



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO

FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES IZTACALA

ANÁLISIS COPROPARASITOSCÓPICO DE TRES ESPECIES DE
VIPÉRIDOS (*Crotalus aquilus*, *C. triseriatus* y *C. ravus*)
EN CAUTIVERIO.

T E S I S

QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE:

B I Ó L O G O

P R E S E N T A:

MORALES GATICA EDRAS RICARDO



DIRECTOR DE TESIS:
BIOL. RAÚL RIVERA VELÁZQUEZ
2015

Los Reyes Iztacala, Estado de México



Universidad Nacional
Autónoma de México

Dirección General de Bibliotecas de la UNAM

Biblioteca Central



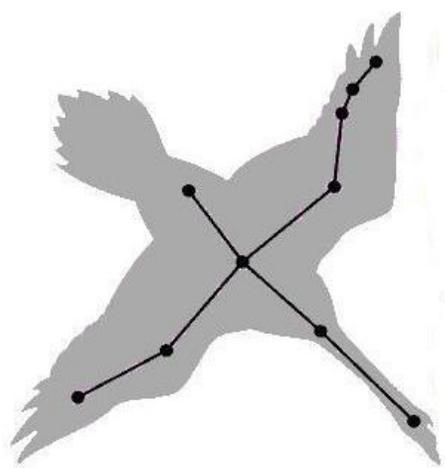
UNAM – Dirección General de Bibliotecas
Tesis Digitales
Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS ©
PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

Todo el material contenido en esta tesis esta protegido por la Ley Federal del Derecho de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México).

El uso de imágenes, fragmentos de videos, y demás material que sea objeto de protección de los derechos de autor, será exclusivamente para fines educativos e informativos y deberá citar la fuente donde la obtuvo mencionando el autor o autores. Cualquier uso distinto como el lucro, reproducción, edición o modificación, será perseguido y sancionado por el respectivo titular de los Derechos de Autor.

Mi querida madre... No tuve una vida llena de gracias y encantos. Aun así, jamás odié a ninguna persona. Creí en Dios y me enseñó la



importancia del amor... Me enseñó a respetar la amistad, el amor y todas las cosas que hay en este mundo, por eso sería inútil revivir dentro de cientos o miles de años, mi vida vale porque estoy aquí ahora, porque es una dicha caminar en el mismo sendero que mis

amigos y sin importar que tan difícil sea, voy a derrotar a todos los enemigos que vengan hacia mí, hasta que se consuma completamente el cosmos de mi corazón...

Hyoga de Cisne.

AGRADECIMIENTOS.

A la Universidad Nacional Autónoma de México, por enseñarnos que no importa en donde estemos ni con quien, siempre debemos ser líderes, y que cada responsabilidad que tengamos, siempre la debemos ejercer con honor, lealtad, sabiduría y humildad, de esa forma todo lo que realicemos en nuestra vida resonará por siempre en la eternidad.

A la Facultad de Estudios Superiores Iztacala, por haberme dado la oportunidad de compartir experiencias y conocimientos con profesores y compañeros que marcaron una etapa de formación única en la historia.

Al Laboratorio de Herpetología de la escuela, por haberme enseñado a manejar animales que jamás creí dominar o ver tan de cerca como para morderme (¬.¬) pero que aun así siguen siendo maravillosos.

A mis amigos de siempre, Juan Carlos “Cochi”, Jonh, Cesar “Robots”, Mauricio, Fer “El hermoso” Sustersick y la Furia Porcina por todas las aventuras que pasamos juntos y por estar siempre juntos a pesar de que a veces tengamos diferencias, porque así sabemos que a pesar de todo siempre estamos aquí.

A los colegas del GYM Iztacala, Javier, David, Rafa, Daniel, Gio, Cuajo, y demás compañeros, porque no importa que levantes cinco kilos el primer día, con esfuerzo y dedicación puedes conseguir lo que quieras.

A mis asesores y revisores de tesis, Raúl, Tomas, Felipe, Eduardo y Sandra, por haberse tomado el tiempo de revisar este escrito y haberme guiado por el buen camino para un trabajo bien hecho.

Y a mis demás profesores que conocí a través de la carrera, los que me enseñaron con esmero y pasión, los que no tanto, los que me suspendieron, los que me reprobaron y en general a todos con los que tuve oportunidad de tomar clase o asesoría, porque a pesar de todo, de ellos aprendí lo que ahora soy.

La gente pregunta todo el tiempo, ¿Cuál es el secreto del éxito?

Lo primero es **CONFIAR EN TI MISMO**, pero aún más importante es ir a lo más profundo de tu interior y preguntarte ¿quién quieres ser?, no “que” sino “quien”, no lo que te hayan dicho tus mayores ni tus maestros, deja libre todo y pregúntate que es aquello que realmente te hace feliz, no importa que tan loco suene o parezca para la gente, confía en ti mismo sin importar lo que los demás piensen.

Lo segundo es **ROMPER ALGUNAS REGLAS**, tenemos demasiadas reglas en la vida, para casi todo y yo digo, rómpelas, acaba con aquello que es normal, es imposible ser sobresaliente o muy original, ser distinto, si te comportas como todos y no rompes algunas reglas, tienes que pensar por fuera de los parámetros, esa es la clave, ¿qué sentido tiene comportarse como todos y lograr agradar a todos? La única forma del éxito es rompiendo algunas reglas.

Lo tercero es **NUNCA TENGAS MIEDO A FALLAR**, en cualquier cosa que intentes nunca estas exento a fallar, no siempre se puede ganar pero no tengas miedo en tomar la decisión de hacerlo, no te dejes paralizar por el miedo al fracaso porque si no, no te exigirás nada, mantén siempre tu esfuerzo creyendo en ti mismo y en la imagen que has soñado para tu vida, y recuerda siempre que si te mantienes haciendo lo correcto el éxito llegara.

La cuarta regla es **NO ESCUCHES A NADIE**, ¿cuantas veces has escuchado que no se puede hacer esto o aquello porque nadie nunca lo ha logrado antes?, entonces ama escuchar que nadie lo ha hecho antes porque entonces pensaras que si lo logras serás el primero en hacerlo, así que no prestes atención a los que digan que no se puede hacer, yo nunca escuche la frase “no puedes”, siempre escuche mi interior que dice: “si, tu puedes”.

La regla número 5 y la más importante de todas es **PONTE EN MOVIMIENTO**, no dejes nada incompleto, siempre que flojees en tus cosas habrá otro en algún lugar haciéndolo mucho mejor que tú, alguien, no sabes dónde, es más listo que tú y trabaja duro por esforzarse cada vez más, no hay absolutamente ninguna otra forma de triunfar en la vida si no es por el constante esfuerzo, sin dolor no hay victoria.

Por último la sexta regla: **CONTRIBUYE, DA ALGO A CAMBIO**, sea lo que hagas en tu vida siempre debes encontrar la manera de retribuir a los demás, algo a tu comunidad, a tu estado o a tu país, ayudar a los demás es algo que te dará a cambio una plenitud que no se asemeja a nada que hayas alcanzado antes.

Por eso es que debes seguir estas reglas: confía en ti mismo, rompe algunas reglas, no temas a fallar, no escuches a nadie, ponte en movimiento y da algo a cambio, solo así sabrás quien quieres llegar a ser...

Arnold Schwarzenegger.

DEDICATORIAS.

A la U.N.A.M. otra vez, por haberme hecho quien soy y haberme enseñado que el conocimiento no es absoluto y que siempre va acompañado de humildad y pasión por lo que haces.

A mi familia, por haberme estado apoyando siempre desde el principio de los tiempos hasta ahora que estoy aquí en el final del periodo más largo de independencia, que siempre aunque no esté ahí con ustedes llegare en algún momento para apoyarlos en lo que se necesite y que están en un lugar muy especial en mi corazón.

A mis amigos, que son como la familia que uno elige para seguir, y que a pesar de que a veces no salgamos tan seguido como antes, cuando sea el momento volveremos a estar ahí.

CONTENIDO.

Resumen.....	1
Introducción.....	3
Clase reptilia.....	3
Suborden ophidia.....	4
Sistema digestivo de las serpientes.....	6
Alimentación y nutrición.....	6
Toxinas de serpientes.....	7
Familia viperidae.....	7
Género <i>Crotalus</i> (Linneo, 1758).....	8
Descripción de <i>Crotalus aquilus</i> (Klauber, 1952).....	9
Descripción de <i>Crotalus ravus</i> (Cope, 1865).....	10
Descripción de <i>Crotalus triseriatus</i> (Wagler, 1830).....	11
Serpientes en cautiverio.....	12
Parasitosis.....	12
Antecedentes.....	14
Justificación.....	16
Objetivos.....	17
Material y métodos.....	18
Toma de muestra.....	18
Análisis biológico.....	18
Método de concentración de willis.....	18
Técnica de observación directa.....	18

Análisis de alimento y agua.....	19
Identificación de parásitos.....	19
Resultados.....	20
Identificación de parásitos.....	21
Análisis del alimento y agua.....	26
Discusión.....	27
Conclusiones.....	32
Recomendaciones.....	34
Referencias.....	35

ÍNDECE DE ILUSTRACIONES Y FIGURAS.

Ilustración 1. Dentición de serpientes	9
Ilustración 2. Especimen de <i>Crotalus aquilus</i> (Klauber, 1952).	13
Ilustración 3. Especimen de <i>Crotalus ravus</i> (Cope, 1865).....	10
Ilustración 4. Especimen de <i>Crotalus triseriatus</i> (Wagler, 1830)	11
Figura 1. Porcentaje de hospederos por especie.	20
Ilustración 5. A: huevo de nemátodo tomado de una muestra de pitón a 134x (Frye, 1991b). B: muestra de un organismo de <i>C. aquilus</i> a 40x.....	21
Ilustración 6. A: típico huevo de ascárido recolectado en reptiles teñida con Merthiolate a 268x (Frye, 1991b). B: muestra de <i>C. triseriatus</i> a 40x.	21
Ilustración 7. A: <i>Dispharynx nasuta</i> a 67x (Frye, 1991b). B: huevo localizado en una muestra de <i>C. aquilus</i> a 40x.	22
Ilustración 8. A: muestra en fresco sin teñir de heces de Monstruo de Gila <i>Heloderma suspectum</i> a 268x (Frye, 1991b). B: muestra en fresco de heces de <i>C. ravus</i> a 40x....	22
Ilustración 9. A: Típico huevo de trematodo colectado en heces de <i>Tiliqua scincoides gigas</i> a 270x (Frye, 1991b). B: imagen tomada de una muestra de heces de <i>C. ravus</i> a 40x.....	23
Figura 2. Porcentaje de parásitos localizados en las muestras.....	28
Figura 3. Parásitos encontrados en las muestras de <i>C. aquilus</i>	29
Figura 4. Parásitos encontrados en las muestras de <i>C. ravus</i>	25
Figura 5. Parásitos encontrados en las muestras de <i>C. triseriatus</i>	30

RESUMEN.

