por tener exoesqueleto quitinoso, cuerpo segmentado y apéndices articulados.

El número de artrópodos existentes en la naturaleza sobrepasa al resto de animales, estos poseen una cavidad interna o hemocele en la cual existe un líquido llamado hemolinfa que actúa como aparato circulatorio, sistema nervioso rudimentario y de tipo ganglionar, el aparato digestivo está bien desarrollado, lo mismo que algunos órganos de los sentidos. Existen sexos separados y presentan frecuentemente una gran actividad reproductiva, con metamorfosis completa (huevo, larva, pupa y adulto que son morfológicamente muy diferentes) o incompleta (huevo, ninfa y adulto, las ninfas son morfológicamente similares a los adultos).

Algunos grupos que conforman el phylum Arthropoda son de gran importancia económica para el hombre, ya que pueden ejercer un impacto positivo o negativo. Éstos son capaces de producir lesiones traumáticas al penetrar la piel para succionar sangre, momento en cual también pueden transmitir virus, bacterias, protozoos o helmintos, formando parte de un ciclo evolutivo o vector mecánico; es

decir, que pueden actuar como parásitos externos (garrapatas, ácaros, pulgas, piojos), internos (gusanos pulmonares e intestinales), así como vectores (mosquitos, chinches y chitras) y hospedadores intermediarios (copépodos) para la transmisión de otros parásitos (Quiroz, 1990; Negroni, 2009).

Todos los animales son susceptibles de presentar parasitismo, en los carnívoros silvestres frecuentemente se encuentran parásitos que conllevan ciclos infectivos complejos en los que se ven implicadas las presas (ratones, grillos y conejos) como hospedadores intermediarios; en otros, existen vectores que transmiten las formas parasitarias a través sus picaduras (mosquitos, chinches o chitras). Un ejemplo claro de ello son los helmintos y algunos protozoos como *Plasmodium*, *Leishmania* y *Trypanosoma* que presentan éste tipo de ciclo en el que se ve más de un organismo implicado en el desarrollo y transmisión de éste. En los herbívoros por lo general tienen una flora parasitaria de ciclos menos complejos (Martínez, 2007).

Aunque normalmente el organismo de todo ser vivo se encuentra en constante lucha por mantener un estado de salud óptimo, en ocasiones las defensas encargadas de esta labor disminuyen su número debido a alguna condición a la que está sometida el individuo, porque la invasión de los organismos patógenos es demasiado elevada para poder ser rápidamente controlada o por que el agente etiológico puede variar sus antígenos para no ser reconocido por el sistema inmune (ejemplo variación antigénica del *Trypanosoma brucei*), en estos casos se producen cuadros clínicos agravados y una proliferación rápida de la infección que si no es atendida debidamente puede llevar a la muerte del individuo.



Las enfermedades parasitarias se hacen manifiestas cuando existe una pérdida del equilibrio hospedador-parásito, en el momento que esto ocurre empiezan a aparecer signos específicos: eliminación de formas parasitarias por las heces que pueden ser visibles a simple vista o microscópicamente. En otros casos surgen los síntomas inespecíficos como: delgadez, apatía, inactividad, en ocasiones malestar o mala digestión (Martínez, 2007).

Los daños que estos pueden ocasionar al hospedero varían dependiendo del tamaño, número y localización. Algunos daños incluyen obstrucción, ocupación de espacio, desplazamiento de tejido y compresión sobre el sitio en donde se ha alojado el parásito. Ciertos parásitos incluso pueden generar sustancias tóxicas o metabólicas capaces de destruir tejidos como por ejemplo las sustancias líticas producidas por *Entamoeba histolytica*. Otros daños pueden ser la pérdida o falta de elementos propios del hospedero resultado del secuestro de nutrientes que emplea el parásito para su nutrición (Botero & Restrepo, 1998).

En el caso de los animales silvestres las investigaciones realizadas muestran que son reservorios de una gran variedad de parásitos y éstos permanecen en el hospedero aun en condiciones de cautiverio debido a la autoinfección o reinfección, cuando las condiciones sanitarias son deficientes, falta de alimento y la presencia de hospederos intermediarios o vectores (Arrojo, 2002; Tantaleán & Michaud, 2005).

A pesar de las afectaciones que pueden producir a la salud los parásitos, éstos son un componente de la biodiversidad que en cualquier ecosistema juegan un papel importante en la dinámica poblacional y en la estructura de las comunidades

regulando las poblaciones de hospedadores dentro de la naturaleza (Pérez & García, 2001; Pursall, 2006).

En algunos reptiles existen especies parasitarias que son parte de la microbiota intestinal normal, como aquellos de los géneros *Balantidium* y *Nyctotherus* que desarrollan un papel importante en la digestión de celulosa (De Bosschere & Roels, 1999). Según Martínez (2007) se ha observado que muchas especies de reptiles herbívoros presentan poblaciones parasitarias principalmente en el intestino grueso, donde están acumulados una serie de alimentos que no pudieron ser digeridos en su totalidad por el individuo hospedador, incluso se ha comprobado que el número de parásitos allí presente ejerce un efecto que ayuda a la trituración y estimula la peristalsis digestivas. Además, la presencia de un cierto número de parásitos constante en el aparato digestivo del reptil lo inmunoestimula a fin de permitir mantener ese equilibrio. Sin embargo, su densidad puede incrementarse por el estrés del cautiverio provocando el desarrollo de enfermedades (Chinnadurai & DeVoe, 2009; Jacobson, 2007), que si no son atendidas las complicaciones digestivas que se presentan pueden llegar a causar la muerte del animal (Arrojo, 2002).

Por lo general, las especies que se encuentran en cautiverio son de importancia económica ya que son comercializadas como mascotas, por ejemplo la tortuga motelo” *Chelonoidis denticulata* (Lada & Brestilav, 2000), la piel de las boa así como sus huesos y carne son usadas por el hombre (Malkin, 1958; Dodd, 1986; Lee, 1996); otras forman parte de lugares de exhibición (zoológicos y parque temáticos) e incluso algunos, en el caso de las serpientes venenosas, son de gran

interés para la extracción de venenos y posterior producción de antivenenos (Lomonte, 2012); siendo ésta la principal arma para el tratamiento de los pacientes víctimas de accidente ofídico, resaltando que es un producto escaso a nivel mundial (Zavaleta, 2004).

El captopril (fracción no tóxica derivada de la bradiquinina del veneno de serpientes *Bothrops*) es utilizado en medicina para el tratamiento de la hipertensión arterial. También se utiliza el factor promotor del crecimiento nervioso (empleado para Alzheimer), factores anticoagulantes, factores con actividad antiepiléptica, factores con actividad antitumoral (uso de la crotoxina para el tratamiento del cáncer), factores analgésicos (para artritis, migrañas, etc.) y factores de acción antibacteriana (Cárdenas, Cisneros, Escobar, Yarlequé & Gutiérrez, 2004; Sierra & Pérez, 2001).

En los casos en que animales silvestres son llevados al cautiverio, éstos mantienen los parásitos obtenidos en su estado libre mismos que bajo condiciones como el estrés pueden volverse patógenos y ocasionar la muerte del hospedero (Arrojo, 2002); tal como ha sido reportado en algunos casos en los cuales los parásitos gastrointestinales son causa frecuente de mortalidad y morbilidad (Sánchez, Tantaleán, Richards & Gálvez, 2004).

En la Universidad de Panamá, existe el Centro de Investigaciones y Respuestas en Ofidiología (CEREO), en el cual, se mantiene un número importante de serpientes en cautiverio con la finalidad de realizar un banco de veneno que será empleado para la producción de suero anti-veneno de ofidios en un futuro. Este

centro cuenta con una cuarentena en la cual se estudia el estado parasitológico de las serpientes que ingresan con la finalidad de obtener datos en esta área, en la cual son muy escasos los estudios en nuestro país, sobre todo con éstos organismos (ofidios).

Es por ello que nuestra investigación posee como objetivo principal conocer el estado parasitológico de las especies animales que se mantiene en cautiverio, ya que esto es de vital importancia si se desea que éstos sobrevivan; para ello, es necesario la aplicación de métodos de diagnóstico que permitan determinar la carga parasitaria para así buscar la forma adecuada para desparasitarlos.

## II. ANTECEDENTES

Estudios previos en serpentarios, colecciones utilizadas para la investigación e incluso con serpientes de vida libre en diferentes partes del mundo, revelan que estos animales son infectados por numerosas especies de parásitos.

Los parásitos son muy diversos y se establecen en diferentes partes del cuerpo del hospedero; es así como podemos encontrar helmintos y protozoarios a lo largo de todo el sistema digestivo y en distintas secciones; en estos lugares encuentran un ambiente óptimo para su multiplicación, maduración y desarrollo (Gállego, 2006; Aguilar, 2008; Bowman, 2011).

Los estudios realizados en el tema de la parasitología de animales silvestre son amplios, aunque se requiere de mayor información para conocer totalmente la diversidad de parásitos que éstos albergan, las afectaciones que ejercen sobre su hospedero, el potencial zoonótico que pueden representar y los animales que pueden servir de reservorio para que éstos permanezcan en el ambiente. A pesar de las limitantes, la información que se ha logrado obtener en el transcurso de los años a partir de numerosas investigaciones revela aspectos muy importantes.

Se conoce que para los ofidios que están en cautiverio el deterioro de la salud está frecuentemente asociado a alteraciones digestivas, que se manifiestan con síntomas como depresión, anorexia, regurgitación, diarrea y constipación que

pueden ser totalmente inespecíficos, y estas pueden ser causadas por diferentes factores (Álvarez & Bedia, 2005).

Las causas más frecuentes en orden de incidencia son las siguientes:

- a) **Mantenimiento inadecuado:** Especialmente la temperatura ya que los ámbitos por debajo de lo necesario para cada especie pueden propiciar o desencadenar la aparición de síntomas digestivos.
- b) **Infestaciones parasitarias:** Las más frecuentes son las producidas por amebas, trichomonas, criptosporidios y ectoparásitos como ácaros y garrapatas (Klingenberg, 1998; Raiti, 1995) y helmintos (Ávila, Morais, Anjos, Almeida & Silva, 2013).

La literatura muestra que en el caso de los reptiles y anfibios las infecciones de éste tipo están asociadas a dos grupos de parásitos: los ectoparásitos y los endoparásitos, siendo éste último formado en gran parte por los protozoo flagelados, ciliados, opalinidos, amebas y coccidios (De la Navarre, 2009).

Del grupo de las amebas se encuentra la *Entamoeba invadens*, la más patógena (Lane & Mader, 1996), que ha sido uno de los primeros parásitos patógenos reportados en reptiles (Geiman & Ratcliffe, 1936). La amebiasis intestinal causada por ésta produce sintomatologías como: diarreas, que pueden ser o no mucosas y hemorrágicas con o sin presencia de sangre (Fontanillas, García & Gaspar, 1999).

Entre los coccidios, los géneros que se encuentra con mayor frecuencia en serpientes están *Eimeria*, *Isospora* y *Caryospora*. Aunque existe otro muy frecuentemente asociado a los problemas de parasitosis en reptiles que es el *Cryptosporidium*, éste es de forma semejante a los del género *Eimeria*, pero de menor tamaño. En las serpientes, este parásito invade la mucosa del estómago, pudiendo producir una hipertrofia gástrica que se manifiesta con dilatación en la zona de proyección gástrica (zona media del cuerpo de la serpiente). Ésta se considera una enfermedad sin tratamiento aunque, en ofidios, la medicación que ha dado mejores resultados por el momento es la sulfadiazina-trimetoprim (Mader, 1993).

Los reptiles parecen tener especies de *Cryptosporidium* que son patógenas para clases específicas de animales, pero que pueden tener curso zoonótico, y causar complicaciones especialmente en personas con inmunosupresión (Montali, 1999).

El cuadro clínico en colúbridos (géneros *Lampropeltis* y *Elaphe*) es regurgitación de las presas 1 o 2 días después de la ingesta, acompañada, en algunos casos, de líquido amarillento espumoso, fuerte olor ácido y dilatación de la zona correspondiente a la región gástrica que es evidente macroscópicamente. En este momento sólo puede decirse que se sabe muy poco sobre esta parasitosis, estando actualmente en fase de estudio la epidemiología del proceso y la adaptación de todos los tratamientos que se han descrito en otras especies y que resulten accesibles (Álvarez, Alcoceba, Fernández, Hervás & Chacón, 2001).

Otro grupo de parásitos de gran importancia, según el Comité Ejecutivo de la Asociación Mundial para el avance de la Parasitología Veterinaria, son los géneros de nematodos: *Strongyloides*, *Ascaridia*, *Capillaria*, *Heterakis*, *Syngamus*, *Aelurostrongylus*, *Trichuris*, *Strongylus*, *Triodontophorus*, *Nematodirus*, *Trichostrongylus*, *Bunostomum*, *Marshallagia*, *Chabertia*, *Cooperia*, *Ascaris*, *Oxyuris*, *Necator*, *Uncinaria* y *Toxocara*; todos estos pertenecientes al gran grupo de los helmintos (Cordero del Campillo & Rojo, 1999).

En particular, entre los nematodos que han sido registrado asociados a parasitosis en reptiles como *Iguana iguana* están *Alaeuris caudatus* que convive con *Ozolaimus* (Tantaleán, 1998).

También en ofidios como *Boa constrictor*, se ha identificado el nematodo *Rhabdias* spp. y el céstodo *Ophiotaenia calmetti* (Sánchez *et al.*, 2004); donde los adultos de *Rhabdias* spp. parasitan los pulmones, logrando inducir la producción de mucosidad, dificultad respiratoria y neumonía (Greiner & Mader, 2001). Por su parte *Ophiotaenia* sp. se establece en el intestino delgado causando alteraciones en la absorción de nutrientes y en ocasiones obstrucción intestinal cuando se presenta en grandes cantidades (Tantaleán & Gozalo, 1985).

Otro grupo de parásitos importantes son los pentastómidos como por ejemplo, *Porocephalus* sp., que en el caso de la especie *Porocephalus crotali*, los adultos son comunes en vipéridos del género *Bothrops*, mientras *P. clavatus* se encuentra



en boas (Gárate, Naupay, Suyo, Colquichagua, Rodríguez & Yarlequé, 2007). Los pentastómidos son casi exclusivos de los reptiles, pero los carnívoros, como algunos primates, pueden ser hospederos accidentales (Drabick, 1987; Hendrix & Blagburn, 1988).

Los ectoparásitos juegan también un papel importante tanto en la transmisión de enfermedades como organismo causantes de infestaciones cutáneas. Se conocen al menos siete géneros de garrapatas que parasitan a los reptiles: *Amblyomma*, *Aponomma*, *Argas*, *Hyalomma*, *Haemaphysalis*, *Ixodes* y *Ornithodoros*. Todas producen dermatitis en los sitios donde se anclan, promoviendo la formación de infecciones cutáneas y abscesos. Algunas garrapatas pueden actuar como transmisoras de hemoparásitos y virus. Las parasitaciones masivas pueden dar lugar a una anemia grave.

Este tipo de parásitos se localizan en diferentes parte; en quelonios, principalmente son localizados en las fosas pectorales e inguinales, mientras que en ofidios, se localizan frecuentemente junto a la apertura cloacal o bajo las escamas corporales, quedando en ocasiones camufladas por el patrón de coloración característico de cada especie, pudiendo pasar desapercibidas (Brotons, 2001).

No solo los parásitos pueden producir alteraciones en el estado de salud de los animales en cautiverio, también pueden darse por otras causas como infecciones bacterianas, víricas, fúngicas sistémicas y neoplasias (Álvarez & Bedia, 2005).

Se han reportado varios géneros de hongos productores de enfermedades gastrointestinales, los que destacan: *Paecilomyces lilacinus*, *Geotrichum* sp., *Rhizopus* spp., *Aspergillus* sp (Yarto, 2011).

En boas y pitones la enfermedad por cuerpos de inclusión (IBD, por sus siglas en inglés) aparentemente es causada por un retovirus el cual parece ser transmitido por un ácaro de serpientes (*Ophyonissus natricis*) mismo que se encuentra presente en el medioambiente de los reptiles cuando las condiciones de higiene, no son las óptimas. Esta enfermedad afecta principalmente el sistema gastrointestinal provocando regurgitación crónica y trastornos nerviosos (Yarto, 2011).

Las patologías bacterianas son asociadas frecuentemente a *Escherichia coli*, *Proteus*, *Aeromonas*, *Citrobacter*, *Pseudomonas*, *Yersinia enterocolitica*, *Salmonella*, *Vibrio*, los cuales han sido aislados de reptiles que presentaban problemas gastrointestinales. Éstos son parte de la flora normal pero en condiciones inadecuadas de alojamiento estos organismos oportunistas invaden a los hospedadores provocándoles complicaciones serias (Yarto, 2011).

### **Diagnóstico y tratamientos frecuentes**

Hematología y bioquímica: se incrementa el número de leucocitos eosinófilos si hay un parasitismo desproporcionado. El resto de los valores permanece normal. Si el animal sufre una intensa parasitación pueden observarse disminución del

hematocrito y anemia, así como bajada (disminución) de glucosa o de proteínas totales.

El análisis coprológico es indispensable para un diagnóstico certero. Es recomendable realizar análisis seriado por lo menos tres en un periodo de dos semanas, ya que un sólo resultado negativo no implica que el reptil esté libre de parásitos. A partir de las heces, se suelen efectuar dos tipos de análisis parasitológicos: el de flotación y el de sedimentación (Martínez, 2007)

Otras técnicas coproparasitológicas empleadas son de Faust, Telemann, Técnica de Mc Master y Técnica de Kato-Katz.

Las pruebas de flotación (con sulfato zinc, soluciones salinas sobresaturadas o glucosadas) y pruebas de sedimentación (Ritchie) son frecuentemente empleadas para el diagnóstico de las parasitosis en distintas especies animales. Estas técnicas han sido desarrolladas para realizar a menudo exámenes en humanos y animales domésticos. Sin embargo, en los reptiles, las heces muestran ciertas diferencias con otros grupos de animales; es así que la cantidad de heces obtenidas en sus deposiciones es muy pequeña para los análisis de laboratorio y por su composición puede presentar uratos, restos de alimentos y tierra que dificultan el diagnóstico. Es por ello que los procedimientos para el análisis coprológico presentan ventajas y limitaciones específicas (Martínez *et al.*, 2010; Figueiroa *et al.*, 2001; Beltrán *et al.*, 2009; Thawait, Maiti & Dixit, 2014; Wolf *et al.*, 2014).

Por otra parte, el empleo de técnicas cuantitativas representa una herramienta complementaria en el diagnóstico, ya que permiten conocer la intensidad de las

infecciones. La técnica que ha sido ampliamente utilizada con este fin es McMaster debido a su rapidez, sencillez y eficacia, ésta permite observar y contar los huevos en un gramo de heces (hpg). Los resultados hacen posible clasificar a las infecciones en leves, moderadas o severas, y por medio de esto establecer métodos de control de enfermedades en animales parasitados (Gabrie *et al.*, 2011; Fiel *et al.*, 2011). Adicional a las técnicas mencionadas, para el diagnóstico se toma de referencia la sintomatología.

