



PROSPECCIÓN ENDOPARASITOLÓGICA EN SIETE ESPECIES DE VIPÉRIDOS EN CAUTIVERIO, PANAMÁ.

Elisabet R. Cunningham Sánchez¹, Nivia J. Ríos-Carrera^{1,2}, Marcelo, Mack², Víctor Martínez-Cortés²

¹ Universidad de Panamá, Departamento de Microbiología y Parasitología, Escuela de Biología. cunninghanelizabeth@gmail.com  toxogondii@gmail.com 

² Universidad de Panamá, Centro para Investigaciones y Respuestas en Ofidiología (CEREO), Escuela de Biología. marmack24@gmail.com  pvmartinez@gmail.com 

RESUMEN

Estudios de animales silvestres en cautiverio muestran que estos pueden albergar diversos grupos parasitarios que pueden afectar su salud. En la presente investigación se examinó el material fecal de 26 serpientes de la familia Viperidae, mantenidas en cautiverio en el CEREO, Universidad de Panamá, aplicando las siguientes técnicas: Concentración Parasitaria (Ritchie y Willis Moloy), Recuento y Confirmación de helmintos (Kato Kats), y tinciones de Ziehl Neelsen, y Giemsa, para confirmación de especies de coccidios y hematozoarios respectivamente; con la finalidad de determinar los parásitos de los sistemas digestivos y sanguíneos que estos especímenes albergaban.

Los resultados revelan que 92% (24/26) de la población presenta alguna forma (estadio) parasitario. La composición de la diversidad parasítica que exhiben los ejemplares positivos está conformada por *Entamoeba hartmanni* 46.2% (12/26); *Enteromonas*, y *Balantidium*, ambos con 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).

PALABRAS CLAVES

serpientes, vipéridos, enteroparásitos, comensal, hemoparásitos.

ENDOPARASITOLOGICAL PROSPECTION IN SEVEN SPECIES OF VIPERIDS IN CAPTIVITY, PANAMA.

ABSTRACT

Studies of wild animals in captivity show that they can harbor various parasitic groups that can affect their health. In the present investigation, the fecal material of 26 snakes of the Viperidae family, kept in captivity at the CEREQ, University of Panama, were examined by applying the following techniques: Parasite Concentration (Ritchie and Willis Moloy), Helminth Count and Confirmation (Kato Kats) and Ziehl Neelsen and Giemsa stains, for confirmation of coccidial and hematozoan species respectively; to determine the digestive and blood parasites that these specimens harbored.

The results revealed that 92% (24/26) of the population had some form (stage) of parasites. The composition of parasitic diversity exhibited by the positive specimens consisted of *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).

Blood analysis shows that 50% (6/12) of the population is infected by some species of hematozoa, with the *Trypanosoma* and *Hepatozoon* genera being the most prevalent with 16.7% (2/12), followed by *Haemogregarina*, *Leucocytozoon* and *Plasmodium* with 8.3% (1/12).

KEY WORDS

snakes, viperids, endoparasites, hemoparasites, commensals.

INTRODUCCIÓN

La mayoría de los animales alberga una o varias especies de parásitos con cientos o miles de especímenes (Quiroz, 1990); y en la mayoría de 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 morbilidad y mortalidad (Sánchez, Tantaleán, Richards & Gálvez, 2004).

Estudios previos registran este suceso, como el realizado por Bursey & Brooks (2011) en serpientes de Costa Rica, post mortem, donde reportan una nueva especie de nemátodo y nuevos hospederos para varias especies pertenecientes a este grupo. También en el Estado de Morelos-México, se analizaron diferentes colecciones de reptiles mantenidos en cautiverio, siendo los parásitos con mayor frecuencia, nematodos de la familia Oxyuridae presentes en el 88.46%, seguido de los estróngilos en 7.69% y anquilostoma (Uncinarias) en el 3.8%. A pesar de ser el grupo de parásitos con mayor frecuencia diagnosticado en reptiles la información sobre su diversidad taxonómica es escasa en la literatura, lo que dificulta su identificación exacta (García, 2013).