En el presente trabajo se determinaron los parásitos presentes en tres especies de crotálidos (*Crotalus aquilus*, *C. ravus* y *C. triseriatus*) en cautiverio dentro de las instalaciones del laboratorio de herpetología de la F.E.S. Iztacala, U.N.A.M. El método de análisis fue la observación directa en microscopio óptico y microscopio estereoscópico de una excreta fresca de cada serpiente, así como la técnica de concentración de Willis empleada para la obtención de huevecillos por flotación. De igual forma, se analizaron por los mismos métodos los roedores proporcionados como alimento a las serpientes, así como el agua puesta en los bebederos.

Como resultado se obtuvo que el 53% de la población de serpientes presentó parásitos, mostrando síntomas como peso debajo del promedio o mucosidad en las heces relacionado al tipo de parásito que tenían. La especie que presentó mayor número de individuos parasitados fue *C. ravus* con ocho ejemplares (47% del total de la población infectada), seguida de cinco ejemplares de *C. triseriatus* (29%) y cuatro de *C. aquilus* (24%). Los parásitos presentes en las serpientes fueron *Entamoeba invadens* y *Kalicephalus* sp. (antes *Ophistrongilus* sp.) los cuales se han reportado como parásitos de importancia en reptiles; *Toxocara* sp. quien no es un parasito de reptil pero se relaciona a roedores por lo que la presencia de estos contribuye a su aparición; *Dispharynx* sp. el cual pertenece a un grupo de nemátodos poco estudiado pero con importancia en reptiles de vida silvestre y *Dasymetra* sp. el cual, en menor cantidad, también se localizaron en las muestras. De estos parásitos, los de mayor frecuencia fueron *Kalicephalus* sp. y *E. invadens* con un 33%, seguido de *Toxocara* sp. con 22%, mientras que el resto de los organismos tales como *Dispharynx* sp. y *Dasymetra* sp. se encontraron con un 6%. El análisis de alimento demostró que los ratones no son una fuente de contagio de las serpientes ya que en ellos no se localizaron parásitos de ningún tipo; en cambio el agua que se les proporciona en los bebederos si presentó organismos como *E. invadens* lo que resulta una fuente de contagio ya que no cuenta con medidas adecuadas de almacenaje.

Debido a lo anterior se concluye que el análisis coproparasitológico de los organismos en cautiverio, es una herramienta fundamental para el diagnóstico de enfermedades parasitarias, además de que el análisis cotidiano del alimento y agua proporcionado a las serpientes ayuda a prevenir la introducción de parásitos en la colección. Por lo cual se recomienda que el alimento, el agua y los utensilios empleados en el manejo de los reptiles, lleven un adecuado almacenaje, limpieza, desinfección y/o esterilización para evitar la introducción, proliferación y dispersión de parásitos entre los ejemplares de la colección, de esta manera se podrá controlar y prevenir las enfermedades de tipo parasitaria.

INTRODUCCIÓN.

En México existe una gran diversidad de ecosistemas y especies tanto animales como vegetales. Dentro de esta diversidad se encuentra la herpetofauna mexicana, la cual está representada por al menos 804 especies conocidas colocando a nuestro país en el segundo lugar en reptiles del mundo después de Australia (Uetz, 2005; Mosqueda, 2014).

CLASE REPTILIA.

La distribución de los reptiles en el territorio mexicano es muy variada ya que se encuentran desde las selvas del sur hasta las zonas áridas del norte, sin embargo, el acelerado crecimiento de las grandes ciudades y las poblaciones rurales, han provocado un cambio en los ecosistemas, el suelo y por tanto, las especies (Méndez de la Cruz, 1992).

Esta clase, se caracteriza por ser vertebrados terrestres o acuáticos generalmente de piel seca cubierta de escamas epidérmicas queratinizadas y en algunos grupos colocadas sobre osteodermos. Las patas son cortas (o a veces ausentes) presentes en los costados del cuerpo, lo que causa una locomoción reptante, lo que a su vez les da el termino reptil (Meneghel, 2008).

Estos organismos son muy diversos y se incluyen en cuatro órdenes:

- Tortugas (Testudines): presentan un caparazón óseo cubierto de escamas en el que pueden esconder total o parcialmente la cabeza, extremidades y cola, el cráneo es robusto y la mandíbula está en forma de pico corneo sin dientes, pero con bordes afilados.
- Cocodrilos (Crocodylia): son organismos de gran talla y cuerpo robusto, presentan adaptaciones para la vida acuática como la cabeza alargada y plana, con ojos y fosetas nasales en posición superior, además de una cola fuerte y aplanada lateralmente utilizada como timón (Fontanillas *et. al.*, 2000).
- Tuataras (Rhynchocephalia): es el grupo menos numeroso de reptiles representado solo por dos especies que habitan en Nueva Zelandia, son morfológicamente similares a las lagartijas pero difieren de estas por su anatomía interna y su longitud hocico-cloaca de hasta 50cm (Pough *et. al.*, 2001)

- Lagartijas y serpientes (Squamata): es el grupo más diverso de reptiles, en general presentan cuerpo alargado y poseen cuatro extremidades aunque en algunas especies pueden estar reducidas o ausentes. Las lagartijas pueden desprender la cola (autotomía caudal) para escapar de sus depredadores y una nueva cola crece para remplazar la perdida, en cambio algunas serpientes poseen mecanismos de defensa como glándulas de veneno asociadas a su mandíbula (Fontanillas *et. al.*, 2000).

Aquí pertenece una gran variedad de reptiles que en la actualidad ocupan un amplio número de hábitats en todo el planeta, existiendo incluso especies marinas, planeadoras o subterráneas. En este grupo se pueden distinguir tres subórdenes que comprenden poco menos de 6000 especies vivientes conocidas: Suborden Lacertilia (lagartos y lagartijas), Suborden Amphisbaenia (víboras ciegas) y Suborden Ophidia (culebras, boas, crotálicos entre otras) (Meneghel, 2008).

SUBORDEN OPHIDIA.

Las serpientes u ofidios se caracterizan por la ausencia de patas y cuerpo alargado. Algunas poseen mordeduras venenosas que utilizan para matar a sus presas antes de ingerirlas. Otras como las boas y pitones, matan a sus presas por constricción. Todas ellas, cambian de piel periódicamente a medida que crecen, ya que además de esto los ayuda a reparar heridas y librarse de parásitos externos (Pyron, 2013).

El cráneo de las serpientes está modificado respecto al modelo básico diápsido; los huesos de la mandíbula superior están débilmente unidos al resto del cráneo y puede moverse libremente además de poseer potentes músculos retractores, lo que permite una mayor apertura de las mandíbulas y la deglución de grandes presas enteras. Los dientes son agudos y curvados hacia atrás y se implantan tanto en el paladar como en el maxilar y el dentario (Parker y Grandison, 1977).

Los dientes maxilares son los más variados y los únicos que pueden estar asociados a glándulas venenosas; de estos se pueden distinguir cuatro tipos:

- Aglifos: Son dientes sólidos y prensiles, curvados hacia atrás para sujetar la presa sin inocular veneno, presentes en colúbridos, boidos y pitónidos.

- Opistoglifos: Son dientes acanalados situados en la parte posterior de la mandíbula y conectados con glándulas de veneno, constituyendo un sistema de inoculación primitivo poco peligroso para el hombre. No obstante, algunas especies pueden producir graves mordeduras e incluso la muerte.
- Proteroglifos: Son dientes pequeños y fijos situados en la parte delantera de la boca, con un canal poco cerrado y algunos modificados para escupir como el caso de *Naja nigricollis*
- Solenoglifos: Son colmillos largos, móviles y huecos con un canal interior cerrado y conectado a glándulas venenosas. Estos pueden plegarse sobre el paladar superior cuando el animal cierra la boca y se enderezan rápidamente cuando la abre generando un sistema de inoculación eficaz característico de vipéridos (Parker y Grandison, 1977; Bruna, 1995) (Ilustración 1).

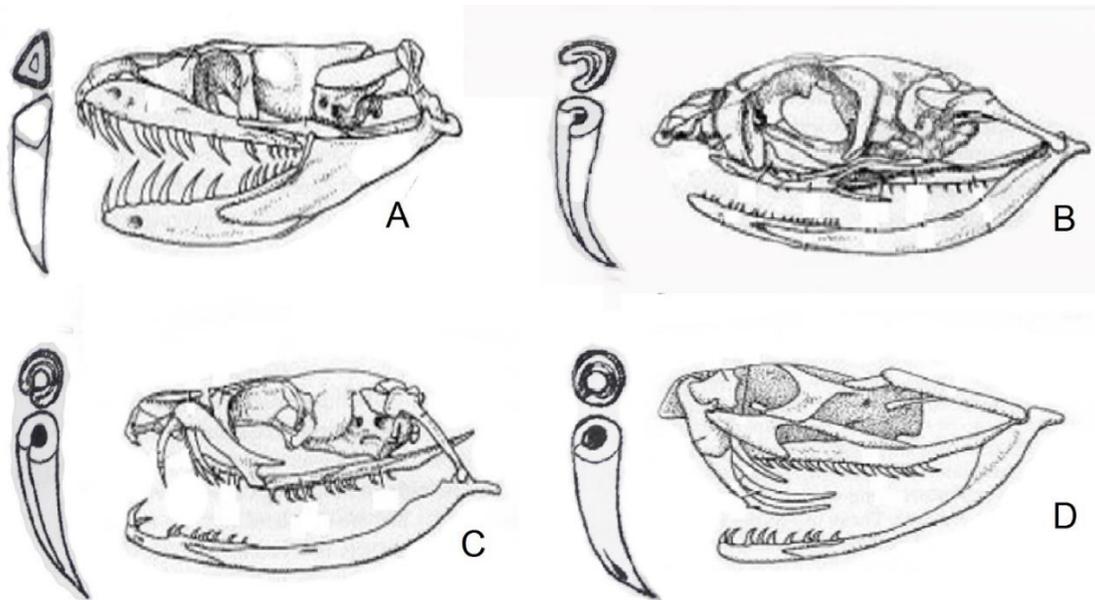


Ilustración 1. Dentición de serpientes: A: aglifo; B: opistoglifo; C: proteroglifo; D: solenoglifo.

SISTEMA DIGESTIVO DE LAS SERPIENTES.