En los casos en los cuales se sospecha de algún tipo de coccidiosis es recomendada la aplicación de técnicas de tinción específicas como Ziehl Neelsen o Stamp; sin embargo, los resultados negativos no descartan la enfermedad. En la mayoría de los casos pueden aislarse cryptosporidios en exámenes anatómo-patológicos post-mortem de la mucosa gástrica (Brotons & Martínez, 2001).

Los tratamientos por vía oral frecuentemente consisten en el uso de fenbendazol para nematodos (*Ascáridos*, *Strongilidos*, *Oxyuros*, etc), y metronidazol para y protozoos como amebas, *Hexamita spp.* y *Giardia* (Raiti, 1995).

Por lo general, los animales mantienen un equilibrio con sus parásitos internos y no presentan signos de infección, frente a lo que podríamos describir como una sintomatología aparente. Sin embargo, se ha comprobado por medio de diversos estudios que alteraciones en el entorno de éstos pueden provocar la aparición marcada de esos síntomas típicos de las enfermedades parasitarias que en muchos de los casos puede agravarse y causar la muerte del animal.

Las alteraciones frecuentemente asociadas al deterioro de la salud de los animales en cautiverios pueden estar influenciada por numerosos factores, entre ellos el estrés del cautiverio, cambios del medio ambiente y de alimentación; estos rompen el equilibrio entre el parásito-hospedero en el medio silvestre favoreciendo así la infestación parasitaria (Silva, Portela & Santos, 2006).

En el año 2000 Argentina, presenta una descripción macro y microscópicas de las lesiones halladas en pulmones de un ejemplar de *Hydrodinastes gigas* (ñacanina). De acuerdo con la localización y con los hallazgos histopatológicos se concluye que se trata de un caso de infestación por ninfas de pentastómidos del género *Porocephalus* (Humboldt, 1811), siendo ésta la primera cita en el país para el hospedador referido. Sin embargo, se discuten aspectos relacionados con el hospedador final, su ciclo biológico y su posible papel como patógeno para el hombre (Martínez, Troiano, Gauna, Fescina & Jara, 2000).

Luego en 2005 se hace el primer reporte de *Kalicephalus costatus* en un ejemplar de *Liophis miliaris semiaureus* que había sido capturado en agosto de 2003 en la provincia de Entre Ríos (Ramallo, 2005). Posteriormente en 2010 se publicado un estudio sobre un grupo de muestras, colectadas desde 1997 hasta el 2002, procedentes de diversos sitios del país, el análisis de las mismas muestran la distribución de platelmintos, trematodos y digéneos, así como los anfibios y ofidios hospederos de estos grupos de parásitos en este país (Lunaschi & Drago, 2010).

En 2009 en el sur del estado de Quintana Roo, México, se estudió una población de 14 boas, colectadas en 5 localidades (Chetumal, Huay Pix, Bacalar, Andrés Quintana Roo y Laguna Guerrero). Se colectaron 133 parásitos: 70 nemátodos, 62 digéneos y un acantocéfalo. Los nemátodos *Kalicephalus subulatus*, *Physocephalus sp.* y *Cruzia sp.* fueron los más prevalentes. Este fue el primer trabajo sistemático sobre los helmintos parásitos de *Boa constrictor* en Quintana Roo y permitió presentar nuevos registros de hospedero de los parásitos, *Contracaecum sp. tipo 2*, *Cruzia sp.*, *Physocephalus sp.*, así como geográficos para *K. subulatus* y *Styphlodora horridum* (González, Durán & Cedeño, 2014).

En 2013 es realizado otro trabajo en el estado de Morelos, México, en donde se determina la frecuencia relativa de parásitos, en diferentes colecciones de reptiles mantenidas en cautiverio. En el mismo fueron examinadas un total de 109 muestras de las cuales 52 estaban positivas, en cuanto a presencia de parásitos, lo que representa el 47.70%; mientras las 57 restantes eran negativas, representando así un 52.29% del total. Los parásitos con mayor frecuencia fueron nematodos de familia Oxyuridae con un 88.46%, seguido de los estróngilos (7.69%) y anquilostoma (3.8%). A pesar de que los nematodos son el grupo de parásitos que con mayor frecuencia es diagnosticado en reptiles la información sobre su diversidad taxonómica es escasa o nula en la literatura, lo que dificulta su identificación exacta (García, 2013)

También en Brazil se han realizado estudios orientados al conocimiento de la parasitofauna en serpientes. En 2012, en Mato Grosso, fueron examinadas 4

*Micrurus surinamensis*, post-mortem, con la finalidad de determinar las especies de endoparásitos que estos albergaban. De las mismas se extrajeron 73 parásitos en diferentes partes anatómicas del cuerpo: 50 larvas de *Physaloptera* sp. extraídas del estómago; 20 adultos de *Opisthogonimus lecithonotus* de boca y esófago; y 3 ninfas de *Sebekia oxycephala* del celoma (Ávila *et al.*, 2013). Habiéndose iniciado estudios en este ámbito con Fernandes y Artigas desde 1975 quienes confirman la presencia de la especie *Kalicephalus subulatus* en el país, así como la distribución y número de serpientes parasitadas por la misma.

En 2005, el Laboratorio de Parasitología de la Facultad de Ciencias Veterinarias y Pecuarias de la Universidad de Chile identificó el parásito *Raillietiella* sp. a partir de dos muestras de estructuras vermiformes extraídas en una necropsia de los pulmones de dos ejemplares de culebra chilena de cola larga (*Philodryas chamissonis*) de un zoológico de la región metropolitana (Fredes & Raffo, 2005).

Posteriormente, Villalobos *et al.* en 2014 realiza un estudio en dos especies de serpientes, *Boa constrictor* y *Phyton regius*, que se encontraban en la cuarentena de la distribuidora de animales exóticos en la ciudad de Santiago, Chile. Fueron analizadas heces de 22 serpientes con la técnica de Teuscher. En este estudio se diagnosticaron 10 casos positivos, lo que corresponde a un nivel de infección del 45.45% de la población, siendo los huevos de la familia Oxyuridae los más frecuentemente encontrados, no se logró determinar con certeza cuál era el género pero se especula que fuese *Syphacia*.

En 2001, en un zoológico de Perú conocido como “Captive Breeding”, fueron analizadas muestras fecales de tres especies de serpientes (*Boa constrictor* “boa” o “mantona”, *Epicrates cenchria* “mantona roja” o “arco iris”, *Corallus caninus* “boa verde” o “boa esmeralda”). Los resultados indicaron que un 80% de los adultos de *Boa constrictor* son positivos, así como el 46% de sus crías; un 71% de *E. cenchria* y 70% de *C. caninus* fueron positivos. Siendo los parásitos identificados *Kalicephalus sp.*, *Ophiotaenia sp.*, *Rhabdias sp.*, *Ophidascaris sp.*, y *Hymenolepis diminuta*.

En el estudio se observó que las boas criadas en cautiverio fueron altamente parasitadas con helmintos y que en todas las especies se presentaron casos de infecciones simples y múltiples (Sánchez *et al.*, 2004).

Estudios posteriores de ese país, 2007, reportan la presencia del nematodo *Kalicephalus subulatus* en dos ejemplares de *Boa constrictor*, siendo éste el primer registro de esta especie de nematodo en *B. constrictor* para el país (Gómez y Sánchez, 2007); así como de la especie *Porocephalus stilessi* en *Lachesis muta* (Gárate *et al.*, 2007).

Para el 2015 es publicado un trabajo realizado en Lima Metropolitana, en donde se determinaron los parásitos gastrointestinales que poseían reptiles mantenidos en cautiverio. En este fueron recolectadas muestras de heces de *Chelonoidis denticulata*, *Boa constrictor*, *Iguana iguana*, *Trachemys scripta*, *Bothrops atrox*, *Bothrops barnetti*, *Epicrates cenchria*, *Crotalus durissus terrificus*, y de otras 9



especies. Las mismas fueron analizadas mediante los métodos de diagnóstico parasitológico directo, técnica de Ritchie, Faust y frotis fecal con tinción Ziehl Neelsen; hallándose que los reptiles son portadores de varias especies de parásitos, incluyendo especies con potencial zoonótico (Chávez, Serrano, Tantaleán, Quispe & Casas, 2015).

En nuestro país, Telford (1974) comunicó la presencia de 8 especies de coccidios parasitando reptiles saurios. Posteriormente, en investigaciones de otros países se confirma cryptosporidiosis llegando a ser reportadas más de 57 especies diferentes en reptiles incluyendo serpientes y tortugas (Ayala, 1977).

En 2006 se realizó en Panamá una investigación sobre endoparásitos presentes en iguanas verdes silvestres y en cautiverio. Las muestras colectadas provenían de la finca zocriadero Llano Verde, ubicado en el corregimiento de Chilibre; así como también, de los senderos naturales del Hotel Gamboa Rainforest Resort, corregimiento de Gamboa. En el estudio se aplicaron las técnicas parasitológicas de Willis-Molloy y la cámara de Mac Master para la determinación de las especies de parásitos y cuantificación del nivel de parasitación de los individuos; se determinó la presencia de los géneros: *Oxyuris sp.*, *Strongyloides sp.*, *Trichuris sp.* y *Capillaria sp.*, estos dos últimos solo presentes en las iguanas de vida silvestre (Franco, 2006).

En 2010 en el CEREO de la Universidad de Panamá se inicia en este ámbito con un estudio parasitológico en serpientes *Bothrops asper* mantenidas en

cautiverio (Mack & Urriola, 2010). En años posteriores se han seguido desarrollando estudios en este tema, abarcando especies de serpientes como *Bothriechis schlegelii*, *Lachesis stenophrys*, *Porthidium lansbergii*, *Cerrophidium godmani*, *Atropoides mexicanus*, incluso serpientes no venenosas como pitones, boas y colúbridos, los cuales proceden de diversas áreas de nuestro país (García, 2011; Pérez, 2012; Vásquez, 2012; Quintero, 2017). Esto ha permitido dar a conocer gran cantidad de información sobre los parásitos digestivos y sanguíneos que se encuentran usualmente en este grupo de reptiles, que están presente en nuestro país; aunque falta mucho por comprender la totalidad de los eventos que dan origen a las parasitosis en el medio silvestre y la dinámica que se desarrolla en los ecosistemas panameños.

### III. MATERIALES Y METODOLOGÍA

#### A. Limpieza y preparación de Nichos artificiales

##### **Materiales**

- Papel periódico
- Papel Aluminio
- Bebederos
- Cajas plásticas con tapadera y broches de seguridad
- Porta etiquetas
- Etiquetas
- Jabón
- Papel toalla

##### **Procedimiento:**

Dependiendo del tamaño de las serpientes se seleccionaron cajas plásticas apropiadas para la preparación del nicho artificial, éstas poseen pequeños agujeros para la aireación. Se le colocó a cada una dentro etiquetas con un código y la siguiente información: Zona, provincia, fecha de colecta, colector, longitud total, sexo, peso, lugar de procedencia y algún otro dato de interés.

Antes de colocar las serpientes dentro, las cajas fueron lavadas con solución de hipoclorito de sodio, agua y jabón, luego secadas con papel toalla; se le colocó dentro papel periódico forrado en la parte superior con papel aluminio del cual

fueron recogidas las deposiciones sin que se contaminaran. Por último se les colocó bebederos cuyo tamaño dependían del tamaño del animal.

## **B. Colecta de muestras de heces**

### **Materiales**

- Viales de tapa rosca
- Espátula o palitos de paleta
- Formalina al 7%
- Marcado
- Guantes de látex
- Jabón antibacterial
- Cajas para guardar las muestras

### **Procedimiento:**

Las deposiciones fueron colocadas en viales de tapa roscas acorde a la cantidad de materia fecal hecha por cada serpiente, una vez dentro fueron fijadas con formalina al 7% y luego se homogenizó la mezcla.

## **C. Colecta de muestras de sangre**

### **Materiales**

- Jeringas de 0.5 cc
- Tubos capilares

- Algodón
- Yodo
- Guantes de látex
- Papel toalla
- Alcohol
- Bandeja rectangular grande

**Procedimiento:**

Se limpió con un algodón humedecido con alcohol el área de la cola en donde se encontraba la vena caudal, luego con una jeringuilla 0.5 cc se hizo una punción para extraer la sangre. En algunas ocasiones fue preciso emplear capilares debido a que la cantidad de sangre extraída era muy pequeña y posteriormente colocar la sangre sobre los porta objetos.

**D. Análisis de la muestras**

**D.1. Método directo**

**Materiales**

- Palillos de madera
- Porta objetos 25.4 mm X 76.2 mm
- Cubre objetos de 22 mm X 22 mm
- Lugol o yodo
- Microscopio

- Etanol al 70%
- Papel toalla
- Gotero
- Papel para lentes
- Guantes de látex

**Procedimiento:**

Con guantes de látex puestos se colocó una gota de lugol sobre un porta objeto y sobre éste una pequeña gota de la muestra de heces con un palillo de madera con el cual previamente se homogeneizó la deposición preservada en el vial, siempre procurando evitar colocar demasiada materia fecal. Luego se colocó en un cubre objeto evitando formar burbujas y se procedió a observar al microscopio.

**D.2. Método de Flotación: Técnica de Willis Molloy**

Esta técnica no requiere centrifugar y es útil, principalmente, para huevos de “uncinarias” e *Hymenolepis* que flotan fácilmente; pero también sirve para otros parásitos. Se utiliza con frecuencia en parasitología veterinaria por la facilidad de realizarse en campo (Botero & Restrepo, 2003).

**Materiales**

- Agua destilada
- Balanza digital
- Porta objetos 25.4 mm X 76.2 mm

- Cubre objetos de 22 mm X 22 mm
- Etanol al 70%
- Microscopio
- Papel para lentes
- Jabón antibacterial
- Guantes de látex
- Espátula
- Gradilla
- Papel toalla
- Pipeta
- Policial
- Probeta de 1000 mL
- Reloj
- NaCl
- Tubo de ensayo
- Vaso químico de 1000 mL

**Procedimiento:**

Se preparó una solución saturada de NaCl, a partir de sal de mesa en agua caliente, la misma fue mezclada con aproximadamente 1 gramo de material fecal; correspondiente a una proporción de 1:10.

Luego se fraccionó equitativamente la mezcla en 3 tubos de ensayos, a éstos se le agregó más solución saturada hasta que se formara en el borde superior un

menisco invertido; sobre éste se colocó un cubre objeto por aproximadamente 10-15 minutos. Transcurrido el tiempo, se retiró el cubre del tubo de ensayo y fue colocado sobre un porta objeto que contenía previamente una pequeña gota de lugol y finalmente se procedió a observar al microscopio.

### **D.3. Método de sedimentación: Técnica de Ritchie modificado (formol-éter)**

Es una técnica de sedimentación que concentra huevos de helmintos, larvas, quistes de protozoarios así como ooquistes de coccidios. El procedimiento es rápido y tiene la ventaja de remover material lipídico y coloidal para obtener un sedimento claro; además que la formalina conserva las formas parasitarias por lo que el material puede examinarse horas e incluso días después (Brown *et al.*, 1985).

#### **Materiales**

- Solución de formol al 7%
- Solución salina
- Éter o acetato de etilo
- Centrífuga
- Tubos de centrífuga
- Gaza
- Pipeta



- Porta objetos 25.4 mm X 76.2 mm
- Cubre objetos de 22 mm X 22 mm
- Etanol al 70%
- Microscopio
- Papel para lentes
- Jabón antibacterial
- Guantes de látex
- Papel toalla

**Procedimiento:**

Se filtraron alrededor de 10 mL de muestra fecal en formalina al 7-10%, a través de un embudo con dos capas de gaza humedecida; el material filtrado se colectó en un tubo de centrifuga de punta cónica de 15 mL. Luego se centrifugó el material a velocidad moderada (1000 rpm) durante algunos minutos y se decantó el sobrenadante cuidadosamente.

El sedimento restante fue resuspendido en solución salina fresca. Se volvió a centrifugar y se decantó el sobrenadante nuevamente. Este proceso puede ser repetido varias veces según sea necesario, si el líquido sobrenadante se ve turbio.

Luego, se le agregó 10 mL de formalina al 10% al sedimento, se mezcló bien y se dejó en reposo durante 10 minutos.

Pasado los minutos se le añadió 3 mL de éter, se tapó el tubo y se agitó vigorosamente durante 15 o 20 segundos. Inmediatamente se centrifugó a 2000 rpm por cerca de 2 minutos.

Se obtuvieron cuatro capas:

1. Una pequeña cantidad de sedimento conteniendo la mayor parte de los parásitos y huevecillos.
2. Una capa de formalina.
3. Una de materiales fecales por arriba de la formalina.
4. En la parte superior una capa de éter.

Con un gotero se obtuvo unas gotas del sedimento, que contiene los huevecillos de parásitos y luego se colocó en un porta objeto con lugol.

#### **D.4. Método de Kato Katz**

Este método permite aclarar con glicerina un frote grueso de heces no diluidas. Originalmente fue introducido por japoneses para hacer encuestas epidemiológicas de *Schistosomiasis*, ha sido mejorado y modificado varias veces (Girard, 2003).

##### **Materiales**

- Glicerina pura 500 mL
- Agua destilada 450 mL

- Verde de malaquita al 3% 6 mL, completar hasta 1000 mL con agua destilada.
- Papel celofán
- Lámpara de 50W
- Palitos de paleta
- Papel periódico
- Papel tolla
- Porta objetos 25.4 mm X 76.2 mm
- Cubre objetos de 22 mm X 22 mm
- Etanol al 70%
- Microscopio
- Papel para lentes
- Jabón antibacterial
- Guantes de látex

**Procedimiento:**

Se colocó en porta objeto aproximadamente de 60 a 70 mg de heces y sobre este una lámina de papel celofán el cual previamente había sido colocado en solución de Kato por varios días.

Luego se esperó a que secase y clarificara a temperatura ambiente por 30 o 45 minutos.

La variación KATZ entrega una cantidad conocida de heces, que depende del tamaño del templete utilizado, con la condición que sean heces formadas. El tamaño del templete varía; para asegurar resultados comparables, el templete debe estandarizarse a una sola medida. La Organización Mundial de la Salud considera este método como el de elección y el más adecuado en encuestas, monitoreo y evaluación de programas de control de nematodos transmitidos por el suelo y schistosomiasis (Girard, 2003). Sin embargo, en nuestro estudio se procedió a observar los huevos y no a contabilizarlos.

## **D.5. Tinciones**

### **D.5.1. Ziehl Neelsen Modificada**

Cuando se tiñe con esta técnica, los ooquistes de coccidios como *Cryptosporidium* aparecen como esférulas de color rosa fuerte sobre un fondo de color verde o azul. Se observan además, distintos grados de tinción interna atendiendo a la edad y estado del ooquiste (OMS, 1992).

