



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DEL ESTADO DE HIDALGO

**INSTITUTO DE CIENCIAS AGROPECUARIAS
ÁREA ACADÉMICA DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA**

**“FRECUENCIA DE PARÁSITOS DE REPTILES EN CAUTIVERIO EN
DIFERENTES COLECCIONES DEL ESTADO DE MORELOS”**

T E S I S

QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE:

MÉDICO VETERINARIO ZOOTECNISTA

P R E S E N T A:

VERÓNICA GARCÍA ZENDEJAS

Director de tesis:

M. en C. JOSÉ IGNACIO OLAVE LEYVA

Asesor externo:

MVZ. GUSTAVO ORTÍZ MEZA

**Cuernavaca, Morelos
Tulancingo de Bravo, Hidalgo.**

Marzo 2013.



Universidad Autónoma del Estado de Hidalgo
Ciudad Universitaria
 Instituto de Ciencias Agropecuarias
 Área Académica de Medicina Veterinaria y Zootecnia
 Coordinación del Programa Educativo de Medicina Veterinaria y Zootecnia





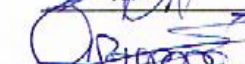




001-CPEMVZ-VAJ/13

DR. OTILIO ARTURO ACEVEDO SANDOVAL
 Director ICAP
 Presente


De acuerdo con el artículo 134 del Reglamento de Control Escolar de la UAEH, la tesis titulada **“Frecuencia de parásitos de reptiles en cautiverio en diferentes colecciones del Estado de Morelos”** presentada por **C. VERONICA GARCÍA ZENDEJAS** con número de cuenta 157064, egresada del Programa Educativo de Medicina Veterinaria y Zootecnia, ha sido aprobada por el Jurado Examinador designado, por lo que se procede a su impresión y presentación en examen recepcional como requisito parcial para la obtención del título de Médico Veterinario Zootecnista.

- PRESIDENTE: Dr. Juan Ocampo López
- SECRETARIO: M en C José Ignacio Olave Leyva
- PRIMER VOCAL: Dra. Rosalinda Acosta Salinas
- SEGUNDO VOCAL: Dra. Patricia Beatriz García Reyna
- TERCER VOCAL: M.V.Z Isaac Campos Newman
- PRIMER SUPLENTE: Dr. J. Jesús Germán Peralta Ortiz
- SEGUNDO SUPLENTE: M.V.Z. Arturo Blancas Rico


 6/mar/13

 6/03/13

 6/03/13

 11/03/13

 13/03/13

 13/03/13

 6/marzo/2013

ATENTAMENTE
“AMOR, ORDEN Y PROGRESO”
 Tulancingo de Bravo, Hgo., 6 de Marzo de 2013


LPA. JESÚS VEGA ANGELES
 Coordinador del Programa Educativo de
 Medicina Veterinaria y Zootecnia


DR. ARMANDO PELÁEZ ACERO
 Jefe del Área Académica de
 Medicina Veterinaria y Zootecnia

C.c.p. Dr. Armando Peláez Acero.- Jefe del Área Académica de MVZ
 C.c.p. Archivo



Rancho Universitario, Av. Universidad Km. 1
 Ex-Hda. de Aquetzalpa AP 32 CP 43600
 Tulancingo, Hgo.
 Tel. y fax 01 771 2000 Ext. 2440
jevean2004@hotmail.com

DEDICATORIA

A Dios

Por darme la vida y estar conmigo en cada paso que doy y haber puesto en mi camino aquellas personas que han sido mi soporte y compañía durante todo el periodo de estudio. Por haberme permitido concluir con una etapa más de mi vida y dado salud para alcanzar esta meta. Por su infinita bondad y misericordia.

A mis padres Gregorio y María

Zuien con su amor, motivación y comprensión me apoyaron en todo momento. Por tus desvelos mamá que compartías conmigo. Por sus sacrificios que por hoy han valido la pena y llegar a ser una persona de bien.

A mis hermanos

Por todos aquellos en haber colaborado directa e indirectamente conmigo para la realización de esta tesis.

Paty, con tú motivación para seguir adelante y palabras de aliento para no caer. Tere, por tú apoyo incondicional. Jaime, por tus palabras de aliento y tus bromas que siempre me arrancan una sonrisa y sentirme bien al final del día. Laura y Viviana, por su amor y apoyo incondicional. A todos mis hermanos gracias.