En 2014 Terán, Estrada & Puente, en Ecuador, analizaron serpientes *Bothrops asper* y *Bothrops atrox* que murieron en cautiverio, señalando que los parásitos más prevalentes fueron los coccidios y nemátodos. Otros trabajos en reptiles realizado en Lima, Perú, confirma que estos organismos son portadores de varias especies de parásitos, incluyendo especies con potencial zoonótico (Chávez, Serrano, Tantaleán, Quispe & Casas, 2015).

Recientemente en 2020, otro estudio realizado en Colombia revela que el 65% de la población estudiada esta parasitada, aportando a su vez información valiosa para el conocimiento de los parásitos en este grupo de animales (Duran, Franco, Riva, & Flórez, 2020).

En Panamá los estudios previos en parásitos de reptiles estaban enfocados principalmente en lagartijas e iguanas verdes, con la finalidad de comparar la diversidad parasitaria entre iguanas verdes silvestres y en cautiverio, donde se reportan géneros como *Oxyuris*, *Strongyloides*, *Trichuris* y *Capillaria* (Franco, 2006).

El Centro para Investigaciones y Respuestas en Ofidiología de la Universidad de Panamá (CEREO), inicia investigaciones en este ámbito en el 2010, empleando ejemplares solo de *Bothrops asper* (Mack &

Urriola, 2010), incluyendo en años posteriores otras especies de serpientes venenosas como *Bothriechis schlegelii*, *Lachesis stenophrys*, *Porthidium lansbergii*, *Cerrophidium sasai* (*C. godmani*), *Metlapilcoatlus* (*Atropoides*) *mexicanus*, incluso serpientes no venenosas como pitones, boas, y colúbridos, procedentes de diversas regiones de nuestro país (García, 2011; Pérez, 2012; Vásquez, 2017; Quintero, 2021). Esto ha permitido conocer la gran variedad y cantidad de parásitos digestivos y sanguíneos que se encuentran usualmente en este grupo de reptiles, y aunque falta mucho por comprender de la totalidad de los eventos que dan origen a las parasitosis en el medio silvestre, y la dinámica que se desarrolla en ecosistemas de Panamá. Estos hallazgos aportarán datos importantes para la comprensión de las parasitosis en este grupo de animales. La presente investigación tiene la finalidad de aportar información sobre los endoparásitos gastrointestinales y sanguíneos prevalentes en serpientes ingresadas los últimos años al CEREO.

MATERIALES Y MÉTODOS

A. Muestras

Para el estudio se analizaron 26 ejemplares de serpientes que se encontraban en cautiverio en el CEREO de la Universidad de Panamá, las cuales procedían de diferentes áreas del país, la información referente a estos se detalla en el Figura 1 y Cuadro 1.

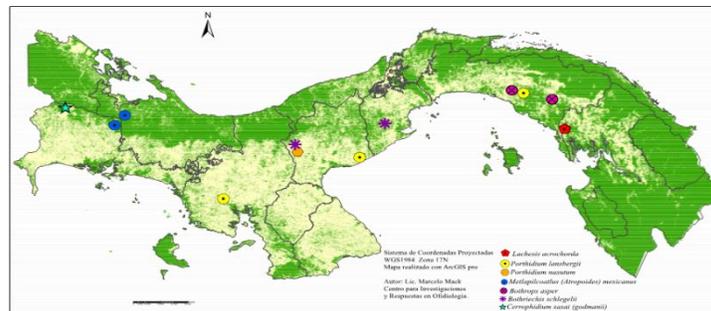


Figura 1. Zonas de captura de víperidos utilizados en la investigación. Zonas de Captura (Primer dígito = zona, segundo dígito = provincia). Zona 1 = Bocas del Toro, la vertiente del Caribe en Veraguas, Colón, Guna Yala y Darién. Zona 2 = Chiriquí y vertiente del Pacífico en Veraguas. Zona 3 = Los Santos, Herrera y Coclé. Zona 4 = Panamá y