#### **Materiales**

- Metanol
- Carbol fucsina concentrada (1 gramo de fucsina básica, 10 mL de etanol y 90 mL de fenol al 5%)

- Verde malaquita al 5% (5 gramos de verde malaquita y 100 mL de etanol al 10%) o Azul de metileno
- Ácido sulfúrico al 7%
- Porta objetos 25.4 mm X 76.2 mm
- Cubre objetos de 22 mm X 22 mm
- Etanol al 70%
- Microscopio
- Papel para lentes
- Aceite de inmersión
- Jabón antibacterial
- Guantes de látex
- Papel tolla

**Procedimiento:**

Se colocó una gota de materia fecal sobre un porta objeto y se realizó un extendido de éste. Después se esperó a que secase y fue fijado por 10 minutos con metanol.

Luego a la placa se le colocó carbol fucsina concentrada y se calentó por unos 5 minutos para coloración; Posteriormente se lavó con agua del grifo.

Se hizo decoloración con ácido sulfúrico al 7% por 15 segundos aproximadamente y nuevamente se procedió a lavar con agua.

Luego se tiñó con colorante de contraste, azul de metileno, por 2 minutos.

Por último se lavó con agua durante 1 minuto y se dejó secar a temperatura ambiente para luego ser observada la placa al microscopio.

### **D.5.2. Giemsa**

Con esta tinción es posible preparar dos tipos de muestra: el extendido fino, que consiste de una sola capa de células extendidas en porta objeto y la gota gruesa, que consiste de varias capas de células en una extensión menor de sangre; ambas muy útiles para el diagnóstico de parásitos sanguíneos. La identificación de los parásitos se basa en la apariencia de los mismos, ya sea intracelulares en el eritrocito (extendido fino) o libres (gota gruesa) y en la coloración de los componentes del parásito (Girard, 2003).

#### **Materiales**

- Colorante Giemsa
- Porta objetos 25.4 mm X 76.2 mm
- Cubre objetos de 22 mm X 22 mm
- Metanol
- Microscopio
- Papel para lentes
- Jabón antibacterial
- Guantes de látex
- Papel tolla
- Aceite de inmersión

**Procedimiento:**

Se colocó una pequeña gota de sangre sobre un porta objetos y con otro se procedió a realizar un extendido de la muestra; las mismas se dejaron secar sobre una bandeja cubierta, evitando el contacto con la luz y el ambiente externo. Posteriormente se procedió a fijar las muestras con metanol por 10 minutos y se dejaron secar. Después, se les agregó colorante Giemsa por 10 minutos para ser teñidas; luego fueron lavadas con agua del grifo para quitar el exceso de colorante y colocadas verticalmente para que secan. Finalmente, se les colocó una pequeña gota de aceite de inmersión y se llevó la muestra al microscopio para ser observada.

**E. Análisis estadístico**

Se efectuó un análisis estadístico descriptivo, empleando gráficos y cuadros elaborados en EXCEL, los cuales permitieron describir los hallazgos parasitológicos encontrados en esta investigación y la obtención de información relevante en cuanto al estado parasitológico de las serpientes que se encuentran en el CEREO.

#### IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

El análisis parasitológico realizado a las heces de 26 ejemplares de serpientes pertenecientes a la familia Viperidae, mantenidas en el CEREO, revela que el 92% (24/26) de la población está parasitada y tan solo el 8% (2/26) de la misma no lo está. Dichos valores pueden ser apreciados en la **Figura 1**, la cual claramente nos permite visualizar que una cantidad elevada de individuos presentan parásitos digestivos.

Estos resultados podemos considerarlos bastante acertados si los comparamos con los obtenidos por Radhakrishnan, Kurup & Banerjee (2009), quienes estudiaron serpientes silvestres capturadas en diversos lugares de la India, las cuales mostraban valores de parasitosis del 88%; así mismo, Souza *et al.* (2014) reportaron parasitosis en el 80.3% de la población de serpientes criadas en cautiverio del Instituto Vital Brazil; y Sánchez *et al.* (2004) en Perú, indicaron un 69.62% en los ejemplares criados en cautiverio estudiados, pertenecientes a la familia Boidae. Estos resultados se encuentran por encima de la mitad, aproximado a los encontrados en la presente investigación y las realizadas en años anteriores en el CEREO, mostrando así, que gran parte de los individuos de las poblaciones de serpientes silvestre albergan diversos parásitos.

Sin embargo, en otros estudios realizados se registran distintos porcentajes de parasitación dentro de las poblaciones de serpientes y otros animales silvestres. Unos señalan un 47.3% en serpientes provenientes de diversos países del mundo como Eslovenia, Estados Unidos, Pakistan, Islas Solomon, Islas Canarias, Mali, El



Salvador, entre otros (Rataj, Knific, Vlahovic, Mavri & Dovc, 2011); 40% en un estudio llevado a cabo en Italia (Rinaldi *et al.*, 2012), 50% de parasitosis en *Boa constrictor*, realizado México (González, Durán & Cedeño, 2014); y en el mismo año en Chile reportan 45.45% para ejemplares de las especies *Boa constrictor* y *Phyton regius* (Villalobos *et al.*, 2014). En estos estudios los valores oscilan entre el 40 y 50% de la población total.

Estas diferencias porcentuales se extienden hasta niveles de familia como lo muestra el estudio de infestación pulmonar por pentastómidos, que revelan un 43% de parasitación dentro de la población total, pero por familia expresa: 71.42% (Crotalidae), 57.14% (Colubridae) y 48% (Boidae) de los animales examinados (Martínez *et al.*, 1999).

Ahora bien, si lo comparamos con la fauna silvestre en general encontramos un 75% y 100% en tortugas galápagos y motelo respectivamente, en un estudio realizado en Ecuador (Castañeda, 2011); y 55.90% en la población total de dos centros de manejo de fauna silvestre; sin embargo, con relación a los grupo de animales que conforman la muestra, se observó una infección del 66.67%, 64.17%, 46.15% en reptiles, aves y mamíferos respectivamente (Rodríguez, 2015). Estos porcentajes están por encima de la mitad de la población de reptiles estudiados, mostrando así, cierta semejanza con los resultados encontrados en esta investigación y con los realizados anteriormente en nuestro país.

Los factores ambientales influyen en las parasitosis, en el desarrollo de formas infectantes, distribución y frecuencia de la enfermedad, esto se debe a que pueden

favorecer la presencia de distintos vectores y hospedadores intermediarios (Wisnivesky, 2003).

Los parásitos juegan un papel clave en el funcionamiento de los ecosistemas y en su estructura como fuerza selectiva, lo que puede ser fundamental para la estructuración de las comunidades de hospedadores (Poulin, 1999; Maia *et al.*, 2014). Se ha comprobado incluso que en muchas especies de herbívoros, ejercen funciones de trituración del exceso de alimento y estimulación del peristaltismo; también que la presencia de éstos en el tracto digestivo promueve las actividades inmunológica (Martínez, 2007).

En general, en la naturaleza, los reptiles silvestres suelen funcionar como reservorios de parásitos por períodos indeterminados de tiempo, aunque éstos se muestren como asintomáticos. Solo si la carga parasitaria se vuelve abundante, puede ocasionar en el hospedero síntomas como: delgadez, apatía, inactividad y dificultad en la digestión (Martínez, 2007; Jacobson, 2007).

Aunque para la mayoría de los reptiles silvestres, las parasitosis se encuentran en cierto estado de “equilibrio”, cuando éstos son llevados al cautiverio este estado se fragmenta, a causa del estrés que no hay en la vida libre, y con frecuencia se presentan las enfermedades parasitarias con cuadros muy agravados. La condición de estrés puede ser generada por alojamientos, superpoblación, dieta pobre, reproducción deficiente y procedimientos inapropiados de cuarentena (Mader, 1996; Yarto, 2011). Adicional a esto, si el espacio es inadecuado o muy reducido, favorecerá a la propagación rápida de los parásitos al resto de la

población y cuadros de reinfección constante, si no se mantiene el área frecuentemente sanitizada (Quiroz, 2005).

Los diferentes estudios realizados en reptiles (iguanas, tortugas, caimanes y serpientes) constituyen una importante fuente de información para conocer la parasitofauna frecuente en las distintas especies y su interacción con el hospedero. Esta idea es confirmada con Denom (2007), quien realizó necropsia a los animales del zoológico de Estados Unidos, determinó que el 50% de los reptiles estaba parasitado y que este hecho representó la causa de muerte del 80% de los animales.

En nuestra investigación con respecto a la composición de la fauna parasítica que presentan las heces de estos animales encontramos que el mayor porcentaje lo exhibe *Entamoeba hartmanni* presente en el 46.2% (12/26) de la población; seguidos de éste *Enteromonas* y *Balantidium*, ambos con un 26.9% (7/26). Otros parásitos encontrados en menor porcentaje dentro de las muestras analizadas figuran *Strongyloides*, *Chilomastix*, *Cyclospora* y *Oxyurus* quienes estaban presente en un 23.1% (6/26) de la población, *Uncinaria* e *Hymenolepis nana* en un 19.2% (5/26), *Hymenolepis diminuta* y *Entamoeba invadens* en un 15.4% (4/26), *Trichostrongylus* un 11.5% (3/26), *Retortamonas* en un 7.7% (2/26) y *Porocephalus*, *Eimeria*, *Giardia*, *Isospora* y *Cryptosporidium* en un 3.8% (1/26); estos datos se encuentran en el **Cuadro 2** y **3**, además están bien representados en la **Figura 2**. Estos resultados confirman los estudios realizados anteriormente en serpientes de Panamá, los cuales revelan los mismos géneros encontrados.

Sin embargo, algunos de éstos estudios identifican parásitos y comensales como *Entamoeba coli* (Mack & Urriola, 2010; García, 2011; Pérez, 2012; Quintero, 2017), *Diphylidium* (Mack & Urriola, 2010; García, 2011), *Capillaria* (Mack & Urriola, 2010; Pérez, 2012; Quintero, 2017), *Ascaris* (Mack & Urriola, 2010; García, 2011), *Toxocara* (Mack & Urriola, 2010; García, 2011; Pérez, 2012) *Ophidascaris* y *Kalicephalus* (Mack & Urriola, 2010; García, 2011; Pérez, 2012; Quintero, 2017), *Dracunculus* (Mack & Urriola, 2010), *Toxoplasma* (Vásquez, 2012), *Pentatrichomona* (García, 2011; Pérez, 2012; Vásquez, 2012), *Tenia* (Quintero, 2017) y *Trichurus* (Quintero, 2017).

Las amebas son uno de los grupos más exitosos y es por ello que se encuentran muy frecuentemente en las heces animales como parásitos o comensales. Aunque *Entamoeba hartmanni* no representa riesgo para la salud de los hospederos, ya que es considerado un comensal y no parásito, sin embargo, el ciclo de vida y ruta de infección es el mismo que el de todas las amebas incluso las que si son infecciosas como *Entamoeba invadens*. Lo que significa que la probabilidad de que estos reptiles se infecten constantemente con este u otros parásitos que emplean rutas de infección similares es alta.

La infección producida por *Entamoeba invadens*, es considerada una de las más importantes en los reptiles debido a la alta mortalidad. La principal vía de transmisión en la mayoría de ocasiones, es a través de agua contaminada con materia fecal. Los reptiles enfermos presentan anorexia, adelgazamiento, regurgitación de alimentos sin digerir, diarrea severa con sangre o moco verdoso con pequeños trozos de mucosa intestinal y en ocasiones puede ocurrir el prolapso

cloacal. En ofidios y saurios puede ocasionar rinitis fulminante junto con hepatitis y nefritis (Brotons & Martínez, 2001).

El género *Balantidium* pertenece a los protozoarios ciliados del grupo Ciliophora, los cuales presentan distribución mundial de preferencia en zonas tropicales y subtropicales. Se encuentran en el intestino grueso de los animales que parasitan y son capaces de provocar una zoonosis conocida como Balantidiosis (Quiroz, 1990; Schuster & Ramírez, 2008; Romero, 2007; Liu, 2012).

La mayoría de los estudios realizados en reptiles muestran que los nemátodos más frecuentes son los *Ascaris spp*, *Kalicephalus*, *Strongyloides* y *Capillaria spp*; y dentro del grupo de los protozoarios los géneros más comunes son: *Cyclospora*, *Crypostporidium* y *Eimeria spp*. (Brotons & Martínez, 2001). La mayoría de los parásitos antes mencionado coinciden con los encontrados en nuestro estudio. Según el Comité Ejecutivo de la Asociación Mundial para el avance de la Parasitología Veterinaria, los géneros de mayor importancia veterinaria dentro de los nematodos incluyen a: *Strongyloides*, *Ascaridia*, *Capillaria*, *Heterakis*, *Syngamus*, *Aelurostrongylus*, *Trichuris*, *Strongylus*, *Triodontophorus*, *Nematodirus*, *Trichostrongylus*, *Bunostomun*, *Marshallagia*, *Chabertia*, *Cooperia*, *Ascaris*, *Oxyuris*, *Necator*, *Uncinaria* y *Toxocara* (Cordero del Campillo & Rojo, 1999). Todos estos géneros son registrados en diferentes estudios (Rodríguez, 2015; Radhakrishnan *et al.*, 2009; Souza *et al.*, 2014). Terán (2014) registra para *B. asper*, a parte de los géneros antes mencionados, *Armillifer* y el céstodo *Hymenolepis sp*.

Es importante este tipo de investigaciones para obtener más información sobre los parásitos que se encuentran con menor frecuencia como los céstodos (*Crepidobothrium gerrardii*, *Ophiotaenia sp*, *Hymenolepis diminuta*, entre otros), los cuales se distribuyen únicamente en países tropicales y sus registros proceden de hallazgos en zoológicos y no de estudios sobre la fauna silvestre (Sánchez *et al.*, 2004).

Los pentastómidos en reptiles pueden representar un potencial zoonótico, siendo esto demostrado claramente para el género *Armillifer*, y recientemente para *Porocephalus*. *Linguatula serrata* es el pentastómido comúnmente reportado en humanos y mamíferos, pero no ha sido asociado a reptiles (Wolf *et al.*, 2014; Chávez *et al.*, 2015).

En cuanto a la categoría taxonómica de los parásitos encontrados, el porcentaje de los phylum que componen la parasitofauna de estos animales se distribuye de la siguiente manera: Sarcomastigophora 33% (6/18), Nematoda 22% (4/18), Apicomplexa 22% (4/18), Plathelminto 11% (2/18), Pentastomida y Ciliophora 6% (1/18); siendo representada esta información gráficamente en la **Figura 3**.

En base a estos resultados podemos afirmar que el phylum con mayor porcentaje de parasitosis es el Sarcomastigophora, específicamente el subphylum Sarcodina, siendo representado por *E. hartmanni* el parásito con mayor prevalencia dentro del grupo de serpientes estudiada.

Esto coincide con lo observado por Oyola *et al.* (2011), quien en su estudio identifica a los protozoarios como los parásitos con mayor prevalencia y

representación, sin embargo, Panayotova-Pencheva (2013) establece a este grupo como los segundos en frecuencia.

También, Rodríguez (2015) en su estudio muestra los siguientes porcentajes de parasitación, con respecto a los grupos taxonómicos: nematodos (61.54%), protozoarios (20.51%), cestodos (12.82%), pentastómidos y acantocephalos (5.12%). Este hecho muestra similitud con mis resultados, ya que ubica a nematodos y protozoarios como más prevalentes; y a cestodos y pentastómidos como los de índices más bajos.

Algunos indican a los protozoarios como los más prevalentes, otros a los nematodos, sin embargo, estos resultados pueden variar y atribuirse sus diferencias a una variedad de condiciones (Rahman *et al.*, 2014; Khatun *et al.*, 2014; Adegbulu *et al.*, 2015). En general, son éstos dos grupos los que poseen los más altos porcentajes. Khatun *et al.* (2014), Adegbulu *et al.* (2015) y Morand (2015) atribuyen este éxito a la capacidad de resistencia que poseen estos organismos, ante las condiciones desfavorables que se presentan en el ambiente, y a la amplia distribución de los mismos en el suelo.

Las parasitosis por nematodos son comunes en los reptiles como consecuencia de factores como: el hacinamiento, las inadecuadas condiciones del hábitat e incorrectos períodos de cuarentena y la interacción de diferentes especies en los terrarios. Las infecciones por nematodos intestinales son responsables de diarreas severas, las mismas que pueden provocar lesiones en la mucosa gastrointestinal, obstrucciones e incluso un prolapso rectal (Brotons & Martínez, 2001; Yarto, 2011).

Los protozoarios se caracterizan por tener ciclos reproductivos sexuales, que permiten la multiplicación dentro del hospedero, con la consecuente destrucción de células intestinales; así como ciclos asexuales, con formación de quistes cuando las condiciones ambientales son desfavorables, éstos son eliminados a través de la heces y proporcionan al parásito características de resistencia para su transmisión (Quiroz, 1990; García, 2005; Ruiz & Guillén, 2006; Gállego, 2006; Ucros, 2009; Murray, Rosenthal & Pfaller, 2006; Kheysin, 2013; Bowman, 2004).

En la **Figura 4** de nuestra investigación, se pueden observar las frecuencias en el número de géneros de parásitos presentes en un solo ejemplar. Siendo las frecuencias 3 y 4 las más encontradas dentro de la población de serpientes, lo que nos indica que el 23.1% (6/26) de los ejemplares presenta 3 y 4 especies distintas de parásitos. Las frecuencias 1 y 2 especies por ejemplar muestran un 15.4% (4/26), así como las 6 y 0 (ausencia de parásitos) un 7.7% (2/26), las 5 y 7 se presentan en el 3.8% (1/26) de la población total. En la literatura podemos encontrar diversos valores, los cuales son relacionados con el tamaño de la muestra en estudio. Sánchez *et al.* (2004) y Ribeiro-Barbosa *et al.* (2006) quienes encontraron 3 y 4 parásitos respectivamente en sus estudios apoyan este hecho; algunos otros reportan valores más alto (González, Durán & Cedeño, 2014). Sin embargo, la tendencia siempre se dirige hacia las frecuencias de entre 1-4 especies de parásitos en un solo ejemplar u hospedero (Thatcher, 1964; Ubelaker & Younus, 1965; Sánchez *et al.*, 2004; Gómez & Sánchez, 2007).

En cuanto a los porcentajes de parasitosis por zonas de procedencia de los ejemplares, las zonas 1 y 2 muestran que el 100% de la población estaba



parasitada. Otras zonas presentan un 67% positiva y 33% negativas (zona 3); 94% positivas y 6% negativas (zona 4), datos que son representados en la **Figura 5**. En todas las zonas se encontraron porcentajes altos de parasitosis dentro de la población, sin embargo, Rahman *et al.* (2014), Khatun *et al.* (2014) y Adegbulu *et al.* (2015) mencionan que la condición geográfica de la zona en la cual se encuentren estos animales puede influir en el porcentaje de parasitación y los parásitos que estos posean. Incluso Lynch (2012) expresa en su estudio que las serpientes más vulnerables a las infecciones parasitarias son las que ocupan los hábitats terrestres como *Bothrops jararacá*, *Crotalus durissus terrificus*, y *Chironius exoletus*, por su estilo de vida y que habitan en áreas agrícolas y ciudades, están más expuestas a los patógenos que circulan en el ambiente.