Tío Roberto Zendejas

Por su apoyo tanto para mi formación profesional como personal, por su confianza y cariño que siempre me has brindado. Gracias

Y sobre todo a mi co-asesor MVZ Gustavo Ortiz, quien me inspiro en la realización de la tesis y aventurarnos en la misma. Gracias por su apoyo, dedicación y aprendizaje día a día. Sus conocimientos, sus orientaciones, su manera de trabajar, su persistencia, su paciencia y su motivación han sido fundamentales para mi formación.

AGRADECIMIENTOS

A mi asesor de tesis, M en C. José Ignacio Olave Leyva, quien me brindó su apoyo y tiempo para la culminación de esta tesis.

A los médicos y profesores de la carrera, quienes compartieron sus conocimientos. Por su tiempo, dedicación y por los buenos y malos momentos.

A mis amigos, los que han pasado y los que se han quedado, por su apoyo y amistad quienes compartimos experiencias dentro y fuera de las aulas.

Sobre todo a los dueños de las colecciones que me brindaron su apoyo y confianza para la realización de esta investigación.

Y a todas aquellas personas que de una u otra forma, colaboraron o participaron en esta investigación, hago mi más sincero agradecimiento.

“Para las cosas grandes y arduas se necesitan combinación sosegada, voluntad decidida, acción vigorosa, cabeza de hielo, corazón de fuego y mano de hierro.”

Jaime Balmes

ÍNDICE

ÍNDICE DE FIGURAS.....	VII
ÍNDICE DE GRÁFICAS.....	IX
ÍNDICE DE TABLAS.....	X
1. RESUMEN.....	11
2. INTRODUCCIÓN	12
2.1 GENERALIDADES SOBRE LA MORFOLOGÍA DE LOS PARÁSITOS.....	12
2.2 HELMINTOS DE ANIMALES DOMÉSTICOS Y SILVESTRES	13
2.3 AMBIENTE DE LOS PARÁSITOS	15
2.4 CICLOS BIOLÓGICOS	16
2.5 DISEMINACIÓN DE LOS PARÁSITOS	16
2.6 ¿POR QUÉ TRATAR PARÁSITOS?	17
3. BIODIVERSIDAD DE MÉXICO	19
3.1 LA DIVERSIDAD BIOLÓGICA DEL ESTADO DE MORELOS	19
4. TAXONOMÍA DE LOS REPTILES	21
4.1 ¿QUÉ ES UN REPTIL?.....	21
4.1 CLASE REPTILIA.....	21
5. ALIMENTACIÓN.....	25
6. MANTENIMIENTO EN CAUTIVERIO	27
6.1 CONDICIONES AMBIENTALES.....	28
6.1.1 CROCÓDRILOS	28
6.2 SERPIENTES.....	28
6.3 IGUANA.....	29
6.3.1 TEMPERATURA Y HUMEDAD.....	29
6.3.2 ILUMINACIÓN	30
6.4 TORTUGAS.....	30
6.4.1 TEMPERATURA.....	31
6.4.2 HUMEDAD	32
6.4.3 ILUMINACIÓN	32
7. PROBLEMAS DE SALUD ASOCIADOS CON EL ALOJAMIENTO INADECUADO DE LOS REPTILES	34
8. OBJETIVO GENERAL	37
9. JUSTIFICACIÓN	37
10. HIPÓTESIS	38
11. MATERIAL Y MÉTODOS	39