Darién. Zona 5 = Territorio insular. PN = Parque Nacional. (Ríos, Vásquez & Martínez, 2017)

Cuadro 1. Información referente a serpientes estudiadas

N = Número del ejemplar. Lc = Lugar de colecta. Lt= Longitud del total. S= Sexo. PN= Parque Nacional

Especie	N	Ingreso	Lc	Peso (g)	Lt (cm)	S
<i>Atropoides mexicanus</i>	268	22/2/2010	Bocas del Toro	1300	-	-
	277	22/2/2010	Bocas del Toro	1450	-	-
	336	28/1/2011	Chiriquí	710	57	-
	337	28/1/2011	Chiriquí	810	62	H
	338	-	-	800	55	-
<i>Bothrops asper</i>	403	12/5/2014	Chinina, Panamá	440	-	-
	404	12/5/2014	Chinina, Panamá	210	-	-
	462	-	Chinina, Panamá	-	-	-
	463	23/1/2015	Tortí, Panamá	640	-	-
<i>Bothriechis schlegelii</i>	399	24/3/2014	PN Altos de Campana, Panamá Oeste	99.13	-	-
	455	28/9/2014	El Copé, Coclé	14.78	-	-
<i>Cerrophidium sasai</i>	124	2007	Cerro Punta, Chiriquí	101.88	52.1	H
	125	2007	Cerro Punta, Chiriquí	63.59	-	-
<i>Lachesis acrochorda</i>	486	1/5/2015	Nacida en el CEREO, Panamá	-	-	-
	487	1/5/2015	Nacida en el CEREO, Panamá	135.9	47.2	H
	488	1/5/2015	Nacida en el CEREO, Panamá	142.6	46.5	-
	489	1/5/2015	Nacida en el CEREO, Panamá	140.8	46.5	-
	490	1/5/2015	Nacida en el CEREO, Panamá	122.7	43.5	-
	491	1/5/2015	Nacida en el CEREO, Panamá	144.5	46	-
	492	1/5/2015	Nacida en el CEREO, Panamá	136.5	45.4	H
	495	4/5/2015	Nacida en el CEREO, Panamá	130.4	42.5	H
<i>Porthidium lansbergii</i>	405	12/5/2014	Chinina, Panamá	34.91	-	-
	406	12/5/2014	Chinina, Panamá	33.15	-	-
	456	22/10/2014	Soná, Veraguas	146.79	-	H
	497	13/6/2015	Río Hato, Coclé	24.25	-	-
<i>Porthidium nasutum</i>	433	11/8/2014	La Rica, Coclé	35.34	-	M

B. Limpieza y preparación de las cajas

Dependiendo del tamaño de las serpientes se seleccionaron cajas plásticas con pequeños orificios para la aireación, las cuales 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 le colocó bebederos conforme a la necesidad del animal.

C. Colecta de muestras de heces

Las deposiciones fueron colocadas en viales de tapa roscas acorde a la cantidad de materia fecal, una vez dentro fueron preservadas con formalina al 7% homogenizando las muestras. Siendo estas almacenadas bajo condiciones idóneas para su posterior análisis.

D. Colecta de muestras de sangre

Se desinfectó con alcohol al 70% el área de la cola en donde está ubicada la vena caudal, luego con jeringuilla 0.5 mL se realizó punción para extraer la sangre. En algunas ocasiones fue preciso emplear capilares debido a la escasa cantidad de sangre extraída; posteriormente se realizaron extendidos sanguíneos para su tinción y observación al microscopio (Leica OPTO-EDU A12.0907, Aumento 100x).

E. Análisis coproparasitológico de las muestras

E.1. Montaje directo

Se colocó una gota de Lugol sobre un portaobjeto y sobre éste una pequeña gota de la muestra de heces. Luego se colocó un cubreobjeto evitando formar burbujas y se procedió a observar al microscopio (Leica OPTO-EDU A12.0907, Aumento 10x y 40x) para el reporte de las formas parasitarias presentes.