En el análisis de las muestras de sangre los resultados indican que el 50% (6/12) de la población presenta parásitos sanguíneos, por otra parte, en el otro 50% (6/12) no se evidenció la presencia de hemoparásitos; ambos valores se encuentran reflejados en la **Figura 6**.

Dentro de la población de serpientes parasitadas los géneros encontrados fueron *Trypanosoma* en el 16.7% (2/12), *Hepatozoon* en un 16.7% (2/12) y tanto *Haemogregarina*, *Leucocytozoon* y *Plasmodium* en el 8.3% (1/12); cuyas representaciones gráficas se encuentran en la **Figura 7**, además, el **Cuadro 4** que muestra los ejemplares y hemoparásitos que estos presentan. En la literatura se reporta el género *Hepatozoon* en más de 200 especies de serpientes (Levine,

1988), las mismas son consideradas como las hemogregarinas más frecuentes en estos hospederos (Smith, 1996; Jacobson, 2007; Telford, 2009).

Las especies de *Hepatozoon* tienen ciclos de vida heteroxenos que involucran merogonia y gametogonia en los tejidos de los hospedadores vertebrados y esporogonia en los hospedadores invertebrados (Wozniak *et al.*, 1994; O'Dwyer *et al.*, 2013). La transmisión se da por ingestión de un invertebrado infectado o alguna presa que funciona como hospedero intermedio, produciendo posteriormente, liberación de los esporozoítos y desarrollo de la merogonia y gametogonia en los hepatocitos, células endoteliales y órganos viscerales en un amplio rango de hospederos vertebrados (Telford, 1984; Wozniak *et al.*, 1996; Kim *et al.*, 1998). Otros sugieren que las sanguijuelas pueden funcionar como otro posible vector, incluso se ha sugerido que la transmisión congénita de este género puede ocurrir en algunas serpientes (Gómez & Sánchez, 2007). El género *Hepatozoon*, no tiene hospedero específico, por lo que puede ser transmitido entre reptiles a través del consumo de invertebrados.

Las *Haemogregarinas* producen esporoquistes en el intestino del vector mientras que los *Hepatozoon* forman ooquistes y esporoquistes en el hemocele del vector (Sindall, 1995). Esto sugiere que las *Haemogregarinas* pueden infectar serpientes, lagartos, cocodrilos, aves y mamíferos. Es por ello que los géneros *Haemogregarina* y *Haemosporidium* fueron anteriormente ubicados en *Hepatozoon*. Sin embargo, Wozniak *et al.* (1996), resaltan que los miembros del género *Haemogregarinas* se diferencian *Hepatozoon* por el patrón de desarrollo en la célula de invertebrados.

Campbell (1996) indica que en las serpientes terrestres se encuentran principalmente especies del género *Hepatozoon*, en reptiles acuáticos las *Haemogregarinas* y *Karyolysus* entre los lagartos y las serpientes antiguas arborícolas.

El estudio de estos parásitos es necesario no solo para el conocimiento de los componentes de la biodiversidad, sino también, evaluar los riesgos potenciales que estos pueden generar a las poblaciones de hospederos (Pedersen *et al.*, 2007; Harris *et al.*, 2011).

En relación a la categoría taxonómica, la **Figura 8** muestra, que de los dos phylum presentes en el grupo de los hemoparásitos encontrados el más predominante fue Apicomplexa o Sporozoa con un 80%, mientras que el de Sarcomastigophora el 20%, siendo de éste el subphylum Mastigophora el que particularmente lo representaba.

Según Telford (1984), al parecer los hemoparásitos tienen la capacidad de adaptarse con gran facilidad a sus hospederos, haciéndose evidente por medio de las alteraciones patológicas que provocan, las cuales son poco o nada aparente. La mayoría de estos parásitos sanguíneos pertenecen a el phylum Apicomplexa o Sporozoa, en especial al grupo de las hemogregarinas (Apicomplexa o Sporozoa: Adeleorina), que son encontradas frecuentemente en reptiles (Telford, 2009).

En cuanto a las frecuencias de casos de ausencia o presencia de 1 o más parásitos, los resultados obtenidos fueron: 0 parásitos 50%, 1 parásito 42% y 2 un

8% de la población total, información que está contenida gráficamente en la **Figura 9**.

El análisis de muestras sanguíneas y fecales principalmente, constituyen en la actualidad una de las herramientas más utilizadas en el seguimiento higiénico-sanitario de poblaciones humanas, animales silvestres y cautivos en todo el mundo (Roca, 2012; Gámez *et al.*, 2006; García, 2013). En base a los resultados obtenidos en nuestro estudio, al igual que muchos otros realizados, podemos confirmar que las parasitosis en animales silvestres tanto en serpientes es alto, y que es indispensable la aplicación de técnicas parasitológicas para diagnosticar estas enfermedades, proporcionar un mejor cuidado para estos animales cuando son llevados al cautiverio, y así establecer medidas de control y prevención eficaces (Rodríguez, 2015).

**Cuadro 1.** Datos sobre el número de ejemplar, fecha de ingreso, sitio de origen, ubicación, peso, longitud total y sexo de las serpientes

<b>Información sobre las especies</b>							
<b>Especie</b>	<b>N</b>	<b>Ingreso</b>	<b>Lc</b>	<b>U</b>	<b>Peso (g)</b>	<b>Lt (cm)</b>	<b>S</b>
<b><i>Atropoides mexicanus</i></b>	268	22/2/2010	Bocas del Toro	1/1	1300	-	-
	277	22/2/2010	Bocas del Toro	1/1	1450	-	-
	336	28/1/2011	Chiriquí	2/4	710	57	-
	337	28/1/2011	Chiriquí	2/4	810	62	H
	338	-	-	4/8	800	55	-
<b><i>Bothrops asper</i></b>	403	12/5/2014	Plan Bonito, Chinina, Chepo	4/8	440	-	-
	404	12/5/2014	Plan Bonito, Chinina, Chepo	4/8	210	-	-
	462	-	Plan Bonito, Chinina, Chepo	4/8	-	-	-
	463	23/1/2015	Viento Frío, Tortí	4/8	640	-	-
<b><i>Bothriechis schlegelii</i></b>	399	24/3/2014	PN Altos de Campana	4/8	99.13	-	-
	455	28/9/2014	El Copé, Coclé	3/2	14.78	-	-
<b><i>Cerrophidium sasai</i></b>	124	2007	Cerro Punta, Chiriquí	2/4	101.88	52.1	H
	125	2007	Cerro Punta, Chiriquí	2/4	63.59	-	-

N = Número del ejemplar. Lc = Lugar de colecta. U = Ubicación (Primer dígito = zona, segundo dígito = provincia). Zona 1 = Bocas del Toro, la vertiente del Caribe en Veraguas, Colón, Guna Yala y Darién. Zona 2 = Chiriquí y vertiente del Pacífico en Veraguas. Zona 3 = Los Santos, Herrera y Coclé. Zona 4 = Panamá y Darién. Zona 5 = Territorio insular. PN = Parque Nacional

<b>Especie</b>	<b>N</b>	<b>Ingreso</b>	<b>Lc</b>	<b>U</b>	<b>Peso (g)</b>	<b>Lt (cm)</b>	<b>S</b>
<b><i>Lachesis acrochorda</i></b>	486	1/5/2015	Nacida en el CEREO	4/8	-	-	-
	487	1/5/2015	Nacida en el CEREO	4/8	135.9	47.2	H
	488	1/5/2015	Nacida en el CEREO	4/8	142.6	46.5	-
	489	1/5/2015	Nacida en el CEREO	4/8	140.8	46.5	-
	490	1/5/2015	Nacida en el CEREO	4/8	122.7	43.5	-
	491	1/5/2015	Nacida en el CEREO	4/8	144.5	46	-
	492	1/5/2015	Nacida en el CEREO	4/8	136.5	45.4	H
	495	4/5/2015	Nacida en el CEREO	4/8	130.4	42.5	H
<b><i>Porthidium lansbergii</i></b>	405	12/5/2014	Plan Bonito, Chinina, Chepo	4/8	34.91	-	-
	406	12/5/2014	Plan Bonito, Chinina, Chepo	4/8	33.15	-	-
	456	22/10/2014	Soná, Veraguas	2/9	146.79	-	H
	497	13/6/2015	Río Hato, Coclé	3/2	24.25	-	-
<b><i>Porthidium nasutum</i></b>	433	11/8/2014	La Rica, Copé	3/2	35.34	-	M

N = Número del ejemplar. Lc = Lugar de colecta. U = Ubicación (Primer dígito = zona, segundo dígito = provincia). Zona 1 = Bocas del Toro, la vertiente del Caribe en Veraguas, Colón, Guna Yala y Darién. Zona 2 = Chiriquí y vertiente del Pacífico en Veraguas. Zona 3 = Los Santos, Herrera y Coclé. Zona 4 = Panamá y Darién. Zona 5 = Territorio insular. PN = Parque Nacional

**Cuadro 2.** Parásitos del digestivo presentes por ejemplar

<b>Especie</b>	<b>N</b>	<b>Parásitos</b>
<b><i>Atropoides mexicanus</i></b>	268	<i>H. nana, H diminuta y Strongyloides</i>
	277	<i>H. nana, H diminuta y Strongyloides</i>
	336	<i>Balantidium, Oxyurus, E. hartmanni y Cyclospora</i>
	337	<i>Chilomastix y Retortamonas</i>
	338	<i>Balantidium, Oxyurus, E. hartmanni</i>
<b><i>Bothrops asper</i></b>	403	<i>Balantidium, Oxyurus, E. hartmanni, Cyclospora, H. diminuta y Uncinaria</i>
	404	<i>Trichostrongylus, E. hartmanni, Enteromonas, Uncinaria y Retortamonas</i>
	462	<i>E. hartmanni, Cyclospora y E. invadens</i>
	463	<i>Trichostrongylus, Cyclospora, Uncinaria y Porocephalus</i>
<b><i>Bothriechis schlegelii</i></b>	399	<i>Chilomastix</i>
	455	No se encontraron formas parasitarias
<b><i>Cerrophidium sasai</i></b>	124	<i>E. hartmanni y Enteromonas</i>
	125	<i>E. hartmanni, Cyclospora, E. invadens y Enteromonas</i>
<b><i>Lachesis acrochorda</i></b>	486	No se encontraron formas parasitarias
	487	<i>Balantidium, Oxyurus y Trichostrongylus</i>
	488	<i>E. hartmanni</i>
	489	<i>Balantidium y Oxyurus</i>
	490	<i>Balantidium, Oxyurus, E. hartmanni, H. nana, Cyclospora, Isospora y E. invadens</i>
	491	<i>E. hartmanni</i>
	492	<i>Balantidium, E. hartmanni y E. invadens</i>
	495	<i>Chilomastix</i>
<b><i>Porthidium lansbergii</i></b>	405	<i>H. nana, H. diminuta, Strongyloides y Enteromonas</i>
	406	<i>E. hartmanni, Chilomastix, Enteromonas y Uncinaria</i>
	456	<i>Chilomastix, Strongyloides, Enteromonas, Uncinaria, Cryptosporidium y Giardia</i>
	497	<i>Strongyloides y Eimeria</i>
<b><i>Porthidium nasutum</i></b>	433	<i>H. nana, Chilomastix, Strongyloides y Enteromonas</i>

N = Número del ejemplar. H= *Hymenolepis*. E= *Entamoeba*

**Cuadro 3.** Porcentaje de parásitos digestivos encontrados en serpientes estudiadas

<b>Parásito</b>	<b>#</b>	<b>%</b>
<i>Balantidium</i>	7	26.9
<i>Chilomastix</i>	6	23.1
<i>Cryptosporidium</i>	1	3.8
<i>Cyclospora</i>	6	23.1
<i>E. hartmanni</i>	12	46.2
<i>E. invadens</i>	4	15.4
<i>Eimeria</i>	1	3.8
<i>Enteromonas</i>	7	26.9
<i>Giardia</i>	1	3.8
<i>H. diminuta</i>	4	15.4
<i>H. nana</i>	5	19.2
<i>Isospora</i>	1	3.8
<i>Uncinaria</i>	5	19.2
<i>Oxyurus</i>	6	23.1
<i>Porocephalus</i>	1	3.8
<i>Retortamonas</i>	2	7.7
<i>Strongyloides</i>	6	23.1
<i>Trichostrongylus</i>	3	11.5

#= Número de individuos que presentan ese parásito

%= Porcentaje que representa dentro de la población total



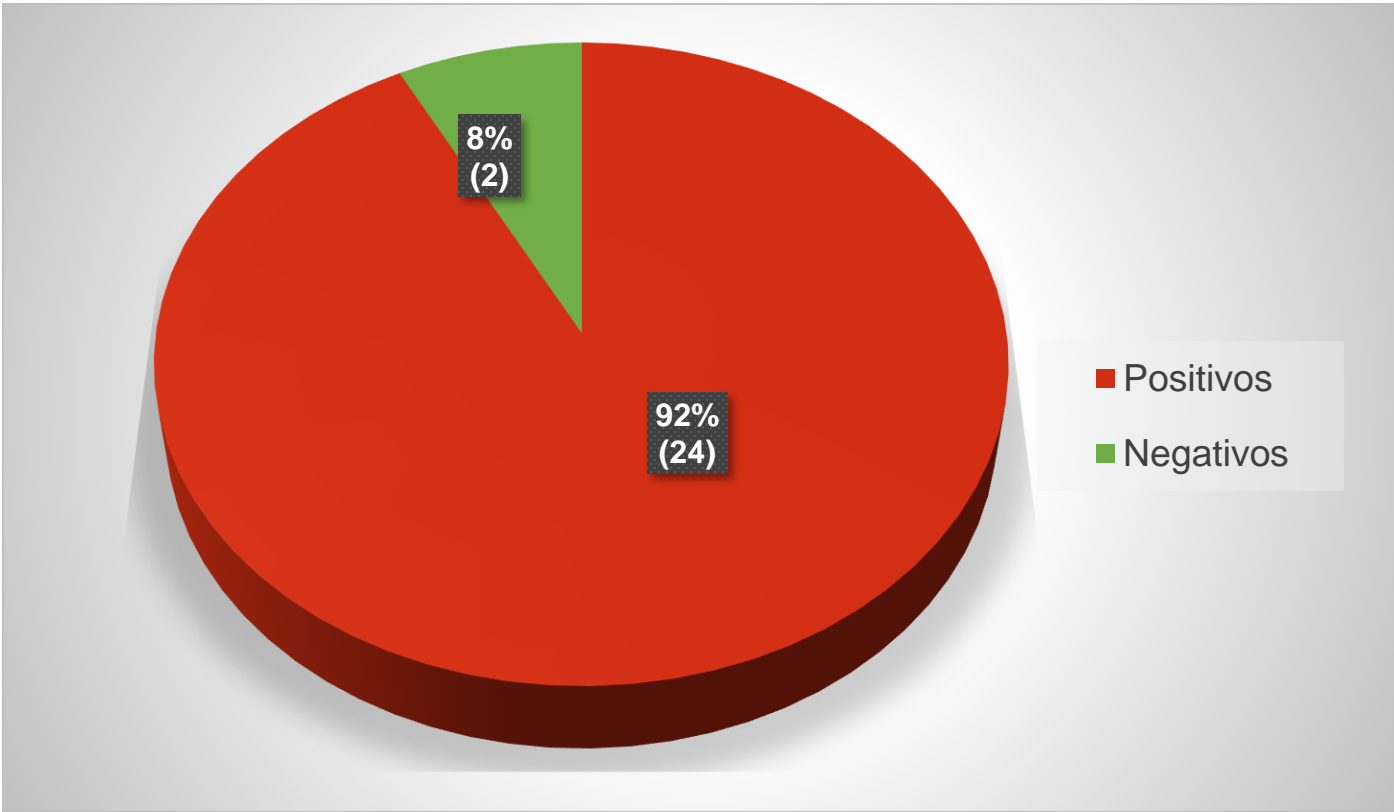
**Cuadro 4.** Hemoparásitos presentes en cada ejemplar

<b>Especie</b>	<b>N</b>	<b>Parásitos</b>
<b><i>Atropoides mexicanus</i></b>	268	<i>Trypanosoma</i>
	336	<i>Hepatozoon</i>
<b><i>Bothrops asper</i></b>	403	<i>Trypanosoma, Leucocytozoon</i>
	463	<i>Plasmodium</i>
<b><i>Bothriechis schlegelii</i></b>	399	<i>Haemogregarina</i>
<b><i>Cerrophidium sasai</i></b>	124	<i>Hepatozoon</i>
<b><i>Lachesis acrochorda</i></b>	487	NP
	492	NP
	495	NP
<b><i>Porthidium lansbergii</i></b>	405	NP
	456	NP
<b><i>Porthidium nasutum</i></b>	433	NP