11.1 CARACTERÍSTICAS DEL ÁREA DE ESTUDIO	39
11.2 LUGARES DE MUESTREO	41
11.2.1 MUESTREO N° 1	42
11.2.2 MUESTREO N° 2	43
11.2.3 MUESTREO N° 3	44
11.2.4 MUESTREO NO 4	45
11.3 TOMA Y MANEJO DE LAS MUESTRAS	46
11.4 RECOLECCIÓN DE MUESTRAS.....	47
11.5 TÉCNICAS PARA DETERMINAR PARÁSITOS EN HECES	50
11.5.1 MÉTODOS CUALITATIVOS	50
11.5.2 TÉCNICA DE FLOTACIÓN	50
11.5.3 PROCEDIMIENTO	50
11.5.4 MÉTODO DIRECTO	50
11.5.5 MÉTODO ESTADÍSTICO.....	51
12. RESULTADOS.....	53
13. DISCUSIÓN	62
14. CONCLUSIONES.....	64
15. ANEXO: ESQUEMAS DE ALIMENTACIÓN Y ALOJAMIENTO DE LAS COLECCIONES ESTUDIADAS.....	65
15.1 COLECCIÓN 1: RANCHO AGUA SALADA. XOCHITEPEC, MOR.	65
15.2 COLECCIÓN 2: VETERINARIA FAUNA SILVESTRE. CUERNAVACA MOR.	66
15.3 COLECCIÓN 3: CRIADERO DE IGUANA NEGRA MUNICIPIO DE YAUTEPEC, MOR.	67
15.4 COLECCIÓN 4: REPTILES FERGO. MUNICIPIO DE JIUTEPEC, MOR.....	68
16. BIBLIOGRAFÍA	69

ÍNDICE DE FIGURAS

No de Figura	Página
1. Clase <i>reptilia</i> : Tortuga de orejas rojas (<i>Trachemys scripta elegans</i>), heloderma (<i>Heloderma horridum</i>), serpiente del maíz (<i>Elaphe guttata</i>), cocodrilo (<i>Crocodylus moreletii</i>)24
2. Ubicación del estado de Morelos39
3. Mapa de climas del estado de Morelos40
4. Ubicación de los municipios para muestreos del estado de Morelos41
5. Diferentes especies de tortugas42
6. Captura de iguana negra (<i>Ctenosaura pectinata</i>)42
7. Captura de cocodrilo (<i>Crocodylus moreletii</i>)42
8. Nidos de iguana negra (<i>Ctenosaura pectinata</i>)43
9. Iguana negra (<i>Ctenosaura pectinata</i>)43
10. Tortuga de orejas rojas (<i>Trachemys scripta elegans</i>)44
11. Hábitat en cautiverio de tortuga japonesa (<i>Trachemys scripta elegans</i>)44
12. Heloderma (<i>Heloderma horridum</i>)44
13. Alimentación de serpiente de cascabel (<i>Crotalus durissus terrificus</i>) con roedor44
14. Toma de muestra directa con hisopo en cocodrilo(<i>Crocodylus moreletii</i>)46
15. Heces frescas recolectadas de nidos46
16. Huevos de oxiúridos. Aumento original de 10x60
17. Oxiúrido adulto. Aumento original de 10x60

18. Lesión causada por ácaros en iguana negra (<i>Ctenosaura pectinata</i>)60
19. Ácaro hallado en Pitón burmés albino (<i>Python molurus bivittatus</i>) aumento original en 60x60
20. Estróngilo. Larva, aumento original en 100 x. Iguana verde a. (<i>Iguana iguana</i>)61
21. Estróngilo de boa constrictor. (<i>Boa constrictor</i>) Aumento original de 40x (a), 100x (b)61
22. Ancilostoma de tortuga del desierto (<i>Gopherus flavomarginatus</i>). Aumento original de 100x61

ÍNDICE DE GRÁFICAS

<i>No de Gráfica</i>	<i>Página</i>
1. Total de muestras recolectadas	54
2. Frecuencia de parásitos en reptiles del total de las colecciones	54
3. Total de frecuencia por colección	55
4. Frecuencia por reptiles positivos a la muestra. Colección 1	56
5. Frecuencia por reptiles positivos a la muestra. Colección 2	57
6. Frecuencia por reptiles positivos a la muestra. Colección 3	58

ÍNDICE DE TABLAS

No. de Tabla	Página
1. Clasificación de acuerdo al grupo filogenético y características generales de los parásitos de interés veterinario 13
2. Este grupo comprende tres órdenes principales: los cocodrilos, las tortugas y el de los escamosos.23
3. Colección 1 “Rancho Agua Salada. Xochitepec, Mor.” Número de muestras e identificación47
4. Colección 2 “Veterinaria Fauna Silvestre. Cuernavaca Mor.” Número de muestras e identificación.48
5. Colección 3 “Criadero de Iguana Negra. Yautepec Mor.” Número de muestras e identificación.48
6. Colección 4 “Reptiles Fergo. Jiutepec Mor”. Número de muestras e identificación49
7. Colección 1 “Rancho Agua Salada.” Xochitepec, Mor. Parásitos encontrados56
8. Colección 2 “Veterinaria Fauna Silvestre. Cuernavaca Mor.” Parásitos encontrados57
9. Colección 3 “Criadero de Iguana Negra. Yautepec Mor.” Parásitos encontrados58
10. Colección 4 “Reptiles Fergo. Jiutepec Mor.” Parásitos encontrados59