E.2. concentración por flotación: Técnica de Willis Molloy

Se mezcla 1 gramo de material fecal con 10 mL de una solución de Cloruro de sodio sobresaturada, con densidad aproximada de 1.180, homogenizándola con un vortex. Para su posterior fraccionamiento en 3 tubos de ensayos, a éstos se le añadió más solución saturada hasta que formara un menisco invertido. Pasado 5-8 minutos se colocó sobre un portaobjeto con solución de Lugol y se observó al microscopio (De la Ossa Merlano *et al.*, 2007).

E.3. Concentración por sedimentación: Técnica de Ritchie modificado (Formol-Éter)

Se filtraron alrededor de 10 mL de materia fecal preservada en formalina al 7-10%; el material filtrado se colectó en un tubo punta cónica de vidrio. Luego se centrifugó 1000 rpm durante 15 minutos y se decantó el sobrenadante cuidadosamente.

El sedimento obtenido fue resuspendido en solución salina fisiológica. Se volvió a centrifugar bajo las mismas condiciones y se decantó el sobrenadante nuevamente. El sedimento obtenido se resuspende en 10 mL de formalina al 10% y se le añaden 3 mL de éter, homogenizándolo vigorosamente durante 15 o 20 segundos y centrifugándolo a 1000 rpm durante 15 minutos. El sobrenadante fue descartado y al sedimento obtenido se revisó por montaje directo, para el reporte de las formas parasitarias presentes (Olivas, 2004).

E.4. Método de Kato Katz

Se colocó sobre un portaobjeto 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, se dejó reposar durante 30 o 45 minutos a que clarificara a temperatura ambiente para su posterior análisis microscópico (Puerta & Vicente, 2015).

E.5. Tinciones

E.5.1 Ziehl Neelsen modificada

Se realizó un extendido del material fecal sobre un portaobjeto, dejándolo secar a temperatura ambiente y fijándolo posteriormente por 10 minutos con metanol.

Luego se aplicó carbol fucsina concentrada y se calentó por unos 5 minutos para coloración de los ooquistes de esporozoos presentes; aclarándola con agua del grifo, realizándole luego una decoloración con ácido sulfúrico al 7% por 15 segundos y finalmente aplicando el colorante de contraste, azul de metileno, por 2 minutos; se dejó secar a temperatura ambiente para luego ser observada la placa al microscopio (Olivas, 2004).

E.5.2 Giemsa

Se realizó un extendido sanguíneo y se procedió a fijar las muestras con metanol por 10 minutos. Después, se les aplicó colorante Giemsa por 10

minutos y se lavaron con agua del grifo. Posteriormente se observaron al microscopio para el reporte de los hematozoarios presentes (García, Fernández & Paredes, 1994).

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.

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

El análisis parasitológico realizado a las heces de 26 ejemplares de serpientes revela que el 92% (24/26) de la población está parasitada.

Estos resultados podemos considerarlos bastante acertados si los comparamos con los obtenidos por Sánchez *et al.* (2004), Souza *et al.* (2014), y Duran, Franco, Riva & Flórez (2020) en Colombia, los cuales indicaron porcentajes de parasitosis por encima del 50% de la población estudiada, aproximándonos en esta investigación y en las realizadas años anteriores en el CEREO, mostrando así, que gran parte de los individuos de las poblaciones de serpientes silvestre albergan diversos parásitos.

La prevalencia (Figura 2) y composición del espectro parasitológico que presentan las heces de estos animales (Figura 3), nos permite concluir que el mayor porcentaje lo exhibe *Entamoeba hartmanni* presente en el 46.2% (12/26) de la población; seguido por *Enteromonas* y *Balantidium*, ambos con 26.9% (7/26). Otros parásitos encontrados en menor porcentaje dentro de las muestras analizadas fueron: *Strongyloides*, *Chilomastix*, *Cyclospora* y *Oxyurus* quienes estaban presente en 23.1% (6/26) de la población; *Uncinaria* e *Hymenolepis nana* en un 19.2% (5/26), *Hymenolepis diminuta* y *Entamoeba invadens* en 15.4% (4/26), *Trichostrongylus* 11.5% (3/26), *Retortamonas* en 7.7% (2/26), mientras que *Porocephalus*, *Eimeria*, *Giardia*, *Isospora*, y *Cryptosporidium* fueron observados en un 3.8% (1/26) (Figura 4a, b, c).