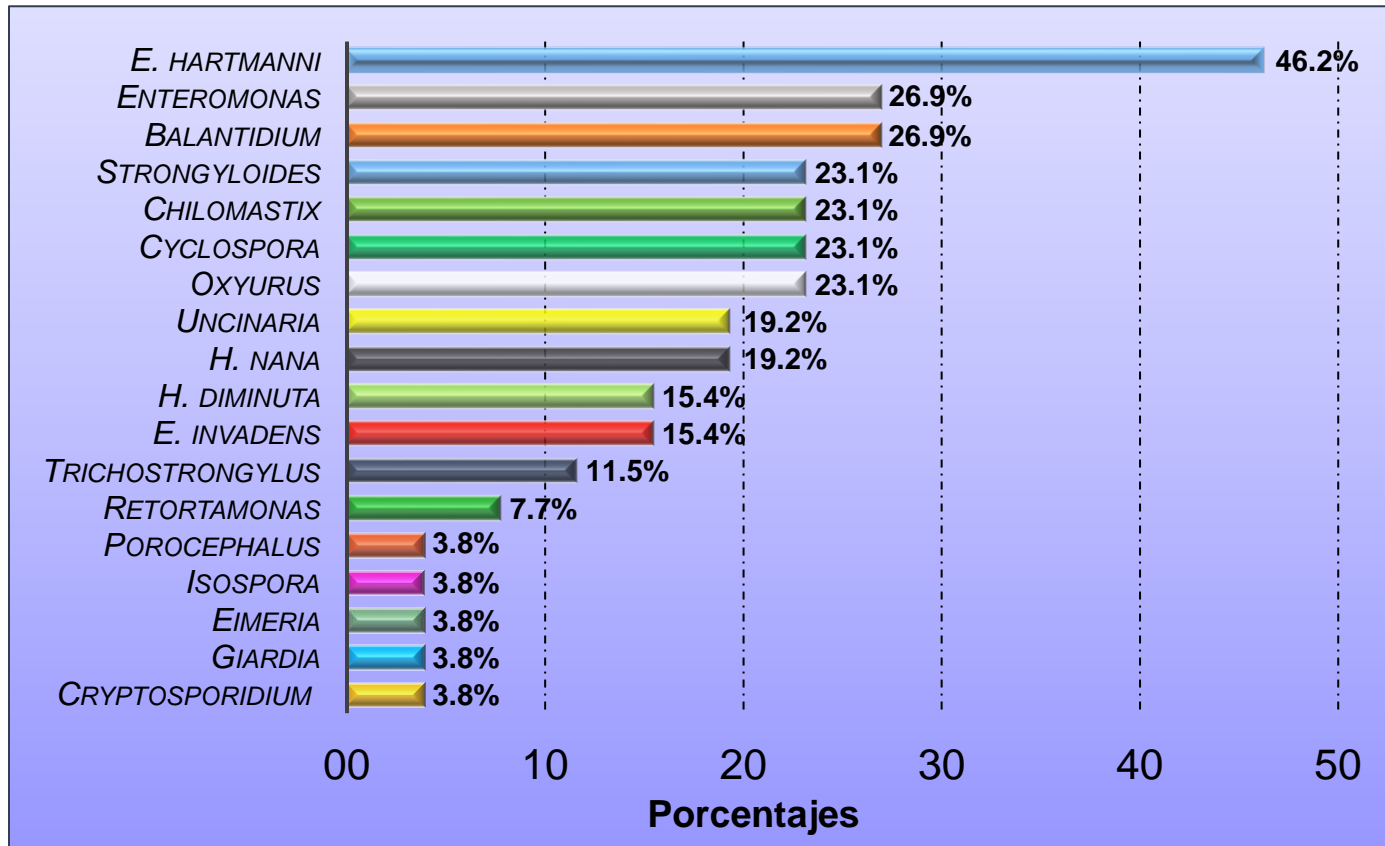
N = Número del ejemplar

NP = No se encontraron formas parasitarias

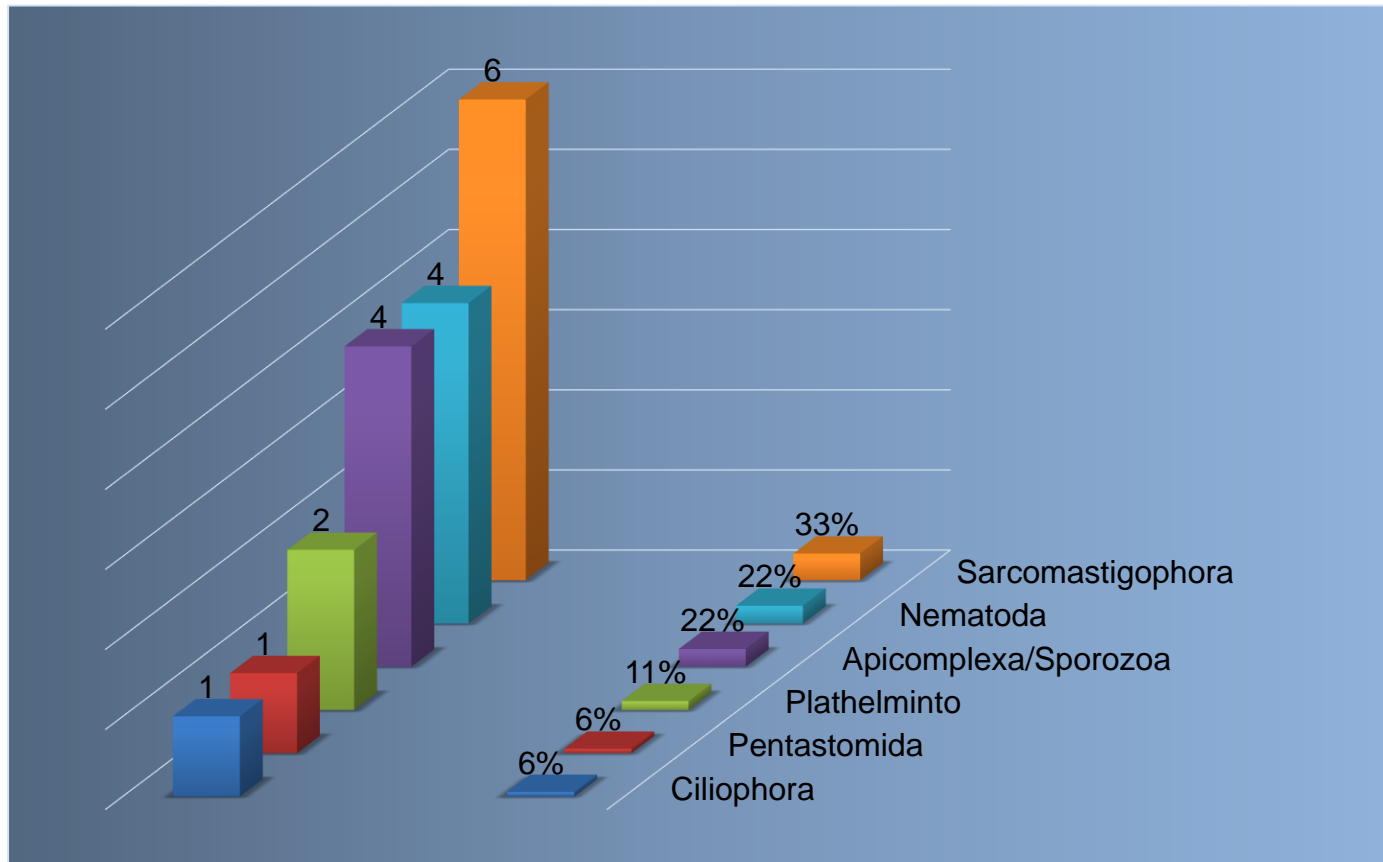
**Figura 1.** Incidencia de enteroparásitos en serpientes analizadas



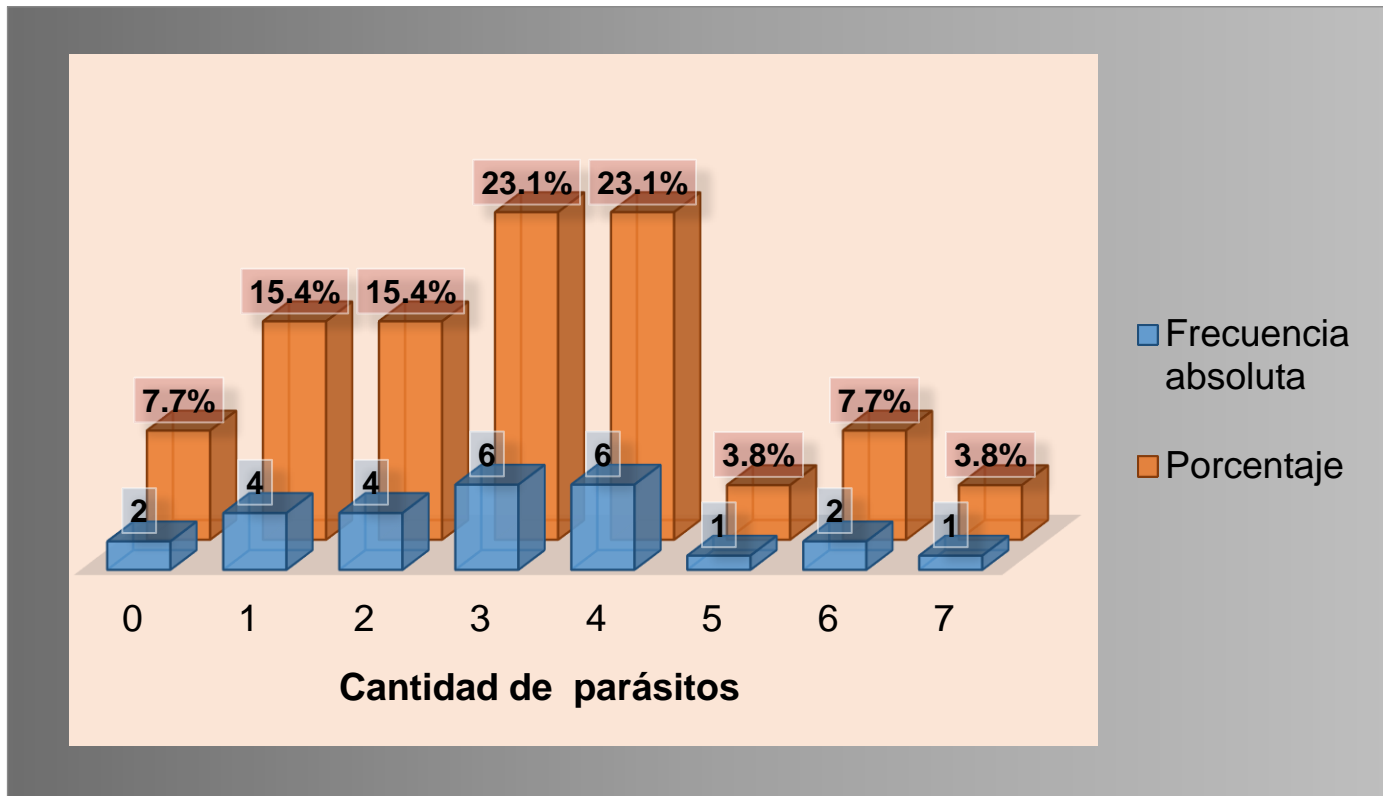
**Figura 2.** Espectro parasitario de serpientes en cuarentena del CEREO



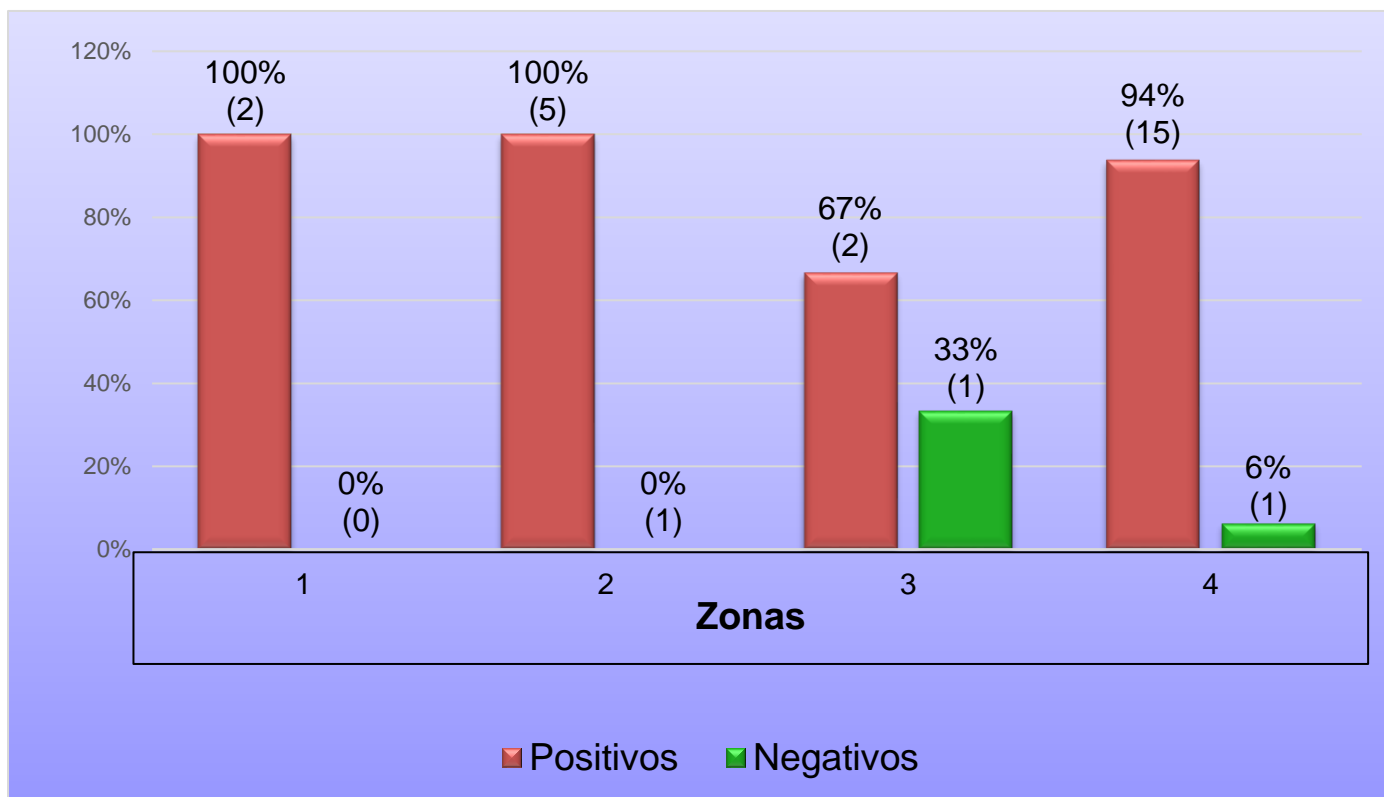
**Figura 3.** Porcentaje de phylum presentes en serpientes analizadas



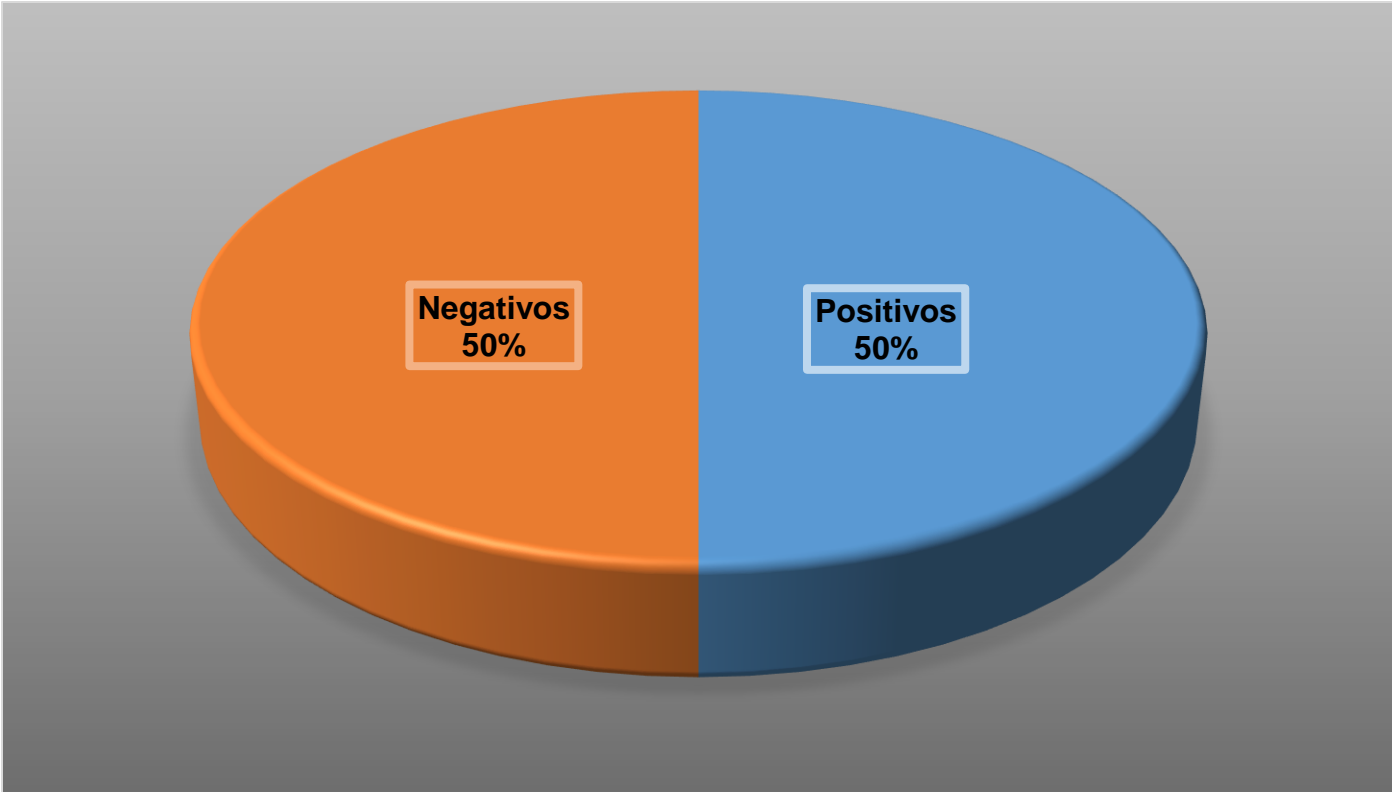
**Figura 4.** Frecuencia absoluta y porcentual de enteroparásitos por serpiente estudiada



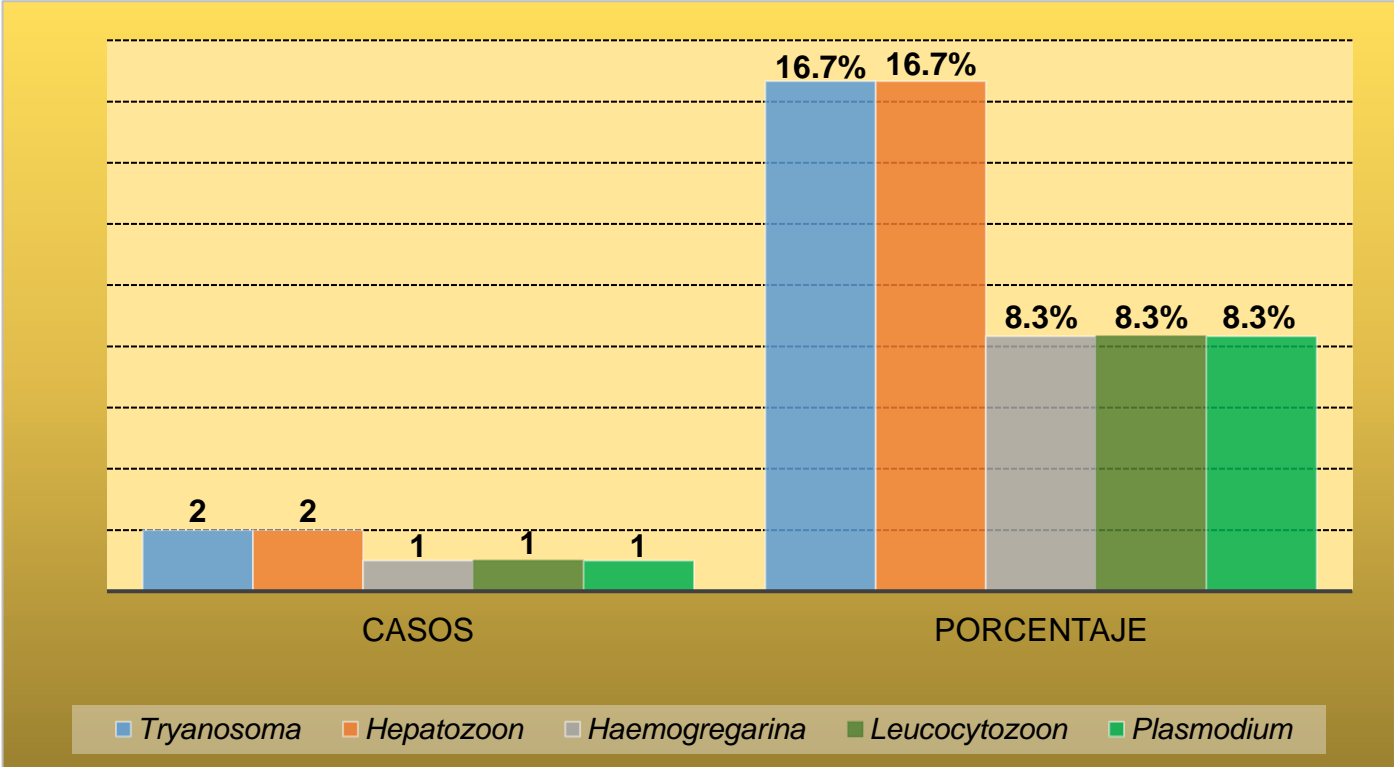
**Figura 5.** Positividad por zona de procedencia del ejemplar