El tracto digestivo de una serpiente comienza desde la cavidad oral y termina en la cloaca donde desembocan productos de sistema urinario y reproductivo. En la cavidad oral se localizan glándulas secretoras de mucosidad que mantienen a la boca lubricada. Esta cavidad se ve modificada en serpientes venenosas ya que en ellas se desarrollan glándulas donde el veneno es producido y almacenado (Mader, 2006). Su lengua se asocia a la función olfatoria por la presencia del órgano de Jacobson y su esófago al transporte de alimento por la presencia de musculatura axial ya que estas no mastican sus presas sino que las ingieren completas (Frye, 1991a).

Después de la ingestión, las serpientes se aletargan para cumplir el proceso de digestión debido a que este proceso requiere de mucha energía para digerir eficientemente lo cual puede durar días o meses, según el tamaño de la presa y las partes indigeribles pueden ser excretadas o regurgitadas (Frye, 1984).

ALIMENTACIÓN Y NUTRICIÓN.

Todas las serpientes son carnívoras y se alimentan de una gran variedad de presas que incluyen aves, anfibios, mamíferos, peces, insectos e incluso reptiles. Generalmente, las serpientes de pequeño a moderado tamaño cazan presas indefensas, las cuales pueden ser rápidamente devoradas, sin embargo, si la presa opone resistencia, pueden recurrir a técnicas como son el uso de veneno o constricción para abatir a la presa antes de ingerirlas (Parsons, 1990).

A la hora de tragar, el maxilar y la mandíbula, que están sujetos al cráneo por ligamentos, logran separarse para acomodarse al tamaño de la presa; así, una serpiente es capaz de tragar una presa tres veces mayor que el diámetro de su cabeza. Además, la carencia de huesos como el esternón ayuda a que la comida pase sin problemas por el esófago del reptil (Young, 1977).

TOXINAS DE SERPIENTES.

Algunas especies de serpientes usan veneno para inmovilizar o matar a sus presas. Este es una saliva modificada que se inyecta a través de los colmillos siendo más especializados en vipéridos. Se almacena en glándulas situadas en la parte posterior de la cabeza conectadas a surcos o canales en los dientes de la mandíbula superior (Valledor, 1994).

El veneno de las serpientes es con frecuencia específico para sus presas, y su papel como mecanismo defensivo es secundario. Este se constituye por una compleja mezcla de proteínas que actúan como neurotoxinas (dañan el sistema nervioso), hemotoxinas (dañan la sangre), citotoxinas (dañan los tejidos), entre otras sustancias que pueden afectar al organismo de diferentes maneras. Casi todos los venenos poseen hialuronidasa, un enzima que destruye el ácido hialurónico encargado de mantener unido el tejido conjuntivo que, por tanto se disgrega facilitando la rápida difusión del veneno en el organismo de la presa. Además, al igual que todas las secreciones salivales, posee agentes que realizan una predigestión del alimento por lo que incluso, las serpientes no venenosas pueden causar daños en los tejidos (Bruna, 1995).

FAMILIA VIPERIDAE.

Se caracteriza por tener una dentición tipo solenoglifo, además de glándulas de veneno. Esta familia se encuentra en diversos hábitats desde América hasta África, Eurasia y Asia. Aquí se encuentran las víboras verdaderas, moccasines, serpientes de cascabel entre otras (Mader, 2006).

GÉNERO *Crotalus* (Linneo, 1758).

En el continente americano, el grupo de ofidios con mayor presencia es el de las conocidas “serpientes de cascabel”, estos son reptiles venenosos que han influido en muchas sociedades durante la historia del hombre. Sin embargo, son pocos los estudios realizados hacia estos organismos (Valencia, 2006).

La cantidad de especies que presenta este género nunca ha sido establecida completamente, sin embargo en algunos trabajos se reconocen alrededor de 37 especies, de las cuales 34 habitan en México y 22 de ellas son endémicas (Campbell y Lamar, 2004; Paredes, 2011).

De acuerdo a trabajos conjuntos realizados sobre la posición taxonómica de este género, se han registrado tan solo en el estado de Hidalgo cerca de 14 especies de cascabeles, dentro de las cuales se localizan *Crotalus aquilus* (Campbell y Lamar, 2004; EMBL, 2009), *Crotalus triseriatus* (COEDE, 2001; Campbell y Lamar, 2004; EMBL, 2009) y *Crotalus ravus* (Campbell y Lamar, 1989; Smith y Smith, 1976).

DESCRIPCIÓN DE *Crotalus aquilus* (Klauber, 1952).

También conocida como cascabel obscura de Querétaro, es un organismo de menos de medio metro de longitud. El patrón de coloración de las manchas dorsales es en forma cuadrangular y el cascabel generalmente se delimita solo por diez escamas (Ilustración 2).

Se puede localizar en hábitats rocosos y áreas volcánicas abiertas, bosques de pino-encino, bosque mesófilo de montaña y mezquitales. Además de los hábitats ya mencionados, también se han localizado en matorrales xerófilos, bosque de juníperos y bosques de *Abies* con intervalos de 2000 a 2900 msnm.

Esta es una especie endémica presente en la NOM-059-ECOL-2001 y se encuentra bajo protección especial. Su distribución varía desde la porción sur de la altiplanicie mexicana, noroeste de Veracruz y el sur de San Luis Potosí, hasta el norte de Hidalgo, Querétaro, Guanajuato y el noroeste de Michoacán y Jalisco (Campbell y Lamar, 2004)



Ilustración 2. Especimen de *Crotalus aquilus* (Klauber, 1952).

DESCRIPCIÓN DE *Crotalus ravus* (Cope, 1865).

También conocida como cascabel pigmea, es un organismo de medio metro de longitud, generalmente con una coloración ausente en la parte anterior de la cabeza. Las escamas corporales son de color pardo rojizas o pardo oscuras frecuentemente más pálidas en el centro (Ilustración 3).

Se puede localizar en planicies, cuencas aluviales, regiones con baja vegetación, bosques de pino-encino, bosque mesófilo de montaña, selva baja y bosques tropicales caducifolios. Es una especie endémica presente en la NOM-059-ECOL-2001 y se localiza desde la altiplanicie mexicana en regiones de montañas templadas. Se registran desde el Distrito Federal, Estado de México, sur de Hidalgo, Morelos, Tlaxcala, Puebla, oeste de Veracruz y parte de Oaxaca (Campbell y Lamar, 1989, 2004).



Ilustración 3. Especimen de *Crotalus ravus* (Cope, 1865).

DESCRIPCIÓN DE *Crotalus triseriatus* (Wagler, 1830).

También conocida como cascabel transvolcanica, es un organismo de más de medio metro de longitud, su patrón de coloración se presenta en forma de manchas semicirculares y el cascabel posee generalmente ocho escamas de base (Ilustración 4).

Esta especie puede localizarse en bosques de coníferas, bosques de pino-encino, bosque mesófilo de montaña, pastizales y mezquitales con altitudes entre los 2500 y los 4575 msnm. Es endémica del país y se distribuye en tierras altas del eje neo volcánico transversal desde el Distrito Federal, Michoacán, Estado de México, Hidalgo, Tlaxcala, Puebla y Veracruz (Campbell y Lamar, 2004).



Ilustración 4. Especimen de *Crotalus triseriatus* (Wagler, 1830).

SERPIENTES EN CAUTIVERIO.

Para que una serpiente se desarrolle adecuadamente en cautiverio, es necesario brindarle una serie de elementos que le permitan satisfacer sus necesidades. En primer lugar, el terrario debe ser suficientemente grande para que le permita realizar sus actividades, fácil de limpiar y darle mantenimiento. En caso de ser un recipiente pequeño se le debe dar libertad de salir del mismo un par de veces a la semana para que se ejercite (Mara, 2005).

Algunos tipos de serpientes necesitan sustratos donde se pueda cavar ya que la mayoría de ellas se beneficia de los escondrijos que se les proporciona, éstos varían desde una corteza de árbol o alguna roca. Algunas serpientes de hábitos nocturnos no parecen necesitar radiación ultravioleta (UV), aunque las diurnas sí. La humedad de su hábitat varía, por lo que la mayoría puede adaptarse a humedades de 50 y 70%, esto es importante ya que la falta de esta puede afectar su proceso de ecdisis, y en exceso puede atraer hongos (Faust, 1974; Simon, 2004).

Al adquirir un nuevo ejemplar, se recomienda mantenerlo en cuarentena mínimo 6 semanas ya que esto evitará la introducción de patógenos a otros organismos de la colección. Los terrarios de cuarentena deben de ser lo más simples posibles, sin decoraciones pero con un escondrijo y un recipiente de agua (Czaplewski, 2005).

PARASITOSIS.

Los reptiles en cautiverio son más vulnerables a estar colonizados por parásitos que los de estado salvaje. La flora microbiana que poseen es muy diferente a la que se encuentra en animales homeotermos, es así que microorganismos como *Salmonella* spp. es considerada flora normal del tracto gastrointestinal en muchas de especies de reptiles (Brotons, 2001).

Estas características hacen que las enfermedades del tracto digestivo se presenten en forma diferente o tengan una mayor o menor predisposición a ellas. Los agentes infecciosos como parásitos, virus o bacterias, pueden ser transmitidos por contacto directo, ingestión, inhalación, vectores intermediarios, arañazos o mordeduras y son frecuentes como causa de laceraciones en el tracto gastrointestinal, de hecho se sabe que las infecciones de este tipo son producto de condiciones inadecuadas de alojamiento

y procedimientos incorrectos de cuarentena (Yarto, 2011). Algunas de estas enfermedades son descritas como las principales causas de mortalidad de serpientes ya que presentan diferentes manifestaciones como gastroenteritis, neumonías, abscesos cutáneos, oftálmicos y septicemias (Flynn, 2007).

ANTECEDENTES.

Okulewicz (2014), capturó y analizó 51 organismos representantes de las familias Boidae, Colubridae, Elapidae y Viperidae de Polonia, El método usado fue un examen coproparasitológico estándar tomando muestras fecales simples. Detectó parásitos en un 13.7% de las serpientes incluyendo protozoarios (*Choleoimeria* sp) y ciliados, así como nemátodos (*Kalicephalus* sp), y oxiuros (Oxiurida).

García (2013), determinó la frecuencia de parásitos en reptiles en cautiverio de diferentes colecciones del estado de Morelos mediante pruebas coproparasitoscópicas. Como resultado obtuvo que los parásitos con mayor frecuencia fueron nemátodos de la familia Oxyuridae seguido de estrongilos y anquilostomas.

González-Solís y Terán-Juárez (2013), reportaron el primer registro de pentastómido *Procephalus crotali* en la serpiente de cascabel de Yucatán *Crotalus tzabcan*. La descripción se hizo mediante la toma de organismos adultos del parásito alojados en los pulmones de la serpiente presentando medidas morfológicas similares a los registros de pentastómidos de serpientes mexicanas, sin embargo *P. crotali* difiere por la ubicación geográfica y la estructura bucal lo que la hace una nueva especie descrita para el género.