Nuestros resultados confirman los estudios realizados anteriormente en serpientes de Panamá (Mack & Urriola, 2010; García, 2011; Pérez, 2012; Ríos, Vásquez & Martínez, 2017; Quintero, Ríos, Mack & Martínez 2021), los cuales revelan los mismos géneros encontrados. Sin embargo, algunos de estos estudios identifican parásitos y comensales no reportados en esta investigación como: *Entamoeba coli*, *Diphylidium*, *Capillaria*, *Ascaris*, *Toxocara*, *Ophidascaris*, *Kalicephalus*, *Cariospora*, *Pentatrichomona*, *Tenia* y *Trichurus*; por lo cual podríamos considerar que algunos endoparásitos van desapareciendo a lo largo de la estadía de los vipéridos en su cuarentena, por diversos factores como aislamiento, dieta, ausencia de otros hospederos, entre otros factores.

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 67% y 94 % de positividad, como las zonas 3 y 4 respectivamente (Figura 1). En todas las zonas se encontraron porcentajes elevados 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 jararaca*, *Crotalus durissus terrificus*, y *Chironius exoletus*, por su estilo de vida y por habitar 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 analizada, presenta parásitos sanguíneos. Los géneros de hemoparásitos más prevalentes en los vipéridos estudiados son *Trypanosoma*, y *Hepatozoon* con 16.7% (2/12), y *Haemogregarina*, *Leucocytozoon*, y *Plasmodium* con 8.3% (1/12) (Figura 4d, e y f). En la literatura se reporta el género *Hepatozoon* en más de 200 especies de serpientes (Levine, 1988), ya que son consideradas las hemogregarinas más frecuentes en estos hospederos (Smith, 1996; Jacobson, 2007; Telford, 2009).

Cuadro 2. Prevalencia parasitaria en serpientes estudiada. Hn= *Hymenolepis nana* Hd= *Hymenolepis diminuta* St= *Strongyloides* Ba= *Balantidium* Ox= *Oxyurus* Eh= *Entamoeba hartmanni* Cy= *Cyclospora* Ch= *Chilomastix* Re= *Retortamona* Un= *Uncinaria* Tr= *Trichostrongylus* En= *Enteromonas* Ein= *Entamoeba invadens* Po= *Porocephalus* Is= *Isospora* C= *Cryptosporidium* Ei= *Eimeria* Gi= *Giardia* Try= *Trypanosoma* He= *Hepatozoon* Le= *Leucocytozoon* Pl= *Plasmodium* Ha= Haemogregarina N= Número del ejemplar NP= No se encontraron formas parasitarias NR= Análisis no realizado