**Figura 6.** Incidencia de hemoparásitos en serpientes analizadas

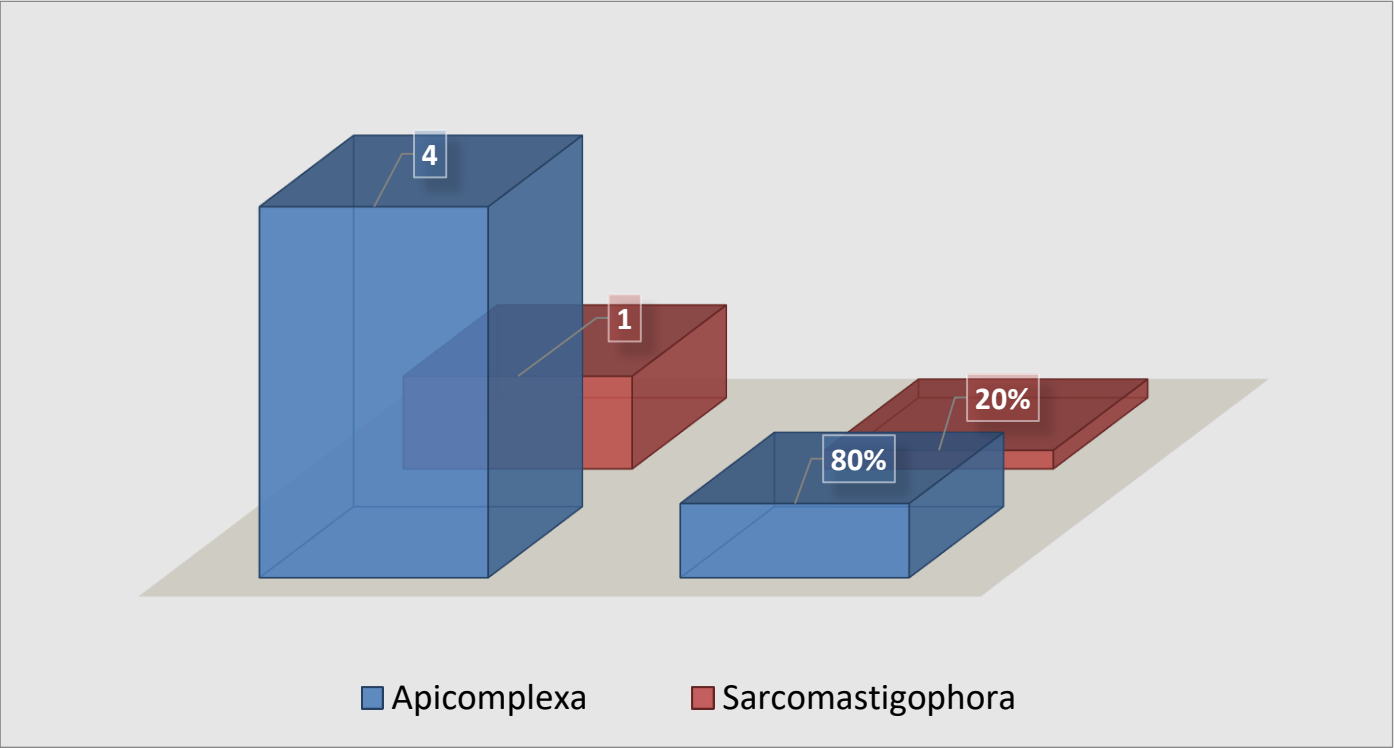


**Figura 7.** Porcentaje de cada género de parásito en sangre

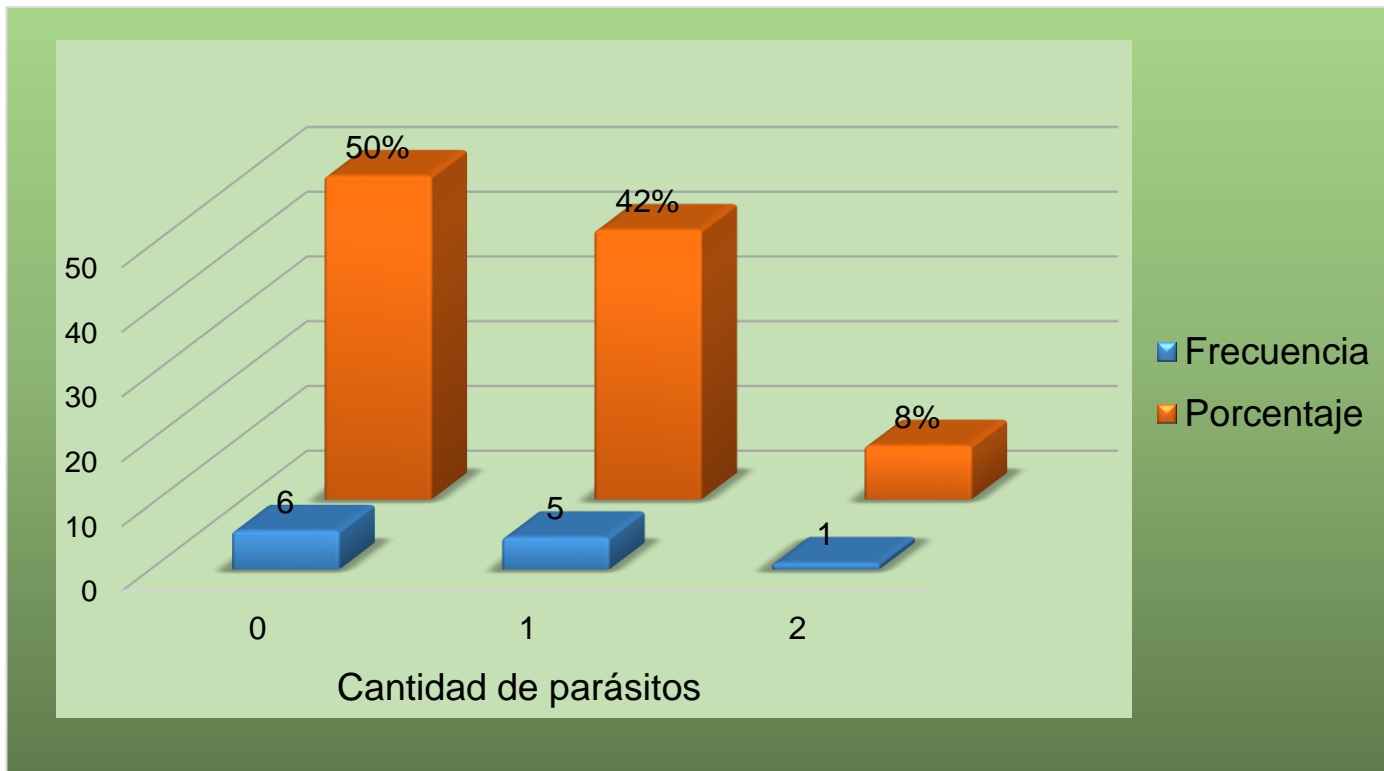




**Figura 8.** Porcentaje de los phylum presentes en sangre



**Figura 9.** Frecuencia absoluta y porcentual de hemoparásito por serpiente estudiada



## V. CONCLUSIONES

1. El 92% de la población de serpientes estudiadas y que se encuentran en el CEREO están parasitadas y el 8% de la misma no lo está.
2. Los géneros de parásitos más prevalentes fueron: *Entamoeba hartmanni* (46.2%); *Enteromonas* y *Balantidium* (26.9%); *Strongyloides*, *Chilomastix*, *Cyclospora* y *Oxyurus* (23.1%); *Uncinaria* e *Hymenolepis nana* (19.2%); *Hymenolepis diminuta* y *Entamoeba invadens* (15.4%); *Trichostrongylus* (11.5%); *Retortamonas* (7.7%); *Porocephalus*, *Eimeria*, *Giardia*, *Isospora* y *Cryptosporidium* (3.8%); los cuales hacen un total de 18 géneros de parásitos distintos.
3. Dentro de la categoría taxonómica de phylum, Sarcomastigophora es el que presenta el porcentaje más alto (33%); y los más bajos Pentastomida y Ciliophora 6%.
4. En un solo ejemplar se puede encontrar frecuentemente 3 y 4 parásitos del sistema digestivo distintos, ya que este tipo de eventos fue observado en el 23.1% de la población.

5. Todas las zonas de procedencia de los animales estudiado presentan altos índices de parasitosis que se ubican por encima del 50% de la población que los representa.
6. En relación al análisis sanguíneo, en el 50% de la población se observaron hemoparásitos.
7. Los hemoparásitos presentes dentro de la población parasitada son *Trypanosoma* (16.7%), *Hepatozoon* (16.7%), *Haemogregarina*, *Leucocytozoon* y *Plasmodium* (8.3%); siendo *Trypanosoma* y *Hepatozoon* los de mayor prevalencia.
8. El phylum Apicomplexa o Sporozoa es el de mayor prevalencia en la población estudiada presentando un 80%; mientras que el Sarcomastigophora solo en el 20% y siendo éste último representado por el subphylum Mastigophora.
9. La mayor frecuencia en cuanto a número de parásitos por ejemplar fue de 0 (negativos) presente en el 50% de la población seguido de la frecuencia 1 con un 42% y siendo la de más bajo porcentaje la de 1 observada en un 8%.

## **VI. RECOMENDACIONES**

1. Seguimiento del estado parasitológico de las serpientes por medio de estudios que permitan establecer cuantitativamente la carga parasitaria y sus variaciones en el tiempo.
2. Aplicación de técnicas moleculares para la identificación correcta de las especies y que permitan confirmar los diagnósticos realizados a través de técnicas parasitológicas por medio de la observación de placas al microscopio.
3. Estudios post mortem que permitan esclarecer las causas del fallecimiento de las serpientes y encontrar formas parasitarias como quistes tisulares y parásitos adultos, los cuales permitirán una descripción más detallada de la enfermedad y un diagnóstico más certero, lo cual permitirá la obtención de mayor información sobre la dinámica que se desarrolla entre el parásito y su hospedero.
4. Suministro constante y frecuente de ratones para la alimentación de las serpientes, que es de vital importancia para la supervivencia de los ejemplares que se estudian, los cuales representan fuente de información valiosa dentro de éste tema y otros que se deseen desarrollar posteriormente.

5. Estudio exhaustivo y minucioso de las muestras fecales de todas las serpientes estudiadas hasta la actualidad que permitan confirmar los parásitos ya diagnosticados y otros que pasaron por desapercibidos debido la baja carga parasitaria en las heces y sangre.
  
6. Búsqueda detalla y exhaustiva en sangre de parásitos que presentan baja parasitemia.
  
7. Realizar estudios sanguíneos de las serpientes que permitan comparar los valores sanguíneos de las que presentan hemoparásitos de las que no, así como una descripción del perfil hemático de cada uno de estos grupos.
  
8. Desarrollar estudios orientados a la descripción del desarrollo de los hemoparásitos en sangre, estudiándolas a través del tiempo y empleando mediciones cuantitativas de la morfología.

## VII. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- ADEGBULU, Y.T.; MOGAJI, H.O.; OLUWOLE, A.S.; ALABI, O.M.; ADENIRAN, A.A. & EKPO, U.F. 2015. A Preliminary Survey of Gastrointestinal Parasites of Animals in Federal University of Agriculture Abeokuta Zoological Park, Ogun State, Nigeria. *Journal of Biology, Agriculture and Health care*. 5 (11) 195-202.
- AGUILAR, R. 2008. Gusanos parásitos de fauna silvestre. Algunas formas de estudio. *Elementos* 72, pp. 55–61. Available in: <http://www.elementos.buap.mx/num72/pdf/55.pdf>.
- ÁLVAREZ, B.; ALCOCEBA, A.; FERNÁNDEZ, R.; HERVÁS, J. & CHACÓN, F. 2001. Criptosporidiosis en *Eublepharis macularius* y colúbridos (*Lampropeltis* y *Elaphe*). Estudio preliminar. 7ª Reunión Científica GMCAE. AVEPA. Murcia.
- ÁLVAREZ, B. & BEDIA, M. 2005. Alteraciones digestivas en ofidios. *Clin. Vet. Peq. Anim.*, 25(4): 249-254.
- ARROJO, L. 2002. Parásitos de animales silvestres en cautiverio en lima, Perú. *rev Perú Biol* 9: 118-120.
- ÁVILA, R.; MORAIS, D.; ANJOS, L.; ALMEIDA, W. & SILVA, R. 2013. Endoparasites infecting the semiaquatic coral snake *Micrurus surinamensis* (Squamata: Elapidae) in the southern amazonian region, Mato Grosso state, Brazil. *Braz. J. Biol.* vol. 73, no. 3, p. 645-647.

- AYALA, S.C. 1977. Malaria and haemogregarines from lizards of the Western Caribbean Islands of San Andrés and Providencia. *Rev. Inst. Med. Trop. São Paulo*. 17: 218-224.
- BELTRÁN-SAAVEDRA L.F.; BELDOMENICO, M. & GONZALES J.L. 2009. Estudio coproparasitológico de mamíferos silvestres en cautiverio con destino a relocación en Santa Cruz, Bolivia. *Veterinaria Zootecnia*, 3(1), 51-60.
- BOTERO, D. & RESTREPO, M. 1998. *Parasitosis humanas*. Corporación para investigaciones biológicas. 2era edición. Medellín, Colombia. 462 pág.
- BOTERO, D. & RESTREPO, M. 2003. *Parasitosis Humanas*. Editorial Corporacion para investigaciones biológicas (CIB). 4ta edición. Medellín, Colombia. 507 pág.
- BOWMAN, D.D. 2011. *Georgis. Parasitología para veterinarios*. Barcelona: Elsevier.
- BOWMAN, D.D.; LYNN, R.C. & EBERHARD, M.L. 2004. *Parasitología para veterinarios*. 8va edición. Editorial Elsevier. Madrid, España. 440 pág.
- BROTONS, N. & MARTÍNEZ, A. 2001. *Patología de Reptiles*. *Canis et Felis*, 9.
- BROWN, H.; NEVA, F; FOLCH, R. & DE LA GARZA, V. 1985. Nueva editorial interamericana S. A. de C. V. México D. F. 360 pág
- CAMPBELL, N. LAWRENCE, M. & JANE, R. 2001. *Biología: conceptos y relaciones*. 3era edición. Editor Pearson Educación. México. 809 pág.



- CAMPBELL, T.W. 1996. Tomado de BRUSTIN, P. 2008.  
 Hemoparasites. In: Mader DR. Reptile Medicine and Surgery. Philadelphia:  
 W.B. Saunders, 1996. p. 379-381.  
<http://www.ebah.com.br/content/ABAAAoBsAl/mestrado-prevalencia-hepatozoon-spp-serpentes-caracterizacao-morfologica-morfometrica-molecular-hepatozoon-spp>.
- CÁRDENAS, J.; CISNEROS, Y.; ESCOBAR, E.; YARLEQUÉ, A. & GUTIÉRREZ, S. 2004. Acción antibacteriana de venenos de serpientes e identificación del componente bioactivo. Available in:  
[www.unmsm.edu.pe/biologia/reunio/csr15.htm](http://www.unmsm.edu.pe/biologia/reunio/csr15.htm)
- CASTAÑEDA, E. 2011. Determinación de la prevalencia y reinfestación de entero-parásitos en reptiles y aves silvestres del zoológico de Quito en Guayllabamba. Quito. Tesis de Grado, Ecuador. Available in:  
<http://dspace.udla.edu.ec/bitstream/33000/2806/8/UDLA-EC-TMVZ-2011-10.pdf>
- CHÁVEZ, L.; SERRANO, E.; TANTALEÁN, M.; QUISPE, M.; CASAS, G. 2015. Parásitos Gastrointestinales en Reptiles en Cautiverio en Lima Metropolitana. Revista de Investigaciones Veterinarias del Perú, 127-134. Recuperado de <http://dx.doi.org/10.15381/rivep.v26i1.10909>
- CHINNADURAI, S. & DEVOE, R. 2009. Selected infectious diseases of reptiles. Vet Clin Exot Anim 12: 583-596. doi: 10.1016/j.cvex.2009.06.008.
- CORDERO, M. & ROJO, F. 1999. Relaciones parásito-hospedador. Parasitología veterinaria. Ed. MacGraw Hill, España, 142-183.

- CRUZ, A. & CAMARGO, B. 2001. Glosario de términos en parasitología y ciencias afines. Editorial Plaza y Valdés, s. a. de c. v. 1era edición. 347 páginas.
- DE BOSSCHERE, H. & ROELS, S. 1999. *Balantidium* sp and *Nyctotherus* sp: two common members of the digestive tract flora in Mediterranean tortoises. Available in: <http://www.tortoisetrust.org/articles/balantidium.html>
- DE LA NAVARRE, B. 2009. Common parasitic diseases of reptiles and amphibians, Canadian Vet. [WWW.K2publishing.ca](http://WWW.K2publishing.ca)
- DODD, C. 1986. Importation of live snakes and snake products into the united states, 1977-1983. *Herpetological review* 17:76-79.
- DRABICK, J. 1987. Pentastomiasis. *Rev Inf Dis* 9: 1087-1090.
- FERNANDEZ, M.P. & ARTIGAS, P.T. 1975. *Kalicephalus subulatus* Molin, 1961 (Nematode, Diaphanocephalidae). Confirmação desta espécie; informações sobre sua dispersão geográfica e enumeração de serpentes parasitadas. *Mem. Inst. Butantan* 39: 103-121.
- FIEL, C.; STEFFAN, P.; & FERREYRA, D. 2011. Diagnóstico de las parasitosis más frecuentes de los rumiantes: técnicas de diagnóstico e interpretación de resultados. Buenos Aires: Tandil.
- FIGUEIROA, M.; BIANQUE, A.; DOWELL, M., ALVES, R. & EVÊNCIO, A. 2001. Perfil Coproparasitológico de mamíferos silvestres en cautiverio en el estado de Pernambuco, Brasil. *Parasitología al día*, 121-125.
- FONTANILLAS, P.; GARCÍA, J. & GASPAR, S. 1999. Los reptiles: biología, comportamiento y patología. Ediciones Mundi-Prensa. España. 141 pp.