Burse y Brooks (2011), colectaron 78 serpientes en el Área de Conservación Guanacaste en Costa Rica, entre estas se encontraron boidos, colúbridos y vipéridos reportando que los nemátodos más comunes en las serpientes fueron *Hexametra* sp., *Kalicephalus* sp., *Ophidioscaris* sp. y *Terranova* sp. parasitando a más de una especie por familia y en solo algunos casos localizándose más de una especie por hospedero.

McAllister y colaboradores (2011), realizaron un estudio de endoparásitos presentes en saurios y ofidios de la Republica de Namibia, reportando que en una población de 232 individuos, 31 lagartos y dos serpientes (15% de la población) se vieron afectadas por parásitos de los cuales los más comunes fueron cestodos, nemátodos (representando 6 familias) y pentastómidos.

Purwaningsih (2011), realizó la observación de tres especies de *Kalicephalus* encontrados en tres especies de serpientes (*Ophiophagus hannah*, *Ptyas mucosus* y *Naja sputatrix*) durante la búsqueda y captura de las serpientes de Java en islas Kalimantan. Como resultado obtuvo que *Kalicephalus indicus* se localizó en siete ejemplares de *Ptyas mucosus*, *Kalicephalus bungari* se encontró en dos *Naja sputatrix* y solo un *Kalicephalus indicus* y *Kalicephalus assimilis* se encontró en *Ophiophagus hannah*.

Shelmon (2007), realizó un estudio usando reptiles de cinco familias de importancia en Iraq: Gekkonidae, Colubridae, Testudinidae, Bataguridae y Trionychidae. Se eutanzaron con cloroformo para examinar la cavidad del cuerpo y los órganos del canal alimenticio separando los órganos individualmente, localizando nueve especies de parásitos helmintos: un tremátodo, un cestodo y siete nemátodos. La tasa de infección fue de un 73% sin diferencia significativa en la variación del sexo.

Téllez (2003), realizó un monitoreo coproparasitológico en la colonia de serpientes del género *Pituophis* del laboratorio de herpetología de la F.E.S. Iztacala. Se les realizó un monitoreo mediante excretas frescas y vía cloacal obteniendo que el 66.6% de la población de serpientes se encontraba parasitada, de este total, el 23.3% tenía *E. invadens*, mientras que el 8.8% tenía *Eimeria* y el 6.6% tenía ambos.

Lance y Font (1996), realizaron una colecta de serpientes colúbridos y vipéridos en dos localidades del sureste de Louisiana para examinar la presencia de helmintos. Como resultado obtuvieron que las serpientes se encontraron parasitadas por 6 especies de trematodos, 4 cestodos, 9 nematodos y 2 acantocefalos. Entre los colúbridos, la presencia de helmintos tuvo una semejanza en cuanto a parásitos debido al tipo de dieta que estos mantienen, en cambio los vipéridos presentaron ambientes y dietas distintas por lo que la presencia de parásitos no reflejó alguna similitud.

JUSTIFICACIÓN.

Debido a que los organismos en cautiverio son susceptibles a presentar enfermedades de tipo parasitaria, es necesario identificar el tipo de parásitos que llegan a contraer en el transcurso de su vida, lo que permite diseñar estrategias de prevención, diagnóstico, control y erradicación de estas enfermedades.

En el caso de reptiles, estas enfermedades han sido responsables de numerosos casos de infección e incluso la muerte de organismos en cautiverio, sin embargo no se cuenta con el conocimiento adecuado para su detección y control lo que limita el buen mantenimiento de las colecciones.

Tomando en cuenta la colección herpetológica de la F.E.S. Iztacala, se han registrado casos de parasitosis en reptiles de todo tipo, haciendo énfasis en organismos inofensivos pero no en venenosos. Por tal motivo es importante realizar una identificación adecuada de los parásitos presentes en una población de tres especies de crotálidos (*Crotalus aquilus*, *C. triseriatus* y *C. ravus*) con el fin de aumentar el conocimiento sobre los tipos de parásitos que afectan a éstos organismos, así como proponer medidas de prevención.

Además, la evaluación del alimento y el agua de consumo (que constituyen una posible fuente de infección), permitirán conocer las posibles fuentes de ingreso de parásitos, ya que al saber de dónde provienen, se podrán controlar mejor las enfermedades parasitarias en cautiverio.

OBJETIVOS.

General:

- Identificar los parásitos presentes en tres especies de vipéridos (*Crotalus aquilus*, *C. ravus* y *C. triseriatus*) de la colección de la F.E.S. Iztacala, U.N.A.M.

Particulares:

- Observar huevos y quistes presentes en las heces mediante el método de concentración de Willis.
- Realizar el análisis de observación directa para localizar parásitos presentes en las heces.
- Analizar el alimento y el agua que se les proporciona a las serpientes para detectar posibles fuentes de introducción de parásitos.
- Realizar la identificación de los parásitos localizados mediante imágenes de referencia de libros especializados.

MATERIAL Y MÉTODOS.

TOMA DE MUESTRA.

Se realizó un inventario de ejemplares vipéridos de tres especies: *Crotalus. aquilus*, *C. triseriatus* y *C. ravus*. Se ubicaron los lugares de encierro y se etiquetaron para identificarlos del resto de la colección.

Se les tomó el peso y se llevó a cabo un control de alimentación calendarizado proporcionando un ratón por semana a cada ejemplar, además de realizar limpieza del encierro cada tercer día así como el agua de bebedero.

De acuerdo a las fechas de alimentación, se realizaron dos muestreos por ejemplar tomando los desechos fecales frescos directo del sustrato y colocándolos en frascos de vidrio de 250g. previamente lavados con agua hirviendo y desinfectados mediante alcohol de 96°.

ANÁLISIS BIOLÓGICO.

MÉTODO DE CONCENTRACIÓN DE WILLIS.

Se utilizó la mitad de muestra fresca colocada en 20ml. de solución saturada de sal (SSNaCl). Se realizó un tamizado con una malla de colador casero de 1mm de diámetro, se mezcló con SSNaCl en un recipiente de vidrio desinfectado y se dejó sedimentar por 15 minutos con un cubreobjetos en la superficie del líquido. Al terminar el proceso se retiró el cubreobjetos del material flotante, se colocó sobre un portaobjetos y se observó al microscopio óptico realizando un barrido a 10 y 40 aumentos (Lamothe, 1997).

TÉCNICA DE OBSERVACIÓN DIRECTA.

Se tomó la mitad de muestra fresca y se mezcló con 20ml. de SSNaCl dejando sedimentar durante 15 minutos. Se observó al microscopio óptico de 10 a 40 aumentos para observar huevecillos, larvas, quistes o formas trofozoides. En el microscopio estereoscópico se realizó la observación de la muestra sedimentada en búsqueda de organismos adultos (Cantú, 2007).

ANÁLISIS DE ALIMENTO Y AGUA.

Se tomó una muestra fecal de cada ratón proporcionado como alimento para buscar parásitos por el método de concentración de Willis, además de realizar la observación directa de muestras de pelo y agua proporcionada a éstos.

Se realizó la observación directa de agua para bebedero tomando dos muestras, la primera del recipiente de almacenaje antes de proporcionarla a las serpientes y la segunda directa del bebedero al momento de hacer su limpieza.

IDENTIFICACIÓN DE PARÁSITOS.

La identificación de los parásitos encontrados en las muestras fue por medio de imágenes y descripciones según los autores Frye (1991) y Mader (2006) en comparación a las imágenes capturadas en el trabajo.

RESULTADOS.

Se registraron 31 serpientes, nueve ejemplares pertenecieron a *C. aquilus*, nueve a *C. triseriatus* y 13 a *C. ravus*. Se registraron tres tipos de encierro; independientes en donde solo se encuentra un ejemplar (perteneciente a la mayoría de los individuos), compartidos con dos ejemplares (cuatro organismos de *C. ravus*) y solo una serpiente se localizó en exhibición (*C. aquilus*). Los ejemplares no contaban con número de registro, sexado o tiempo de vida en cautiverio.

Del total de organismos, 17 presentaron parásitos, siendo el 53% del total de organismos analizados. *C. ravus* presentó el mayor número de hospederos con ocho ejemplares representando el 47% del total de organismos parasitados, seguido de *C. triseriatus* con cinco ejemplares (29%) y *C. aquilus* con cuatro (24%) (Figura 1).

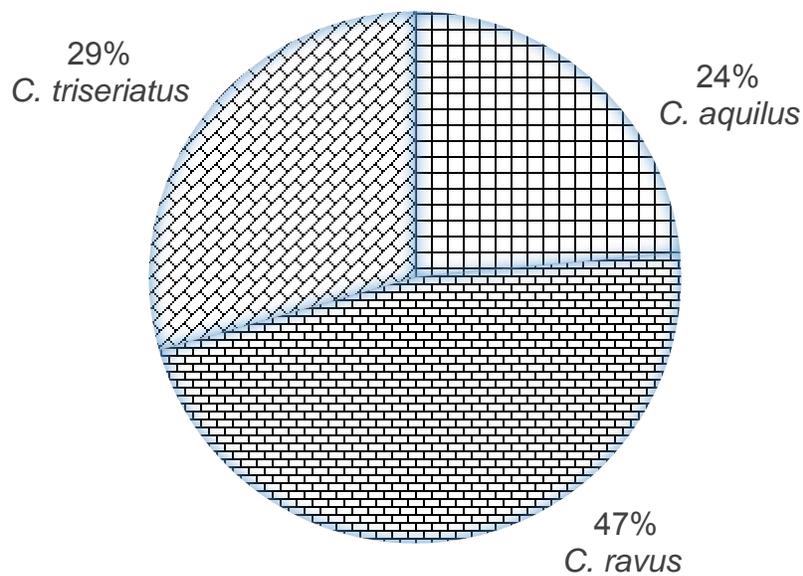


Figura 1. Porcentaje de hospederos por especie.

IDENTIFICACIÓN DE PARÁSITOS.

Kalicephalus sp. (antes *Ophistrongilus* sp.) (Ilustración 5).