Especie	N	Enteroparásitos	Hemoparásitos
<i>Atropoides mexicanus</i>	268	<i>Hn, Hd y St</i>	<i>Try</i>
	277	<i>Hn, Hd y St</i>	NR
	336	<i>Ba, Ox, Eh y Cy</i>	<i>He</i>
	337	<i>Ch y Re</i>	NR
	338	<i>Ba, Ox, Eh</i>	NR
<i>Bothrops asper</i>	403	<i>Ba, Ox, Eh, Cy, Hd y Un</i>	<i>Try, Le,</i>
	404	<i>Tr, Eh, En, Un y Re</i>	NR
	462	<i>Eh, Cy y Ein</i>	NR
	463	<i>Tr, Cy, Un y Po</i>	<i>Pl</i>
<i>Bothriechis schlegelii</i>	399	<i>Ch</i>	<i>Ha</i>
	455	NP	NR
<i>Cerrophidium sasai</i>	124	<i>Eh y En</i>	<i>He</i>
	125	<i>Eh, Cy, Ein y En</i>	NR
<i>Lachesis acrochorda</i>	486	NP	NR
	487	<i>Ba, Ox y Tr</i>	NP
	488	<i>Eh</i>	NR
	489	<i>Ba y Ox</i>	NR
	490	<i>Ba, Ox, Eh, Hn, Cy, Is y Ein</i>	NR
	491	<i>Eh</i>	NR
	492	<i>Ba, Eh y Ein</i>	NP
	495	<i>Ch</i>	NP
<i>Porthidium lansbergii</i>	405	<i>Hn, Hd, St y En</i>	NP
	406	<i>Eh, Ch, En y Un</i>	NR
	456	<i>Ch, St, En, Un, Cr y Gi</i>	NP
	497	<i>St y Ei</i>	NR
<i>Porthidium nasutum</i>	433	<i>Hn, Ch, St y En</i>	NP

CONCLUSIONES

El 92% de la población de serpientes en cautiverio analizadas en el CEREO se encuentran parasitadas.

Los géneros de parásitos reportados 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. Todas las zonas de procedencia de los animales estudiados presentan índices de parasitosis por encima del 50%.

El 50% de la población analizada presentó hemoparásitos; reportándose *Trypanosoma* y *Hepatozoon* en un 16.7% y *Haemogregarina*, *Leucocytozoon*, y *Plasmodium* (8.3%); siendo los géneros *Trypanosoma* y *Hepatozoon* los de mayor prevalencia en los vipéridos analizados.

BIBLIOGRAFÍA

Adegbulu, Y.T., Mogaji, H.O., Oluwole, A.S., Alabi, O. M. Adeniran, A.A., y 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.

Arrojo, L. (2002). Parásitos de animales silvestres en cautiverio en Lima, Perú. *Rev. Perú Biol.* 9(2): 118-120.

Chávez, L., Serrano, E., Tantaleán, M., Quispe, M., y Casas, G. (2015). Parásitos Gastrointestinales en Reptiles en Cautiverio en Lima Metropolitana. *Revista de Investigaciones Veterinarias del Perú* 26(1): 127–134. Recuperado de <http://dx.doi.org/10.15381/rivep.v26i1.10909>

De la Ossa Merlano, N., Falconar, A., Llinás, H., y Romero, C. (2007). Manifestaciones clínicas y factores de riesgo asociados a la infección

por *Cryptosporidium* en pacientes de Barranquilla y tres municipios del Atlántico (Colombia). *Revista Salud Uninorte*, 23(1): 19-31.

Duran, N., Franco, M., Riva, H., y Flórez, J. (2020). Prevalencia de endoparásitos gastrointestinales y ectoparásitos en serpientes ex situ en Barranquilla, Colombia. *Revista MVZ Córdoba*, 25(1), 68-75. Epub June 02, 2021. <https://doi.org/10.21897/rmvz.1537>

Franco, E. (2006). Incidencia de Endoparásitos en Iguanas Verdes Silvestres y en Cautiverio. Tesis de Grado, Universidad de Panamá. 39pp.

García, P., Fernández, M., y Paredes, F. (1994). *Microbiología clínica práctica* (2da. Ed.). Editor Servicio Publicaciones UCA. 482pp.

García, V. (2013). Frecuencia de parásitos de reptiles en cautiverio en diferentes colecciones del estado de Morelos. Tesis de Grado. Instituto de Ciencias Agropecuarias, Universidad Autónoma del Estado de Hidalgo, Cuernavaca, México. 75pp.

García, D. (2011). Parásitos en los digestivos y sanguíneos de 2 géneros de boas, 1 *Python regius* y 15 colúbridos mantenidos en la Cuarentena del Centro para Investigaciones y Respuestas en Ofidiología (CEREO). Tesis de Grado, Universidad de Panamá. 41pp.

Jacobson, E. R. (2007). *Infectious diseases and pathology of reptiles* (1ra. ed.). CRC Press Taylor & Francis Group, Boca Raton, Florida, USA, 736pp.