- FRANCO, E. 2006. Incidencia de Endoparásitos en Iguanas Verdes Silvestres y en Cautiverio. Tesis de Grado, Universidad de Panamá.
- FREDES, F. & RAFFO, E. 2005. Hallazgo de *Raillietiella sp.* en culebra chilena de cola larga (*Philodryas chamissonis*) de un Zoológico de la Región Metropolitana. Parasitol Latinoam 60: 189-191.
- GABRIE, J.; RUEDA, M.; CANALES, M. & SÁNCHEZ, A. 2012. Utilidad del método Kato-Katz para diagnóstico de Uncinariasis: experiencia en una zona rural de Honduras, 2011. Revista Médica Honduras. (80) 3: 96-101.
- GÁLLEGO, J. 2006. Manual de Parasitología. Morfología y biología de los parásitos de interés sanitario. Barcelona: Universitat Barcelona.
- GÁMEZ, S.; OSORIO, D.; PEÑAFLORES, C.; GARCÍA, A. & RAMÍREZ, J. 2006. Identificación de parásitos y epibiontes de la tortuga Golfina (*Lepidochelys olivacea*) que arribó a playas de Michoacán y Oaxaca, México. Veterinaria México.37 (4): p. 431-440
- GÁRATE, I.; NAUPAY, A.; SUYO, B.; COLQUICHAGUA, H.; RODRÍGUEZ, E. & YARLEQUÉ, A. 2007. Identificación de *Porocephalus stilessii* (Pentastomida) en la serpiente peruana *Lachesis muta*. Rev Inv Vet Peru 18: 89-93.
- GARCÍA, D. 2011. Parásitos en los digestivos y sanguíneos de 2 géneros de boas, 1 *Python regius* y 15 colubridos mantenidos en la cuarentena del centro para investigaciones y respuestas en ofidiología (CEREO). Tesis de Grado, Universidad de Panamá.

- GARCÍA, V. 2013. Frecuencia de parásitos de reptiles en cautiverio en diferentes colecciones del estado de Morelos. Instituto de Ciencias Agropecuarias, Universidad Autónoma del Estado de Hidalgo, Cuernavaca, México. Tesis de Grado. Pp. 75.
- GEIMAN, Q. & RATCLIFFE, H. 1936. Morpholgy and life cycle of an amoeba producing in reptiles. *Parasitology*. 28. pp208-228.
- GIRARD, R. 2003. Manual de Parasitología. II edición. Honduras. 141 págs.
- GÓMEZ, L. & SÁNCHEZ, L. 2007. *Kalicephalus subulatus* Molin, 1861, (nematoda: Diaphanocephalidae) en *Boa constrictor* Linnaeus, 1758. (Reptilia, Boidae) de Perú. *Neot. Helmint.* 1(2): 105-108.
- GONZÁLEZ, D.; DURÁN, F. & CEDEÑO, J. 2014. Helmintos parásitos de *Boa constrictor* (Serpentes: Boidae) en el sur de Quintana Roo, México. *Revista Mexicana de Biodiversidad* 85: 831-837.
- GREINER, E. & MADER, D. 2001. Parasitology. In: Mader DR (ed). *Reptile medicine and surgery*. St Louis: Saunders. p 343-364.
- HARRIS, D.J.; MAIA, J.P. & PERERA, A. 2011. Molecular characterization of Hepatozoon species in reptiles from the Seychelles. *Journal of Parasitology*, 97, 106–110. DOI: 10.1645/GE-2470.1
- HENDRIX, C. & BLAGBURN, B. 1988. Reptilian Pentastomiasis: a possible emerging zoonoses. *Comp Cont Educ Pract Vet* 10: 46-50.
- JACOBSON, E.R. 2007. Parasites and parasitic diseases of reptiles. En: Jacobson, E. R. (ed.), *Infectious diseases and pathology of reptiles*. Taylor and Francis, pp. 590–592.

- KHATUN, M.; BEGUM, N.; MAMUN, M.; MONDAL, M. & SHAKIF-UL-AZAM, M. 2014. Coprological study of gastrointestinal parasites of captive animals at Rangpur Recreational Garden and Zoo in Bangladesh. *Journal of Threatened Taxa* 6(8): 6142–6147. Available in: <http://dx.doi.org/10.11609/JoTT.o3093.6142-7>
- KHEYSIN, Y.M. 2013. *Life Cycle of Coccidia of Domestic Animals*. Elsevier. 276 pág.
- KLINGENBERG, R. 1998. Anorexia in reptiles. *Proc 12th fHS Captive Propagation/husbandry*. 109-122.
- LADA, D. & BRETISLAV, J. 2000. Description of *eimeria motelo* sp. n. (apicomplexa: eimeriidae) from the yellow footed tortoises, *geochelone denticulata* (chelonina: testudinidae), and replacement of *eimeria carinii* lainson, costa & shaw, 1990 by *eimeria lainsoni* nom. nov. *Mem Inst Oswaldo Cruz, Rio de Janeiro*, Vol. 95(6): 829-832.
- LANE, T. & MADER, D.R. 1996. *Parasitology: Reptile Medicine and Surgery*. Philadelphia: W. B. Saunders. US. p. Vol. 16. Pp. 185 – 203.
- LEE, J. 1996. *The amphibians and reptiles of the yucatán peninsula*. cornell university press, ithaca. 500 p.
- LEVINE N.D. (Ed.) 1988. *The protozoan phylum Apicomplexa*. CRC Press, Boca Raton, Florida, 224 pp.
- LIU, D. 2012. *Molecular Detection of Human Parasitic Pathogens*. CRC Press p. 895.

- LOMONTE, B. 2012. Venenos de serpiente: de la investigación al tratamiento. *Acta médica costarricense*, vol. 54, núm. 2. pp. 86-96.
- LUNASCHI, L. & DRAGO, F. 2010. Platyhelminthes, Trematoda, Digenea Carus, 1863: Distribution extension in Argentina and new Anura and Ophidia hosts. *Check List Journal of species lists and distribution*. Vol 6 (3) 447-450.
- LYNCH, J.D. 2012. El contexto de las serpientes de Colombia con un análisis de las amenazas en contra de su conservación. Available in: [http://www.scielo.org.co/scielo.php?pid=S037039082012000300009&script=sci\\_arttext](http://www.scielo.org.co/scielo.php?pid=S037039082012000300009&script=sci_arttext)
- MADER, D.R. 1993. Cryptosporidiosis in reptiles. *Proc. TNAVC Orlando*. 16-21.
- MADER, D.R. 1996. *Reptile Medicine and Surgery*. (1ra. ed). Elsevier. Canada. 1264 pág.
- MAIA, J.P.; HARRIS, D.J., CARRANZA, S. & GÓMEZ-DÍAZ, E. 2014. A comparison of multiple methods for estimating parasitemia of hemogregarine hemoparasites (Apicomplexa: Adeleorina) and its application for studying infection in natural populations. *PloS One*, 9(4), e95010.
- MALKIN, B. 1958. Cora ethnozoology, herpetological knowledge: a bio-ecological and cross cultural approach. *Anthropological quarterly* 31:73-89.
- MARTÍNEZ, F.A.; TROIANO, J.C.; AÑASCO, L.; FESCINA, N. & JARA, D.N. 2000. Infestación por ninfas de Pentastómidos del género *Porocephalus*

(Humboldt, 1811) en *Hydrodinastes Gigas* (Ophidia, Colubridae). *Analecta Veterinaria*. 20,1: 39 – 42.

- MARTÍNEZ, A. 2007. Parásitos digestivos en reptiles. ARGOS, informativo veterinario. 88. 48-49.
- MARTÍNEZ F.A.; BINDA, J.L.; LAFFONT, G. & RODRÍGUEZ, M. 2010. Parasitosis más frecuentes en Felinos Silvestres. *Veterinaria Argentina*, 1-6.
- MONTALI, R. 1999. Important aspects of zoonotic diseases in zoo and wildlife species. *Verh Ber Erkrz Zootiere* 39: 149-155.
- MORAND, S. 2015. (macro-) Evolutionary ecology of parasite diversity: From determinants of parasite species richness to host diversification. *International Journal for Parasitology: Parasites and Wildlife*. Vol 4 (1): 80–87.
- MURRAY, P.; ROSENTHAL, K. & PFALLER, M. 2006. *Microbiología Médica*. Elsevier España p. 976.
- NEGRONI, M. 2009. *Microbiología estomatológica*. Editorial médica panamericana. 2da edición. Buenos Aires, Argentina. 656 pag.
- O'DWYER, L.H.; MOÇO, T.C.; PADUAN, K.S.; DOS SANTOS, P.K.; SPENASSATTO, C.; DA SILVA R.J. & RIBOLLA P.E.M. 2013. Description of three new species of Hepatozoon (Apicomplexa, Hepatozoidae) from Rattlesnakes (*Crotalus durissus terrificus*) based on molecular, morphometric and morphologic characters. *Experimental Parasitology*, 135, 200–207. DOI: 10.1016/j.exppara.2013.06.019.

- Organización Mundial de la Salud. 1992. Métodos básicos de laboratorio en parasitología médica. Suiza (Ginebra). 116 pág.
- OSORIO, S. 2005. Helmintos parásitos (macroparásitos) de animales domésticos y silvestres. UNAM. México.
- OYOLA, N.I.; TORRES, G.A.; RÍOS, L.A. & ZAPATA, M.A. 2012. Parásitos intestinales en fauna exótica y silvestre del zoológico Santa Fe, Medellín Colombia. CIENCIACTUAL Vol. 1 (2): 13-22. Available in: <https://es.calameo.com/read/000217175bde2c9141d7c>
- PANAYOTOVA-PENCHEVA, M. S. 2013. Parasites in Captive Animals: A Review of Studies in some European zoos. ELSEVIER, 60-71.
- PEDERSEN, A.B.; JONES, K.E.; NUNN, C.L. & ALTIZER, S. 2007. Infectious diseases and extinction risk in wild animals. Conservation Biology, 21, 1269–1279. DOI: 10.1111/j.1523-1739.2007.00776.x
- PÉREZ, G. & GARCÍA, L. 2001. Los parásitos en el contexto de la biodiversidad y la conservación. Biodiversitas 6:11-14.
- PÉREZ, T. 2012. Endoparasitismo digestivo en 6 especies de vipéridos mantenidas en el CEREO. Escuela de Biología. Tesis de Grado, Universidad de Panamá.
- POULIN, R. 1999. The functional importance of parasites in animal communities: many roles at many levels? International Journal for Parasitology, 29(6), 903-914.
- PURSALL, B. 2006. Manuales del terrario tortugas terrestres mediterráneas. 1ra Edición. Editorial Hispano Europea. España. 96 pág.



- QUINTERO, I. 2017. Parásitos en los sistemas digestivo y sanguíneo en ejemplares de la familia Viperidae capturados por Minera Panamá S.A., Distrito de Donoso, Provincia de Colón. Tesis de Grado, Universidad de Panamá.
- QUIROZ, H. 1990. Parasitología. Editorial Limusa, S. A. México. 876 pág.
- RADHAKRISHNAN, S.; KURUP S.P. & BANERJEE, P.S. 2009. Endoparasitism in Captive Wild-Caught Snakes Indigenous to Kerala, India S. Zoo Biology 28:253–258.
- RAHMAN, S.; DEY, A.; KUNDU, U. & BEGUM, N. 2014. Investigation of gastrointestinal parasites of herbivores at Dhaka National Zoological Garden of Bangladesh. Bangladesh Agricultural University. 12(1): 79–85.
- RAITI, P. 1995. Veterinary Care of Common Kingsnake, *Lampropeltis getula*. BullARAV. 5(1):11-18.
- RAMALLO, G. 2005. Primer registro de *Kalicephalus costatus* (Nematoda, Diaphanocephalidae) parásito de *Liophis miliaris semiaureus* (Serpentes, Colubridae) de la provincia de Entre Ríos, Argentina. Cuad. herpetol., 19 (1): 53-56.
- RATAJ, A.; KNIFIC, R.; VLAHOVIC, K.; MAVRI, U. & DOVC, A. 2011. Parasites in pet reptiles. Journal Acta Veterinaria Scandinavica. 55:33. Available in: <http://www.actavetscand.com/content/53/1/33>
- RIBEIRO-BARBOSA, A.; SILVA, H.; H. NEVES-DE ALBUQUERQUE & MOTA-RIBEIRO, I.A. 2006. Contribuição ao estudo parasitológico de

jibóias, *Boa constrictor constrictor* Linnaeus, 1758, em cativeiro. *Revista de Biología e Ciências da Terra* 6:1-19.

- RINALDI, L.; MIHALCA, A.D.; CIRILLO, R.; MAURELLI, M. P.; MONTESANO, M.; CAPASSO, M.; CRINGOLI, G. 2012. FLOTAC can detect parasitic and pseudoparasitic elements in reptiles. *Journal Experimental Parasitology* (130), 282-284.
- ROCA, V. 2014. Aproximación al conocimiento de la fauna de parásitos intestinales de *Gallotia bravoana*. Recuperado de [http://www.herpetologica.org/BAHE/BAHE23\(1\)\\_HNat20.pdf](http://www.herpetologica.org/BAHE/BAHE23(1)_HNat20.pdf)
- ROBERTS, S. & JANOVY, J. 2000. *Foundations of parasitology*. sixth edition. Editorial Macgraw-Hill higher education. 647 pág.
- RODRÍGUEZ, M.E. 2015. Identificación de parásitos intestinales presentes en reptiles en cautiverio en dos centros de manejo de fauna silvestre. Tesis de Grado, Ecuador.
- ROMERO, R. 2007. *Microbiología y parasitología humana / Microbiology and Human Parasitology: Bases etiologicas de las enfermedades infecciosas y parasitarias / cupEtiological Basis of Infectious and Parasitic Diseases* (Vol. 26). Ed. Médica Panamericana.
- RUIZ, V.A. & GUILLÉN, S.M. 2006. *Tratado SEIMC de enfermedades infecciosas y microbiología clínica*. Ed. Médica Panamericana.
- SÁNCHEZ, N.; TANTALEÁN, M.; RICHARDS, R. & GÁLVEZ, H. 2004. Parásitos helmintos en *boa constrictor*, *epicrates cenchria* y *corallus caninus* (ophidia: boidae) criadas en cautiverio. *Rev Inv Vet Perú* 15: 166-169.

- SCHUSTER, F.; & RAMÍREZ, L. 2008. Current World Status of *Balantidium coli*. University of California Medical Center.21 (4): 626–638.
- SIERRA, M. & PÉREZ, B. 2001. Serpientes exóticas: nueva moda, nueva urgencia. Medicina intensiva. vol. 25. nº 2. España. Available in: <http://db.doyma.es>.
- SILVA, R.J.; PORTELA, R.C. & SANTOS, F.J.M. 2006. *Coralus caninus* Serpentes, Boidae: A new host for *Ophiotaenia spp.* Cestoda, Proteocephalidae. Arq. Bras. Med. Vet. Zoot. 58(5): 961-963.
- SMITH, T.G. 1996. The genus Hepatozoon (Apicomplexa: Adeleina). Journal of Parasitology, 84, 565–585.
- SOUZA, J.; DA SILVA, A.; PRADO, A.; ANTUNES, C.; CORONATO, B.; BANDEIRA, M.; CORTEZ, V.; DA SILVA, V.; MÁZ, L. & MELGAREJO, A.; PEREIRA, O. 2014. Parasitological and immunological diagnoses from feces of captive-bred snakes at Vital Brazil Institute. Braz. J. Vet. Parasitol., Jaboticabal, v. 23, n. 2, p. 123-128, abr.-jun. 2014. Available in: <http://www.scielo.br/pdf/rbpv/2014nahead/0103-846X-rbpv-S198429612014032.pdf>
- TANTALEÁN, M. & GOZALO, A. 1985. Parásitos de *Bothrops atrox* (Viperidae) de la Amazonia peruana. AMVEAP 20: 11-12.
- TANTALEÁN, M. 1998. Nuevos registros de nematodes parásitos de animales de vida silvestre en el Perú. Rev Peru Biol 5: 103-104.