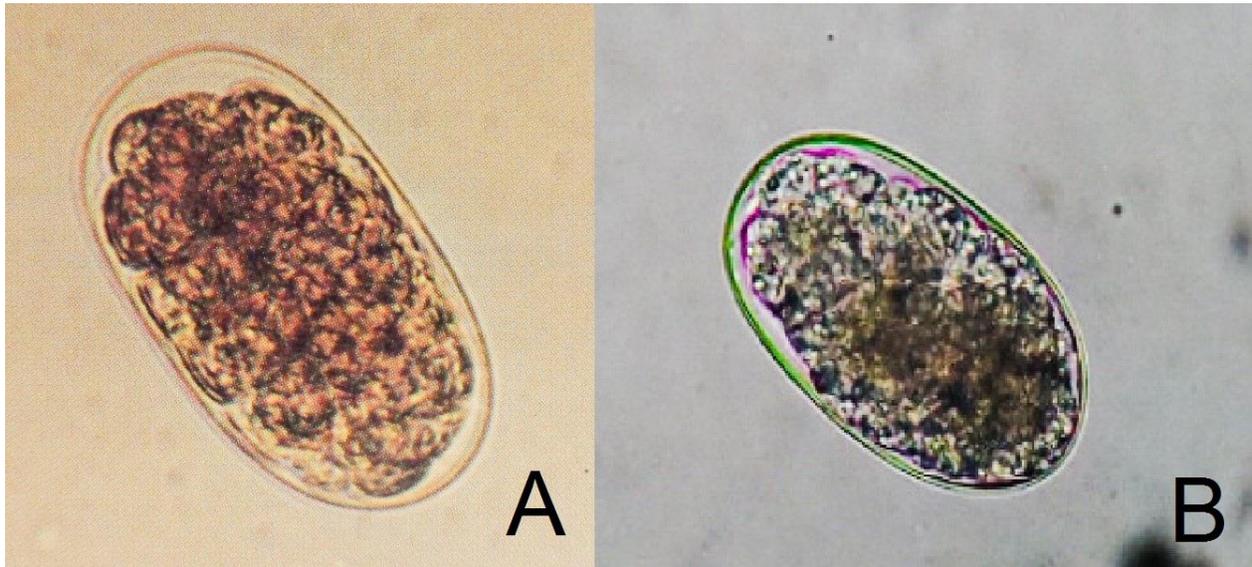


Ilustración 5. A: huevo de nemátodo tomado de una muestra de pitón a 134x (Frye, 1991b). B: muestra de un organismo de *C. aquilus* a 40x.

Toxocara sp. (Ilustración 6).

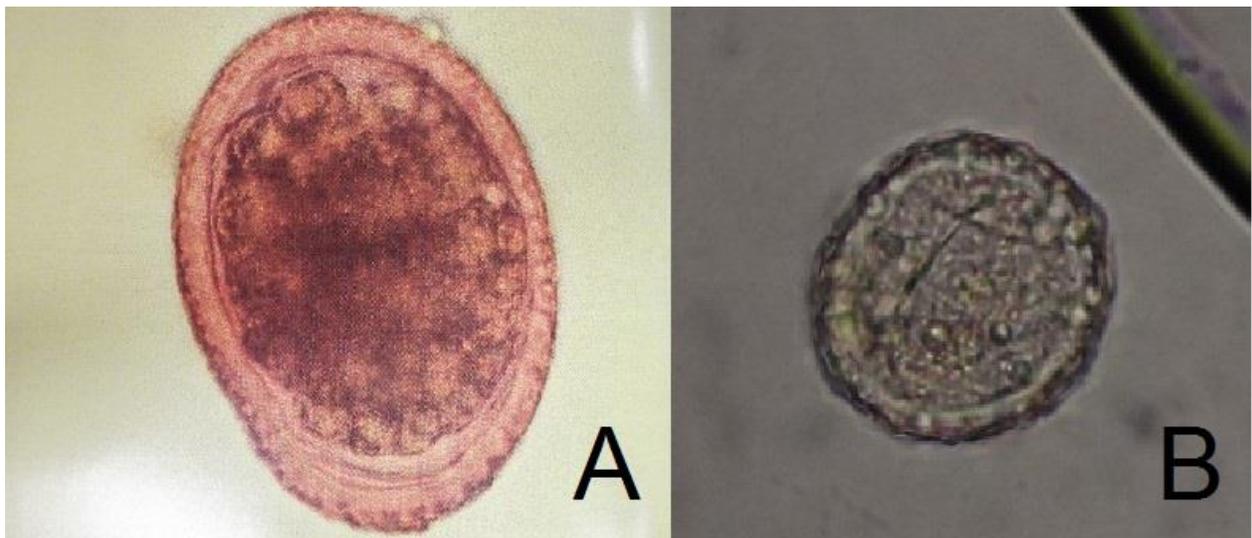


Ilustración 6. A: típico huevo de ascárido recolectado en reptiles teñida con Merthiolate a 268x (Frye, 1991b). B: muestra de *C. triseriatus* a 40x.

Dispharynx sp. (Ilustración 7).



Ilustración 7. A: *Dispharynx nasuta* a 67x (Frye, 1991b). B: huevo localizado en una muestra de *C. aquilus* a 40x.

Entamoeba invadens (Ilustración 8).

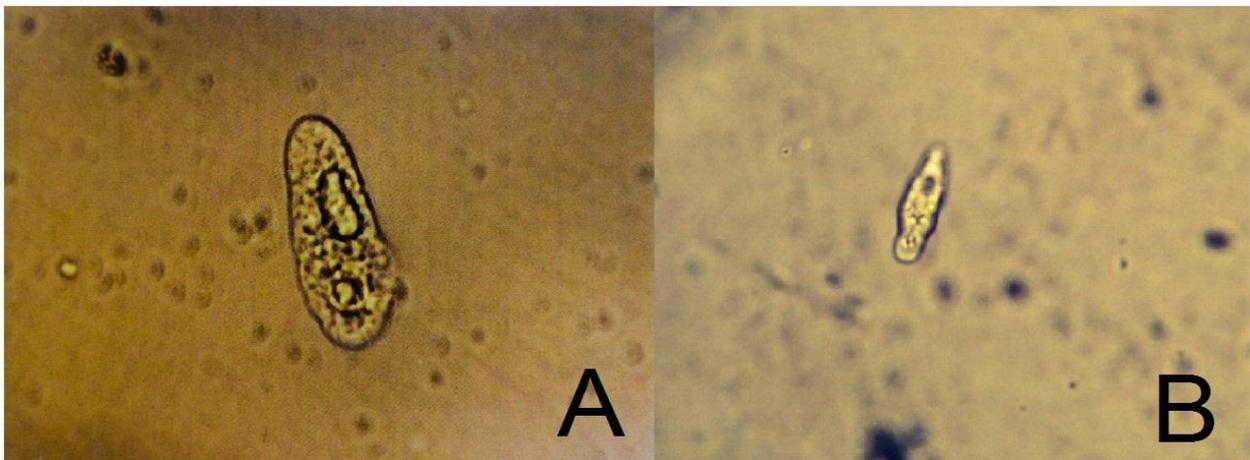


Ilustración 8. A: muestra en fresco sin teñir de heces de Monstruo de Gila *Heloderma suspectum* a 268x (Frye, 1991b). B: muestra en fresco de heces de *C. ravus* a 40x.

Dasymetra sp. (Ilustración 9).

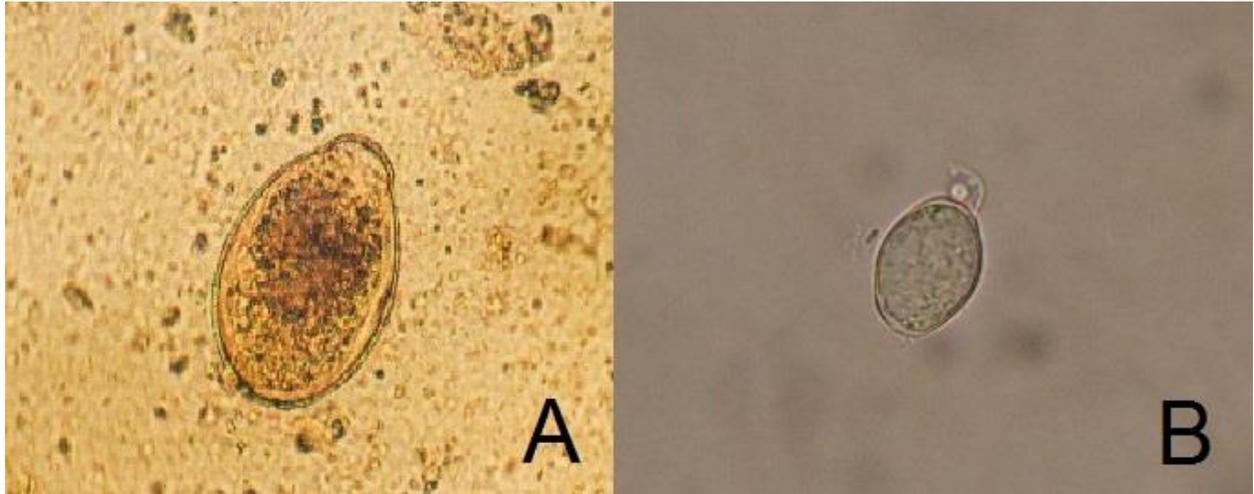


Ilustración 9. A: Típico huevo de trematodo colectado en heces de *Tiliqua scincoides gigas* a 270x (Frye, 1991b). B: imagen tomada de una muestra de heces de *C. rarus* a 40x.

E. invadens y *Kalicephalus* sp. tuvieron mayor incidencia, seguido de *Toxocara* sp. De igual forma, aunque en menor porcentaje, se encuentran *Dispharynx* sp. y *Dsymetra* sp. (Grafica 2).

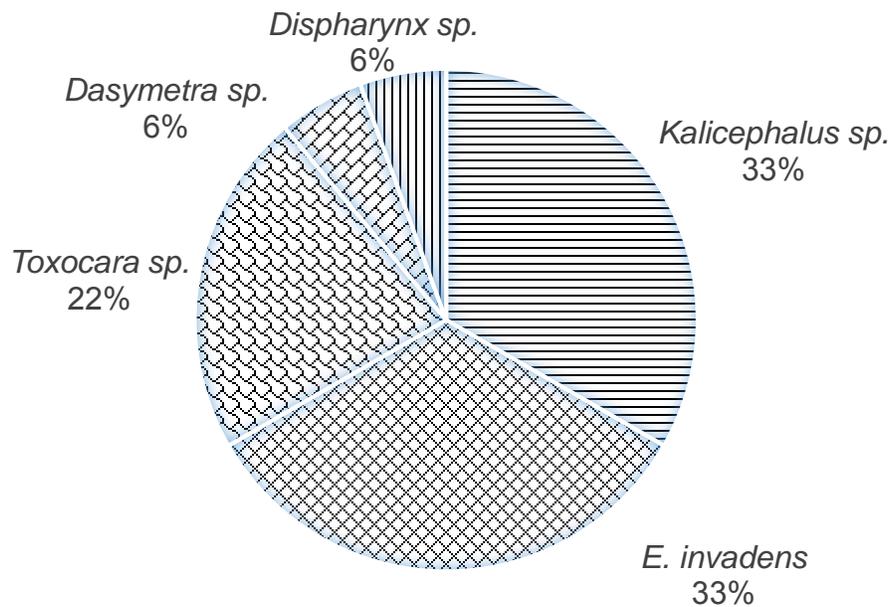


Figura 2. Porcentaje de parásitos localizados en las muestras.