Khatun, M., Begum, N., Mamun, N., Mondal, M., y Shakif-UI-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. Disponible en: <http://dx.doi.org/10.11609/JoTT.o3093.6142-7>

Levine N. D. (1988). *The protozoan phylum Apicomplexa*, vol. 1. CRC Press, Boca Raton, Florida, USA. 224pp.

Lynch, J. D. (2012). El contexto de las serpientes de Colombia con un análisis de las amenazas en contra de su conservación. *Revista de la Academia Colombiana de Ciencias Exactas, Físicas y Naturales*, 36(140): 435-449. Disponible en:

http://www.scielo.org.co/scielo.php?pid=S037039082012000300009&script=sci_arttext

Olivas, E. (2004). Manual de Practicas de Microbiología I y II y Parasitología. (1ra. ed.). Universidad Autónoma de Ciudad Juárez. México. 105pp.

Pérez, T. (2012). Endoparasitismo digestivo en 6 especies de vipéridos mantenidas en el CEREO. Escuela de Biología. Tesis de Grado, Universidad de Panamá. 79pp.

Puerta, I. y Vicente, M. (2015). Parasitología en el laboratorio: Guía básica de diagnóstico. Editor 3Ciencias. 126pp.

Quintero, I., Ríos, N. Mack, M. y Martínez, V. (2021). Endoparásitos en cuatro especies de vipéridos provenientes de la concesión minera “Cobre Panamá”. *Tecnociencia*, 23(1), 160-179.

Quiroz, H. R. (1990). Parasitología y enfermedades parasitarias de animales domésticos, 1ra ed. Editorial Limusa. 876pp.

Radhakrishnan, S., Kurup, S. P., y Banerjee, P. S. (2009). Endoparasitism in Captive Wild-Caught Snakes Indigenous to Kerala, India S. *Zoo Biology* 28(3): 253–258.

Rahman, S., A. Dey, U. Kundu, & N. Begum. (2014). Investigation of gastrointestinal parasites of herbivores at Dhaka National Zoological Garden of Bangladesh. *Bangladesh Agricultural University*. 12(1): 79–85.

Sánchez, N., M. Tantaleán, R. Richards y H. Gálvez. (2004). Parásitos helmintos en boa constrictor, *Epicrates cenchria* y *Corallus caninus* (Ophidia: Boidae) criadas en cautiverio. *Revista de Investigaciones Veterinarias del Perú*, 15(2): 166-169.

Smith, T. G. (1996). The genus *Hepatozoon* (Apicomplexa: Adeleina). *Journal of Parasitology*, 82(4): 565–585.

Lima de Souza, J., da Silva Barbosa, A., Prado Vazon, A., Antunes Uchôa, C. M.; Coronato Nunes, B., Bandeira Vianna Cortez, M., Laurentino da Silva, V., Brazil Más, L., Melgarejo, A. R., Machado Pereira Bastos, O. (2014). Parasitological and immunological diagnoses from feces of captive-bred snakes at Vital Brazil Institute. *Braz. J. Vet.*

Parasitol., Jaboticabal, 23(2): 123-128. ISSN 1984-2961. Doi: <http://dx.doi.org/10.1590/S1984-29612014032>

Telford, S. R. JR. (2009). Hemoparasites of the Reptilia: Color atlas and text. CRC Press, Taylor and Francis Group, Boca Raton, Florida. 394pp.

Urriola, Y. 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. 110 pp.

Ríos, N., Vásquez, H. y Martínez, V. (2017). Protozoos gastrointestinales en *Bothrops asper* (Viperidae) mantenidas en el Centro para Investigaciones y Respuestas en Ofidiología (CEREO). Escuela de Biología, Universidad de Panamá. *Tecnociencia*, 19(1), 160-118.

Recibido el 8 de febrero de 2022

Aceptado el 7 de junio de 2022

Editor responsable: Dr. Eduardo Camacho Astigarrabia