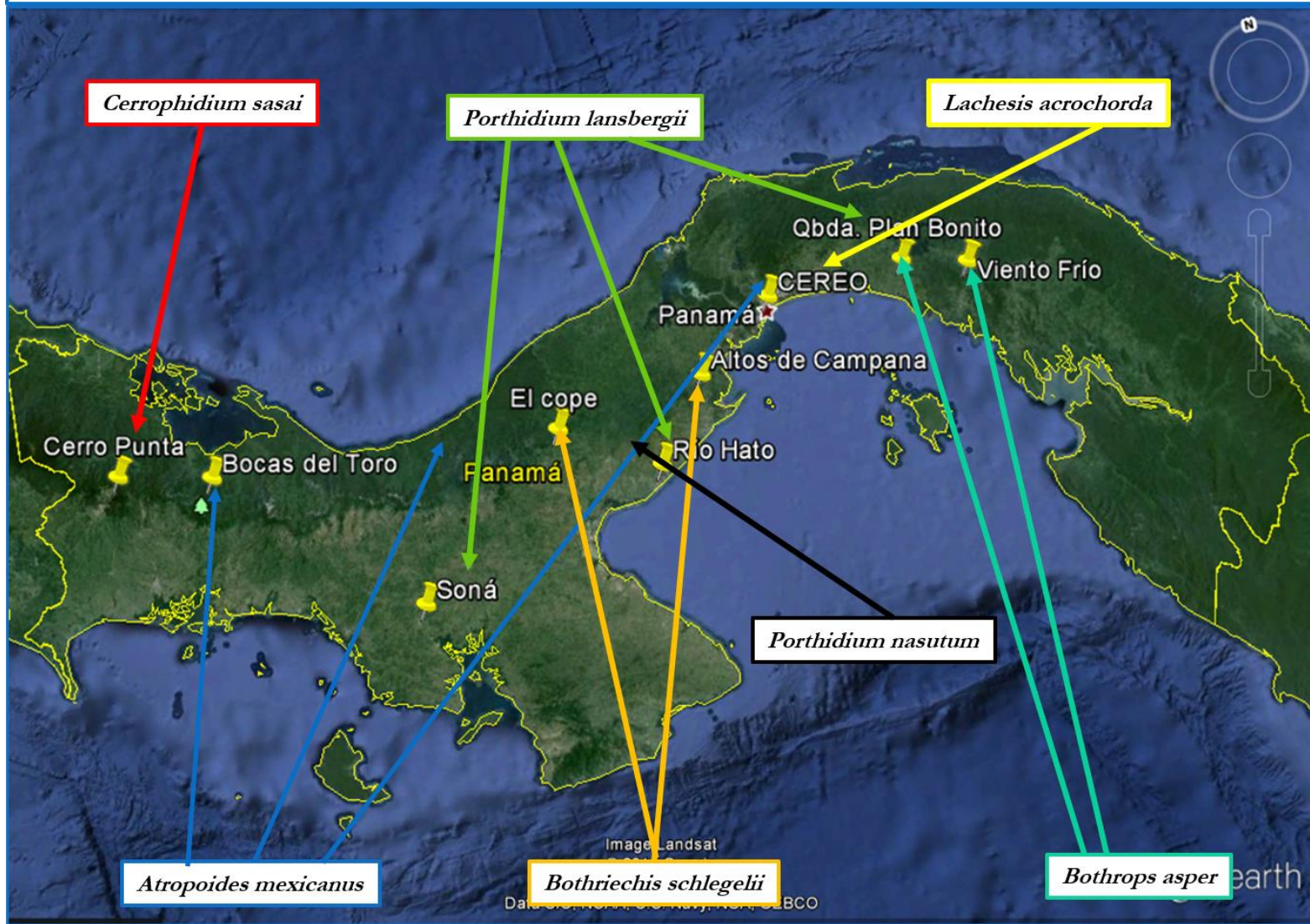
- TANTALEÁN, M. & MICHAUD, C. 2005. Huéspedes definitivos de *spirometra mansonoides* (cestoda, diphyllbothriidae) en Perú. *rev Perú Biol* 12: 153-157. doi: 10.15381/rpb.v12i1.2370.
- TELFORD S.R. Jr. 1984. Haemoparasites of reptiles. In: (Eds. G.L. Hoff, Frye F.L. and E.R. Jacobson) *Diseases of amphibians and reptiles*. Plenum Press, New York, 385–517.
- TELFORD, S.R. JR. 2009. *Hemoparasites of the Reptilia: Color atlas and text*. CRC Press, Taylor and Francis Group, Boca Raton, Florida, 394 pp.
- TERÁN, M.C.; ESTRADA, M. & PUENTE, M. 2014. Prevalencia endoparasitaria de serpientes *Bothrops asper* (Garman, 1884) y *Bothrops atrox* (Linnaeus, 1758) en condiciones de cautividad en el Ecuador. *REMCB* 35 pp. 93-98.
- THATCHER, V.E. 1964. Estudios sobre los tremátodos de reptiles de Tabasco, México: Lista de huéspedes y sus parásitos. *Anales de la Escuela Nacional de Ciencias Biológicas*, 13:91–96.
- THAWAIT, V.; MAITI, S. & DIXIT, A. 2014. Prevalence of gastro-intestinal parasites in captive wild animals of Nandan Van Zoo, Raipur, Chhattisgarh , 7(7): 448-451.
- UBELAKER, J.E. & YOUNUS, M. 1965. A new nematode, *Cruzia tropidodipsi*, parasitic in the snake *Tropidodipsas fasciata*. *Transactions of the Kansas Academy of Science*, 82(1):194-197.
- UCROS. 2009. *Guías de pediatría práctica basadas evidencia/ Practice Pediatrics Guides based in evidence*. Ed. Médica Panamericana.

- URRIOLA, Y. & MACK, M. 2010. Parasitismo digestivo y sanguíneo en las *Bothrops asper* ingresadas a la Cuarentena para ofidios en la Universidad de Panamá. Tesis de Grado, Universidad de Panamá.
- VÁSQUEZ, J. 2012. Determinación de protozoos intestinales en ejemplares de *Bothrops asper* mantenidas en el Centro para Investigaciones y Respuestas en Ofidismo (CEREO). Facultad de Ciencias Naturales Exactas y Tecnología. Tesis de Grado, Universidad de Panamá.
- VILLALOBOS, F.; TRONCOSO, I.; LOYOLA, E.; ROBLES, A.; AGUILAR, J.; FERNÁNDEZ, I. & LUZIO, A. 2014. Determinación coproscópica de formas parasitarias en heces de ofidios: *Boa constrictor* y *Python regius*. Revista Científica FCV-LUZ. Vol XXIV, N° 5, 454-457.
- WISNIVESKY, C. 2003. Ecología y epidemiología de las infecciones parasitarias. Editorial Libro Universitario Regional. Costa Rica. 398 pág.
- WOLF, D.; VRHOVEC, M.G.; FAILING, K.; ROSSIER, C.; HERMOSILLA, C. & PANTCHEV, N. 2014. Diagnosis of Gastrointestinal Parasites in Reptiles: comparison of two coprological methods. Acta Veterinaria Scandinavica, 1-13.
- WOZNIAK, E.J.; KAZACOS, K.R.; TELFORD, S.R. Jr. & MCLAUGHLIN, G.L. 1996. Characterization of the clinical and anatomical pathological changes associated with *Hepatozoon mocassini* infections in unnatural reptilian hosts. International Journal for Parasitology 26:141–146. Crossref, PubMed, Google Scholar.

- YARTO J.E. 2011. Alojamiento y problemas relacionados en reptiles: quemaduras, problemas digestivos y respiratorios. Available in: <http://www.congreso.laveccs.org/res2011/Alojamiento%20y%20problemas%20relacionados%20en%20reptiles.pdf>
- ZAVALETA, A. 2004. Mordedura de serpiente (ofidismo): un problema de salud en el Perú. Rev. Méd. Hered 15(2):61-63.

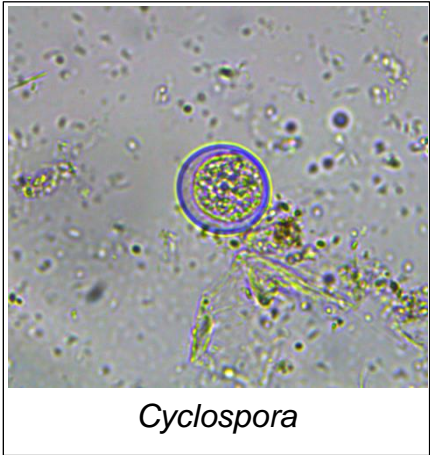
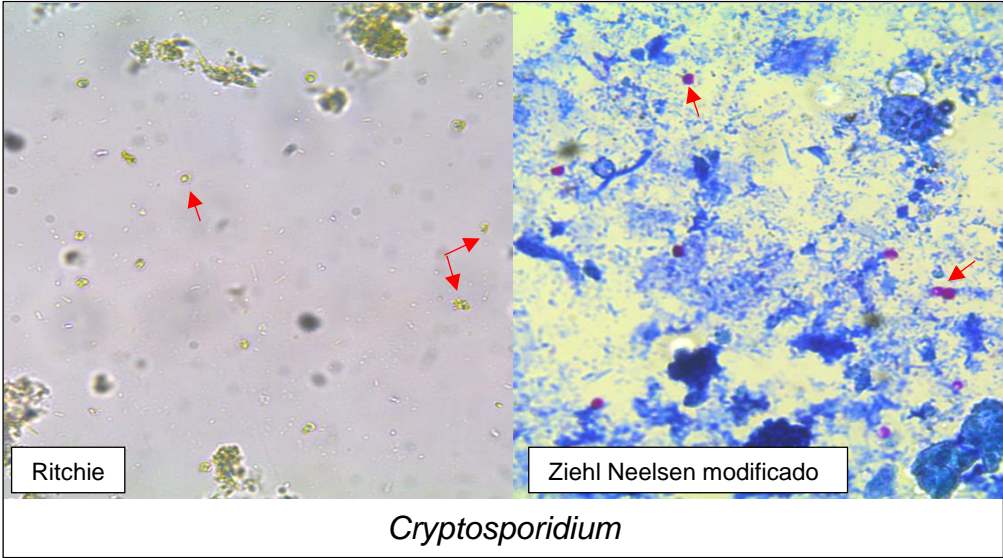
Anexo

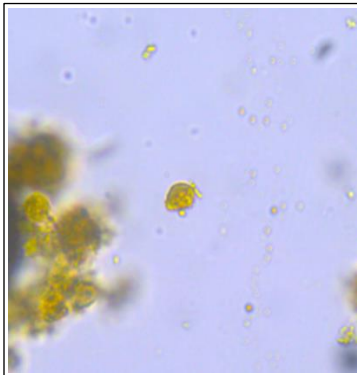
# PROCEDENCIA DE LOS OFIDIOS ESTUDIADOS





Parásitos observados en heces y su estadío

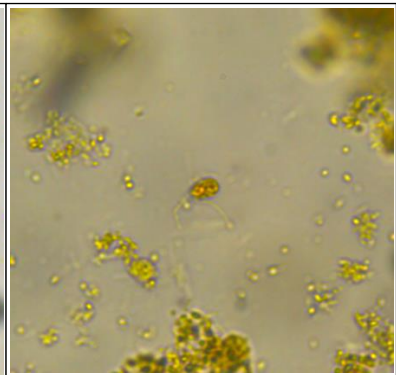




*Chilomastix*



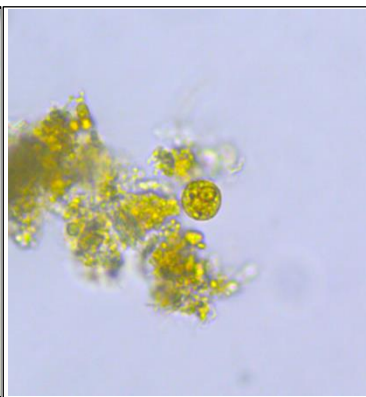
*Enteromonas*



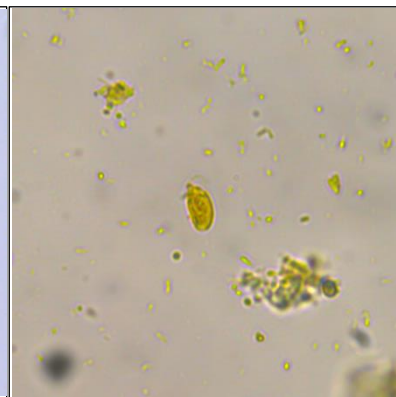
*Retortamonas*



*Entamoeba invadens*



*Entamoeba hartmanni*



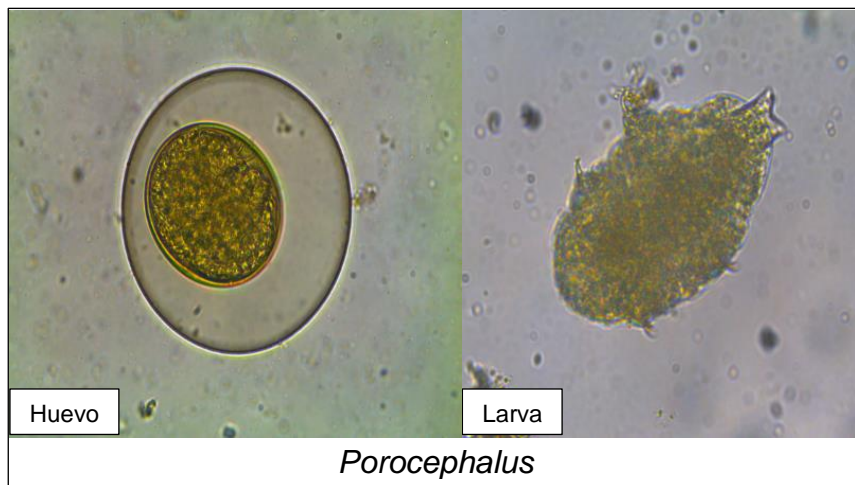
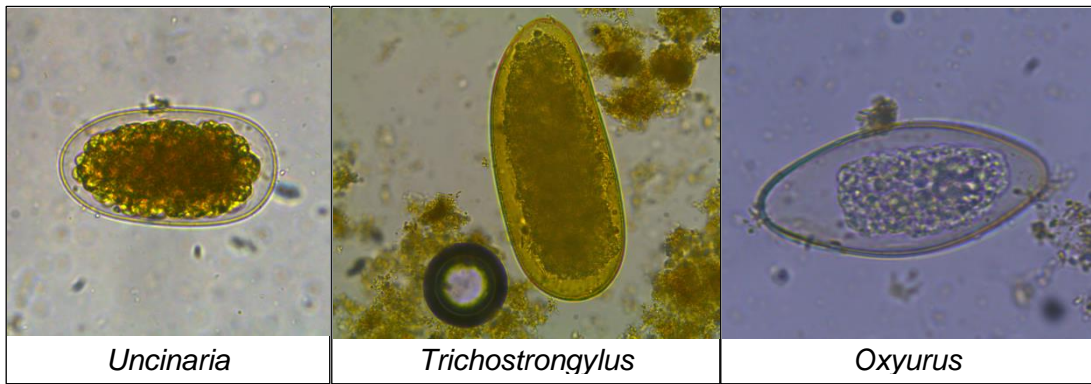
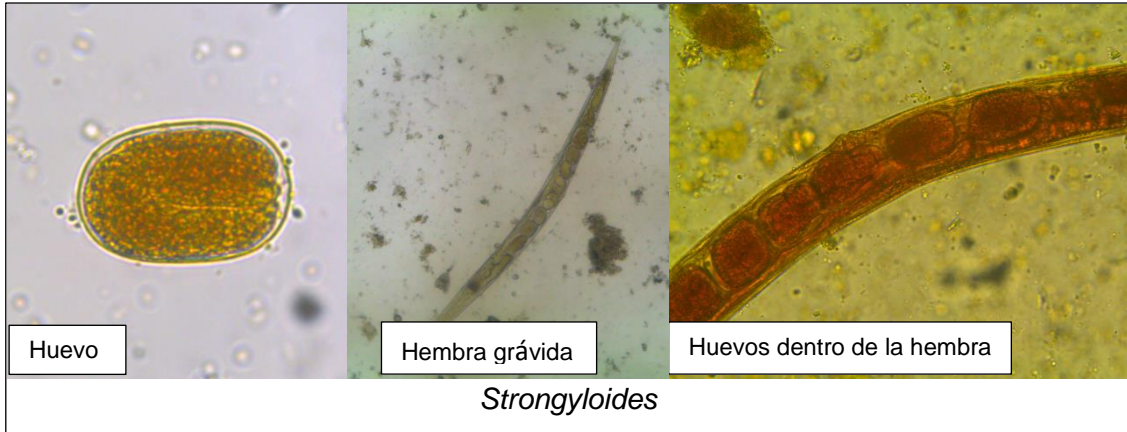
*Giardia*



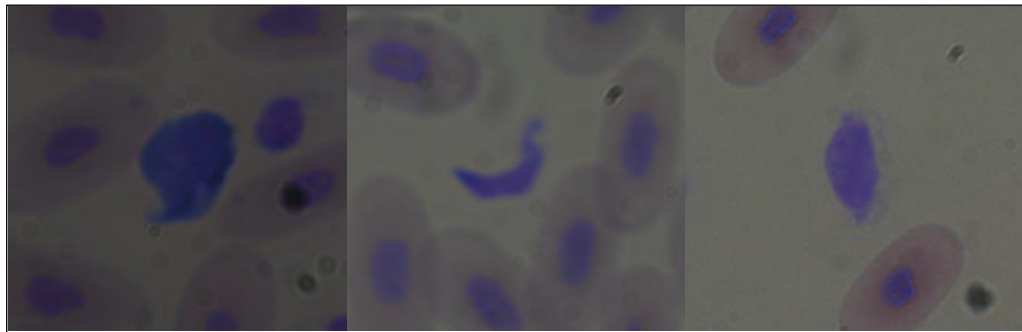
*Hymenolepis nana*



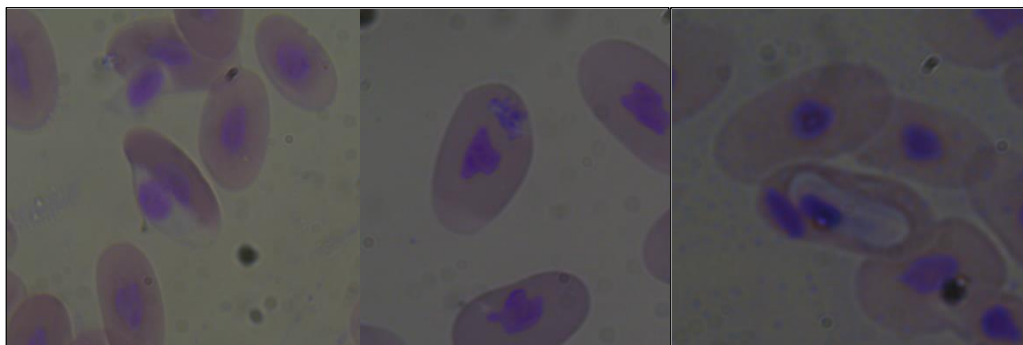
*Hymenolepis diminuta*



Parásitos observados en sangre

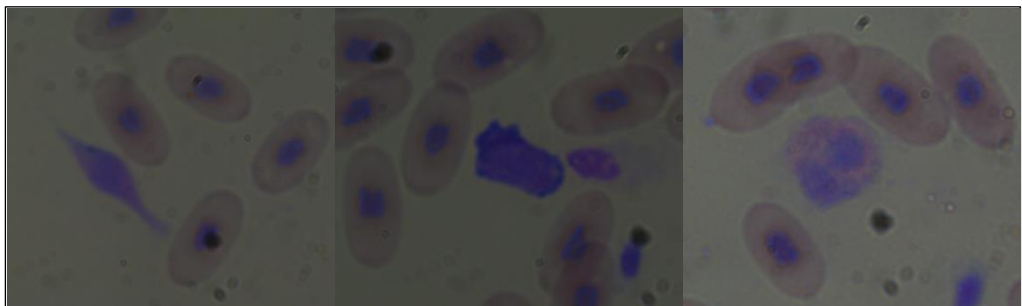


*Trypanosoma*

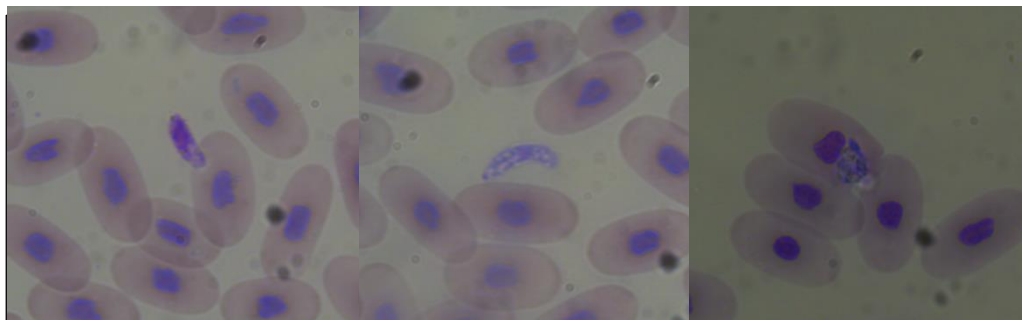


*Hepatozoon*

*Haemoqregarina*



*Leucocytozoon*



*Plasmodium*