En el conteo por hospedero, se obtuvo que en *C. aquilus* y *C. ravus*, el parásito con mayor incidencia fue *Kalicephalus* sp. (antes *Ophistrongilus* sp.), seguido de *E. invadens*, en cambio en *C. triseriatus* el parásito más común fue *E. invadens* (Figuras 3, 4 y 5).

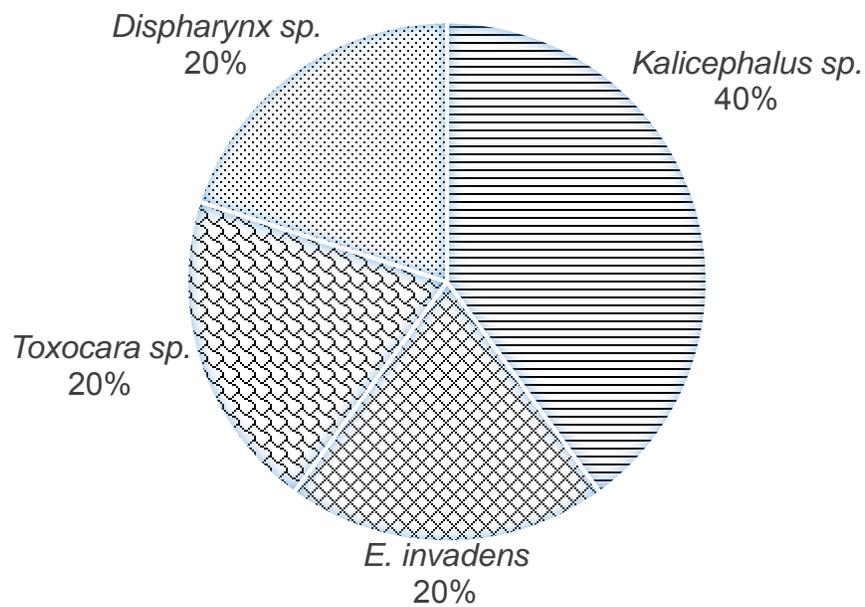


Figura 3. Parásitos encontrados en las muestras de *C. aquilus*.

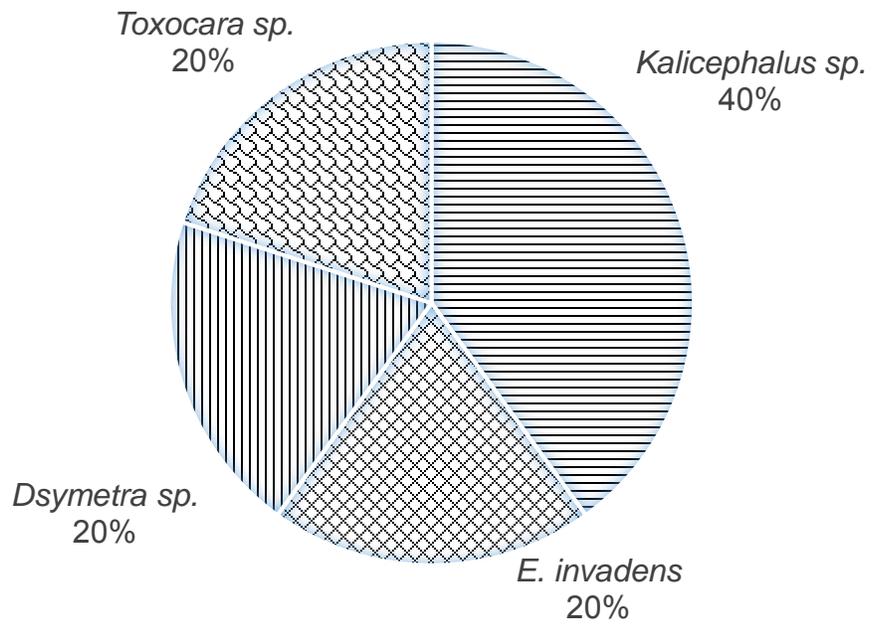


Figura 4. Parásitos encontrados en las muestras de *C. ravus*.

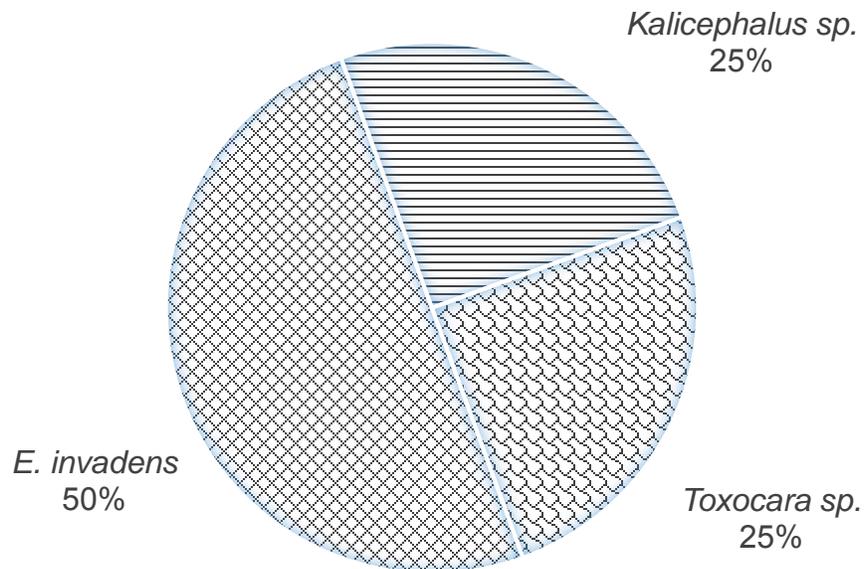


Figura 5. Parásitos encontrados en las muestras de *C. triseriatus*.

ANÁLISIS DEL ALIMENTO Y AGUA.

Las observaciones hechas a los ratones no mostraron ningún parásito interno o externo. El análisis del agua proporcionada a las serpientes arrojó como resultado que al ser tomada del filtro previo al almacenaje no se encontró parásito alguno, 48 horas después del almacenaje se encontraron amibas, nemátodos y otros protozoarios no parásitos como vorticelas y euglenas, además de localizarse insectos como dípteros en estado larval, blatodeos y arácnidos.

DISCUSIÓN.

Más de la mitad de los crotálicos analizados en este estudio presentaron vulnerabilidad a enfermedades parasitarias, lo cual podría verse asociado al estilo de vida en cautiverio ya que los reptiles en estado salvaje tienen un estilo de vida nómada y raramente regresan a la misma zona donde salieron, sin embargo, en cautiverio los reptiles están forzados a pasar gran cantidad de tiempo en un área muy limitada aumentando significativamente la probabilidad de autoinfección (Geiner, 2007). Debido a esto, los parásitos de ciclo de vida directo tienen mayor oportunidad de reinfectar a su huésped, aumentando su cantidad de manera exponencial, en cambio los parásitos con ciclo indirecto no lo infectarán de manera perjudicial ya que estos no son capaces de repoblar a su hospedero a menos que exista un intermediario, el cual, en condiciones de cautiverio, puede ser remplazado por organismos que estén al alcance de estos, perdiendo su control biológico natural pasando de organismos inofensivos a peligrosos en cautiverio (Mendoza, 2009).

Además, el estrés provocado por las condiciones de cautiverio tiende a cambiar el equilibrio entre huésped y parásito, con la consecuencia de una enfermedad. Tales factores de estrés, como sobrepoblación, calor o iluminación inadecuados, pocas áreas para ocultarse, problemas de sustrato, dietas alteradas, entre otras, tienden a suprimir el sistema inmunológico del huésped y hacer que dicho individuo se vuelva más susceptible a los efectos de la infestación (Faust, 1974; Frye 1991a; Yarto, 2011).

De las serpientes parasitadas, la mayoría no presentaron síntomas de enfermedad ya que la parasitosis en ocasiones es asintomática lo que hace más difícil la aplicación de tratamientos adecuados antes de generar una infección avanzada convirtiéndose en ocasiones en una de las principales causas de mortalidad de reptiles en cautiverio (Brotons, 2001; Klingenberg, 2007). Sin embargo, los ejemplares que presentaron síntomas como mucosidad en las heces o peso por debajo del promedio se vieron asociados con amibas ya que estos son signos típicos de esta infección (García y Bruckner, 1993; Mader, 2006; Romero, 2011).

De acuerdo con las imágenes tomadas en este estudio y en comparación a las descripciones consultadas, se encontró que los parásitos presentes en las serpientes fueron: *Kalicephalus* sp., *Entamoeba invadens*, *Dispharynx* sp., *Toxocara* sp. y *Dasymetra* sp. (Owen, 1984; Frye, 1991b; Mader, 2006; Flynn, 2007).

Los parásitos como *Kalicephalus* sp. y *E. invadens* fueron los de mayor importancia en el presente estudio, lo cual coincide con los antecedentes consultados ya que la mayor parte de los trabajos con serpientes hace referencia a estos organismos ya que al presentar un ciclo de vida que los favorece se convierten en organismos comunes en reptiles de cautiverio (Shelmon, 2007; Bursey y Brooks, 2011; McAllister *et. al.*, 2011; Purwaningsih, 2011; García, 2013; Okulewicz, 2014).

Kalicephalus sp. pertenece al orden Strongylida que son nemátodos parásitos de reptiles y mamíferos. Generalmente se alojan en el intestino y en ocasiones llegan a localizarse en la boca o el esófago de serpientes como boidos, colúbridos y vipéridos además de poseer ciclo de vida directo lo que los hace más frecuentes en ejemplares de cautiverio. (Frye, 1991b; Gómez y Sánchez, 2007; Mader, 2006). Este ciclo de vida los hace comunes en las colecciones de reptiles debido a que no necesitan de hospederos intermediarios, por lo que los huevecillos pueden ser reingeridos por la serpiente para liberar su larva siendo esta capaz de desarrollarse y generar más individuos produciendo así una infestación (Olsen, 1984; Bursey y Brooks, 2011). Debido a esto, no se ha reportado alguna relación zoonótica, ya que este género ha mostrado una relación específica con su hospedero (Cooper y Jackson, 1981; Mader, 2006) en cambio, en nemátodos del género *Gnathostoma* registrados en la musculatura de boas es capaz de generar la gnathostomosis en humanos siendo así un caso de zoonosis. (Lamothe y Osorio, 1998; León-Régagnon *et al.*, 2002; Mosqueda Cabrera, 2003).

E. invadens en cambio, es un protozooario perteneciente al orden Entamoebida. Esta especie es la causante de amibiasis en serpientes, lagartos y tortugas aunque en reptiles herbívoros pueden llegar a ser comensales (Faust, 1974; Frye, 1991b; Mader, 2006; Romero, 2011). Estos individuos se caracterizan por poseer quistes cuadrinucleados los cuales generalmente son arrojados en las heces para poder propagarse entre otros organismos a través de vectores como moscas y cucarachas o simplemente

reintroducirse a su hospedero ya que su ciclo de vida es directo lo que favorece la proliferación en cautiverio lo convierte en un parásito peligroso ya que la amibiasis en reptiles es una de las principales causas de mortalidad en cautiverio (Simon, 2004; Geiner, 2007). Este organismo provoca una infección similar a *E. histolytica* pero con pocas repercusiones ya que es un parásito común en reptiles por lo que no se han registrado casos de infección en humanos (Chia, 2009).

Los Ascáridos, representados por *Toxocara* sp. fueron un grupo de parásitos no tan abundantes como *Kalicephalus* sp. y *E. invadens* en el presente estudio. Este género no es un parásito exclusivo de reptiles ya que se encuentra principalmente en mamíferos como roedores, felinos y canidos. Posee una estructura particular diferenciando su estado de desarrollo por la presencia de granulaciones en la cubierta las cuales aumentan su número conforme el embrión crece modificando incluso su estructura pasando de una forma circular a oval la cual es más adecuada para la larva dejándola lista para alojarse en su hospedero (Olsen, 1984). Su aparición en las serpientes puede relacionarse a la presencia de roedores silvestres en las instalaciones del laboratorio ya que estos son capaces de poseer este tipo de parásitos, sin embargo al no poseer las medidas necesarias para su desarrollo, no producirá infección alguna en reptiles siendo arrojados mediante la excreta (Flynn, 2007). En cambio, los ascáridos de reptiles afectan principalmente el estómago y los intestinos, poseen un ciclo de vida directo por lo que son capaces de poblar a su hospedero mediante la autoinfección o usar anfibios, otros reptiles e incluso pequeños mamíferos como hospederos intermediarios (Frye y Jacobson, 1984; Brotons, 2001). Entre los géneros más comunes para serpientes se encuentra *Hexametra*, *Amplichaecum*, *Ophydioscaris* y *Polydelphys*, siendo algunos de ellos reportados como parásitos casuales de primates sin probabilidad de parasitarios, sin embargo ninguno de los anteriores se localizó en este estudio (Cooper y Jackson, 1981).

Dispharynx sp. es un nematodo del orden Acuarina, estos han sido poco estudiados ya que su presencia es poco común en reptiles en cautiverio, aunque en animales en vida silvestre puede verse relacionado a las mucosas gástricas y ocasionalmente en el esófago de su hospedero. Posee un ciclo de vida indirecto requiriendo un hospedero intermedio como artrópodos terrestres llegando a parasitar lagartos y serpientes únicamente, por lo que al localizarse en organismos en cautiverio suelen ser una amenaza menor ya que no son capaces de reproducirse ni reinfectar a su hospedero o al humano (Frye, 1991b; Gómez-Puerta, 2009).

Dasymetra sp. es un trematodo del orden Plagiorchida, este organismo tiene semejanza al huevo encontrado en la muestra por la presencia de dos ápices de los cuales solo uno se diferenciara en opérculo mostrando en estadios prematuros pequeños pliegues por donde este se romperá y dejara libre la larva, sin embargo, para la liberación requiere un hospedero intermediario el cual en cautiverio no es posible localizar por lo que los huevecillos pueden localizarse en el hospedero pero no parasitarlo (Olsen, 1984), además, refiriendo los antecedentes encontrados para este género, se encontró que este organismo es capaz de parasitar crotálicos alojándose en su tracto digestivo e incluso en la boca, sin embargo esto se da mayormente en cuestiones de cautiverio ya que la presencia de roedores silvestres permiten un movimiento continuo de huevecillos en busca del hospedero intermedio, sin embargo al no encontrarse con este, el huevecillo no será capaz de parasitar al roedor o la serpiente siendo arrojados en las excretas, lo contrario en vida silvestre ya que existe mayor probabilidad de infección para géneros como *Agkistrodon* ya que su ambiente favorece a la proliferación de gasterópodos y estos al ciclo de vida de *Dasymetra* (James, 1984; Lance y Font, 1996; Brotons, 2001).

Otros géneros comunes de este grupo son, *Lechriorchis*, *Ochetosoma*, *Zeugorchis*, *Haplometroides*, *Pneumatophilus*, *Stomatrema* y *Styphlodora*, estos comparten ciertas características morfológicas que les permite proliferar en órganos como pulmón, boca y tracto digestivo principalmente de serpientes, aunque en el caso de *Styphlodora* es común encontrarlo en el sistema excretor. Su ciclo de vida es indirecto por lo que necesitan un hospedero intermediario como ranas o gasterópodos principalmente para desarrollar sus larvas, sin embargo en condiciones de cautiverio es casi imposible la

propagación de los huevos ya que al no ser adquiridos por un intermediario, el quiste permanece inerte por lo que no representan una amenaza (Cooper, 1981; Flynn, 2007; Mader, 2007).

Los parásitos encontrados en el análisis, presentaron una semejanza de aparición en cuanto a *E. inavens*, *Kalicephalus* sp. y *Toxocara* sp. ya que se localizaron en las tres especies de serpientes analizadas, esto debido a que la amibiasis y la nematosis son enfermedades comunes en reptiles en cautiverio debido a su ciclo de vida y la probabilidad de autoinfección (Brotos, 2001; Okulewicz, 2014).

En cambio la diferencia entre las serpientes analizadas se da por la presencia de organismos como *Dispharynx* sp. el cual se reporta mayormente en organismos de vida silvestre, lo cual se justifica por la presencia de dos ejemplares de *C. aquillus* provenientes del estado de Hidalgo presentes en la colección (Gómez-Puerta, 2009). En cambio *Dasymetra* sp. es probable que lo haya adquirido de un animal previamente parasitado ya que son muy comunes en animales silvestres (McAllister, 2011), sin embargo al no encontrarse su hospedero intermediario, estos organismos no son capaces de desarrollar una larva por lo que no pueden parasitar al reptil (Mader, 2007),

En cuanto al análisis del alimento no se localizaron parásitos capaces de afectar a las serpientes ya que estos animales al ser criados mediante medidas de seguridad específicos, no tienen la capacidad de transmitir enfermedad alguna (Faust, 1974). Sin embargo, la falta de prevención en los encierros de estos puede verse relacionado a fugas de ejemplares jóvenes quienes, al poseer un tamaño menor al resto del grupo, tienen la facilidad de escapar y relacionarse con roedores silvestres los cuales son capaces de transmitir no solo parásitos internos sino también externos convirtiéndolos en vectores de estos (Flynn, 2007).

Además, el agua que se les proporciona a las serpientes proviene de una fuente distinta a la de los ratones ya que esta se sirve directamente del grifo de agua, mientras que la de serpiente, se almacena en un recipiente poco adecuado, lo que hace que las serpientes se vean más vulnerables a la infección por parásitos, especialmente protozoarios.

CONCLUSIONES.

- Se comprobó que el análisis coproparasitológico de las serpientes es una herramienta fundamental para la detección oportuna de parásitos capaces de infectar no solo a reptiles sino también a humanos, lo cual hace a este tipo de estudios útiles para la prevención de enfermedades parasitarias.
- La falta de información acerca de las serpientes dificulta aspectos como tiempo en cautiverio, tratamientos previos o informes de cuarentena, procedencia del organismo y sexo, lo que apoyaría mucho más a la investigación de parásitos y enfermedades en general de reptiles.
- Más de la mitad de las serpientes analizadas en este estudio presentaron parásitos, lo que refleja la falta de control sobre la limpieza y almacenaje de utensilios, encierros y alimento proporcionados a los organismos.
- Los parásitos más comunes que presentaron los crotálicos analizados fueron *Entamoeba invadens* y *Kalicephalus* sp. quienes al poseer un ciclo de vida directo son capaces de reincidir en su hospedero volviéndose así parásitos comunes de reptiles en cautiverio.
- *Toxocara* sp., no es un parasito exclusivo de reptiles, sin embargo se localizaron huevos de este en las excretas de las serpientes lo que puede relacionarse a la presencia de roedores silvestres ya que este puede parasitar mamíferos por lo que al alojarse en la serpiente no produce infección.
- *Dispharynx* sp., fue localizado solo en ejemplares de reciente ingreso procedentes de campo, lo que explica su presencia en el hospedero, sin embargo al no poseer recursos suficientes para su proliferación, no representa amenaza alguna para la colección.
- *Dasymetra* sp., aunque en menor cantidad, también se encontró entre las muestras analizadas, sin embargo al no encontrarse con su hospedero intermediario, la infección por éstos no es una amenaza.

- El análisis del alimento proporcionado a las serpientes, no arrojó resultados positivos en la presencia de parásitos, sin embargo la poca seguridad de los encierros ayuda a que algunos de ellos escapen, convirtiéndose así en una fuente de contaminación.
- El análisis realizado en el agua de consumo de las serpientes, demostró que es una fuente de contaminación ya que en esta se localizaron insectos como cucarachas y moscas quienes son conocidos por transmitir microorganismos tales como amibas las cuales se observaron al momento de revisar los recipientes de almacenaje y bebederos.
- En el caso de *E. invadens* no se encontró relación con el humano ya que no hay registros de alojamiento en él.
- Para organismos como nemátodos y trematodos, no se han registrado relaciones zoonóticas, por lo que la presencia en reptiles en cautiverio no representa ningún riesgo para sus cuidadores.
- Debido a lo ya mencionado, es necesario establecer medidas de seguridad como la limpieza, desinfección y de ser posible, esterilización de los utensilios empleados en el manejo de los reptiles para evitar la propagación de los parásitos, así como el correcto almacenaje de alimento y agua.

RECOMENDACIONES.

Como medida de prevención, es importante realizar análisis coproparasitológicos cotidianamente, ya que éste es una herramienta útil para la detección y control de organismos causantes de enfermedades en reptiles en cautiverio.

Además, el adecuado aseo y almacenamiento de los utensilios empleados en el manejo de los reptiles es de vital importancia ya que con esto se pueden evitar infecciones y enfermedades dentro de la colección e incluso prevenir la transmisión de parásitos a los cuidadores de la colección.

El análisis del alimento y el agua proporcionada a los reptiles, así como su correcto almacenaje, también es una opción para evitar la propagación de organismos capaces de proliferar fuera de un hospedero, por lo que es necesario mantenerlo en condiciones adecuadas para prevenir el contacto con fuentes de infección.

Es importante realizar dichas recomendaciones para poder conseguir una colección de ejemplares sanos y obtener un mayor beneficio en cuanto a la conservación de las especies en cautiverio ya que esto ayuda al incremento de conocimiento científico y a la aplicación de tratamientos efectivos contra enfermedades presentes en reptiles.

REFERENCIAS.

- Brotons, N.J. y Martínez, S.A. 2001. Enfermedades parasitarias. Disponible en: Vetem Reptiles.
- Bursley, R.C. y Brooks, D.R. 2011. Nematode parasites of Costa Rican snakes (Serpentes) with description of a new species of *Abbreviata* (Physalopteridae). Departamento de Biología. Universidad de Pensilvania. Comparative Parasitology 78(2). 333-358p.
- Bruna Azara, C. 1995. Animales venenosos. Vertebrados terrestres venenosos peligrosos para el ser humano en España. Bol. SEA, 11: 32-40p.
- Campbell, J.A. y Lamar, W.W. 2004. The venomous reptiles of the western hemisphere. Ithaca, London. Comstock Publishing Associates. Cornell Univ. Vol. II.
- Campbell, J.A y Lamar, W.W. 1989. The venomous reptiles of Latin América. Ithaca, New York. Cornell Univ.
- Cantú, M. Y. 2007. Presencia de nematodos gastroentéricos en primates no humanos en condiciones de cautiverio en el estado de Morelos, México. Tesis de licenciatura. Cuernavaca Morelos, México. Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, Universidad de Nuevo León.
- Chia, M.Y., Jeng, C.R., Hsiao, S.H., Lee, A.H., Chen, C.Y. y Pang, V.F. 2009. *Entamoeba invadens* myositis in a common wáter monitor lizard (*Varanus salvator*). Graduate Institute or Veterinary Medicine. Taiwan. Veterinary Pathology vol. 46, no. 4. 673-676p.
- COEDE (Consejo Estatal de Ecología). 2001. Ordenamiento ecológico territorial del estado de Hidalgo. Pachuca, Hidalgo.
- Cooper, J.E. y Jackson, O.F. 1981. Diseases of the reptilia. Academic Press. New York. Vol. 1. 353p.
- Czaplewski, C.R.W. 2005. Diplomado a distancia de Fauna Silvestre. Modulo V. CEAMVET. México.

- EMBL (European Molecular Biology Laboratory). 2009. Reptil database.
- Endang Purwaningsih and Mumpi. 2011. New host and locality records of snakes intestinal nematodes *Kalicephalus spp* in Indonesia. Asian Pac J Trop Biomed. 1(2): 121-123p.
- Faust, E.C., Russell, P.F. y Rodney-Clifton. 1974. Parasitología clínica. Edit. Salvat. España.
- Flynn, R.J. 2007. Parasites of laboratory animals. 2° edición. American College of Laboratory Animal Medicine.
- Fontanillas, P.J.C., C. García A., I. de Gaspar. 2000. Los reptiles: Biología, comportamiento y patología. Mundi-prensa, México, D.F. 160p.
- Frye, F.L. 1991a. Biomedical and surgical aspects of captive reptile husbandry. 2° edición. Malabar, Florida.
- Frye, F.L. 1991b. Reptile care: an atlas of diseases and treatments. T.F.H. Publications inc. Neptune city. N.J.
- Frye, F.L. Hoff, F.I. and Jacobson, E.R. 1984. Diseases of amphibians and reptiles. Plenum Ed. New York.
- García Zendejas, V. 2013. Frecuencia de parásitos de reptiles en cautiverio en diferentes colecciones del estado de Morelos. Tesis de Licenciatura. Universidad Autónoma del Estado de Hidalgo.
- García L.S. y Bruckner, D.A. 1993. Diagnostic medical parasitology. American Society of Microbiology. Washington, D.C.
- Geiner, C.E., Mader D.R. 2007. Parasitology. In Mader DR editor. Reptil medicine and surgery. USA: Sanders. 343-364p.
- Gómez-Puerta, L.A, Enciso, M.A. y Rojas G. 2009. Parasitismo natural por *Synhimantus (Dispharynx) nasuta* (Nematoda: Acuariidae) en pavo real (*Pavo cristatus*) en cautiverio. Revista Perú Biol. 16(1): 121-123p.

- Gómez, L. y Sánchez, L. 2007. *Kalicephalus subulatus* Molin, 1861 (Nematoda, Diaphanocephalidae) en *Boa constrictor* Linnaeus, 1758 (Reptilia, Boidae) de Perú. Neotropical Helminthology, vol. 1, no 2. 105-108p.
- González-Solís, D. y Terán-Juárez, A. 2013. *Porocephalus crotali* (Pentastómida) parasitizing the Yucatan neotropical rattlesnake (*Cotalus tzabcan*) in the Yucatan península, México. Laboratorio de Necton, Colegio de la Frontera Sur Unidad Chetumal. The Southwestern Naturalist 58(2): 251-253p.
- Klingenberg, R.J. 2007. Understanding reptile parasites. 2ª edición. Usa.
- James, L.D., James, S.J. y Wilhelm, W.E. 1984. A comparison of helminth endoparasites in the cottonmouth and three species of wáter snakes. American Microscopical Society. Vol. 103, No. 2. 137-143p.
- Lance, W.F. y Font, W.F. 1996. Helminth parasites of four species of snakes from two hábitats in souhteastern Louisiana. Journal of Helmintology. 63(1). 66-75p.
- Lamothe, A.R. 1997. Manual de técnicas para preparar y estudiar los parásitos de animales silvestres. 1º edición. A.G.T. Editores S.A. México.
- Lamothe-Argumedo, R. y D. Osorio-Sarabia. 1998. Estado actual de la gnatostomiasis en México. Anales del Instituto de Biología, Universidad Nacional Autónoma de México. Serie Zoología 69:23-37p.
- León-Règagnon, V., D. Osorio-Sarabia, L. García-Prieto, H. Akahane, R. Lamothe-Argumedo, M. Koga, M. MessinaRobles y C. Álvarez-Guerrero. 2002. Study of the ethiological agent of gnathostomosis in Nayarit, Mexico. Parasitology International 51:201-204p.
- Mader, D.R. 2006. Reptil medicine and surgery. Saunders Ed. St. Louis Missouri.
- McAllister, C.T. Bursey, C.R. and Freed, P.S. 2011. Endoparasites (Cestoidea, Nematoda, Pentastomida) of reptiles (Sauria, Ophidia) from the republic of Namibia. The Helminthological Society of Washington. 78(1):140-151p.

- Mara, W.P. 2005. Tortugas, cuidados, crianza y variedades. 5° edición. Europea, España.
- Méndez de la Cruz, F.R; Camarillo, J.L; Villagrán Santa Cruz, M. y Aguilar R. 1992. Observaciones sobre el status de los anfibios y reptiles de la Sierra de Guadalupe. Anales del Instituto de Biología. U.N.A.M. Serie Zoológica 63(2): 249-256p.
- Mendoza, J.K. 2009. Los parásitos en animales exóticos. Comunidad de Animales Exóticos. Ediciones Tikal. 240p.
- Meneghel, M. 2008. Generalidades de los reptiles. Curso práctico de biología animal. Facultad de Ciencias.
- Mosqueda-Cabrera, M. A. 2003. Caracterización y diferenciación sistemática de especies mexicanas del género *Gnathostoma* (Nematoda: Spirurida: Gnathostomatoidea) parásitas de mamíferos carnívoros de la parte baja de la cuenca del río Papaloapan, Oaxaca-Veracruz. Tesis, Facultad de Ciencias, Universidad Nacional Autónoma de México. México, D. F. 91 p.
- Mosqueda, D.L. 2014. México, segundo país más diverso en reptiles, solo superado por Australia. Sabere Ciencias no. 30.
- Okulewicz, A., Kazmierczak, M. y Zdrzalik, K. 2014. Endoparasites of exotic snakes (Ophidia). Departamento de Parasitología, Instituto de Genética y Microbiología. Universidad Wroclaw, Polonia. Helminthologia, 51,1:31-36p.
- Olsen, O.W. 1984. Animal parasites: their life cycles and ecology. University Park Press. 302p.
- Paredes, G.D.M., Ramírez, B.A. y Martínez, M.M.A. 2011. Distribución y representatividad de las especies del género *Crotalus* en México. Revista Mexicana de Biodiversidad. Vol. 82, No. 2. 689-700p.
- Parker, H.W. and Grandison, A.G.C. 1977. Snakes: A natural history. Cornell University Press; 2nd Edition.
- Parsons, A. 1990. Las asombrosas serpientes. Ed. Bruño. Madrid. 86p.

- Pough, F.H., R.M. Andrews., J.L. Cadle, M.L. Crump, A.H. Savitzky y K.D. Well. 2001. Herpetology. Prentice Hall Inc. New Jersey. 123p.
- Pyron, R. A., Burbrink, F. T., & Wiens, J. J. 2013. A phylogeny and revised classification of Squamata, including 4161 species of lizards and snakes. BMC evolutionary biology, 13(1), 93p.
- Romero González, J.E. 2011. Estudio comparativo de la efectividad entre Etofamida y Metronidazol en el tratamiento de serpientes con amibiasis intestinal. Tesis Licenciatura. Universidad Nacional Autónoma de México.
- Shelmon, E. Al-barwari e Isam Saeed. 2007. On helminth fauna of some Iraqi reptiles. Turkiye parazitoloji dergisi, 31 (4): 330-336p.
- Simon, J. G. y Paul, R. 2004. Manual of reptiles. 2° edición. BSAVA.
- Smith, H.M. y Smith, R.B. 1976. Synopsis of the herpetofauna of México. Vol. III. Source analysis and index for Mexican reptiles. Erick Lundberg. Maryland.
- Téllez Calderón, M.L. 2003. Monitores coproparasitoscópico de la colonia de serpientes del género *Pituophis* (Colubridae) del laboratorio de herpetología de la F.E.S. Iztacala. Tesis Licenciatura. Universidad Nacional Autónoma de México. 32p.
- Uetz, P. 2005. How many species? Species numbers. The EBLM REPTILE DATABASE.
- Valencia, A.A.H. 2006. Taxonomía y distribución del genero *Crotalus* (Linneo, 1758) en el estado de Hidalgo. Tesis Licenciatura. Universidad Autónoma del Estado de Hidalgo.
- Valledor, A.: 1994. Envenenamientos por animales. Animales venenosos y urticantes del mundo. Madrid: Díaz de Santos, 342 pp.
- Yarto, J.E. 2011. Alojamiento y problemas relacionados en reptiles: quemaduras, problemas digestivos y respiratorios. Disponible en: Congreso. LAVECCS. Sociedad Latinoamericana de Medicina Veterinaria de Emergencia y Cuidados Intensivos.
- Young, J. Z. 1977. La vida de los vertebrados. Barcelona. Ed. Omega. 660 pp.