1. RESUMEN

Este trabajo determinó la frecuencia relativa de parásitos en reptiles en cautiverio de diferentes colecciones del estado de Morelos, mediante pruebas coproparasitoscópicas, utilizando las técnicas simple o rápida y flotación con solución salina saturada, de un total de 109 muestras, en 52 muestras presentaron la presencia de parásitos lo que representa el 47.70% y en 57 no se identificaron lo que representa el 52.29%.

Los parásitos que con mayor frecuencia se identificaron en los reptiles estudiados fueron nematodos de familia *Oxyuridae* con una frecuencia del 88.46%, en segundo lugar estróngilos (7.69%) y anquilostoma (3.8%). Los nematodos son los parásitos más diagnosticados y a pesar de la presencia de estos parásitos en reptiles la información escasa o nula sobre estos en la literatura dificulta su identificación plena.

El cautiverio es uno de los factores a considerar para la presentación de posibles enfermedades parasitarias ya que este puede romper el equilibrio simbiótico entre el parásito y el hospedero. Las frecuencias observadas en este estudio abren la puerta a estudios posteriores para evaluar el impacto de los nematodos en la salud de los reptiles estudiados en las diferentes colecciones del Estado de Morelos. Las técnicas coproparasitoscópicas son una herramienta básica en el cuidado de la salud de los animales en cautiverio y apoyan al MVZ para lograr una vigilancia epidemiológica activa además de ser un apoyo en el diagnóstico oportuno de las enfermedades parasitarias.

2. INTRODUCCIÓN

2.1 Generalidades sobre la morfología de los parásitos

Un parásito es un organismo de menor tamaño que vive en el interior o a expensas de otro organismo denominado hospedador (Bowman, 2011).

El parásito tiene un papel importante en la regulación de poblaciones de hospedadores ya que algunas veces disminuye la reproducción y otras las mata. Los parásitos se adaptan a diferentes hábitats del hospedador, es decir, piel, tejido subcutáneo, cavidades, y sangre (Pursall, 2006).

La mayoría de los animales alberga una o varias especies del parásito con cientos o miles de especímenes. El número de especies parásitas superan a las de vida libre. La mayoría de las especies de parásitos se encuentran los protozoarios, helmintos, artrópodos y pentastómidos. El hospedero y los parásitos constituyen una comunidad de organismos, que viven en estrecha relación (Osorio, 2005).

Es importante para el estudio de Parasitología Veterinaria, conocer la forma externa e interna, dimensiones, color y aspecto general de las diferentes especies o géneros de parásitos ya que son las características morfológicas en primer lugar las que se utilizan para identificar a los diferentes especímenes, según en la forma que adquiere en la escala zoológica, así como en sus diferentes estados evolutivos (huevo, larvas, adultos macho y hembra), son de gran utilidad para establecer el diagnóstico parasitológico (Quiroz, 1990).

De acuerdo a sus características morfológicas, fisiológicas y filogenéticas se ha dividido a los animales para su estudio en varios grupos (Tabla 1).

Grupo Filogenético	Características generales
<i>Phylum Protozoa</i>	Tamaño microscópico, consiste en una sola célula o más núcleos, son de estructura compleja.
<i>Phylum Platyhelminthes</i>	Cuerpo aplanado dorsoventralmente. Cestodos o cuerpo en forma de cinta dividido en varios segmentos (<i>Tenia</i>). Trematodos con cuerpo insegmentado y forma foliácea (<i>Fasciola</i>)
<i>Phylum Acantocephala</i>	Forma cilindroide con gancho en su extremo anterior.
<i>Phylum Nematelminthes</i>	Cuerpo cilindroide, con extremos terminados en punta (<i>Ascaris suum</i>), o forma esferoide.
<i>Phylum Artropoda</i>	Poseen exoesqueleto de naturaleza quitinosa y patas articuladas.

Tabla 1. Clasificación de acuerdo al grupo filogenético y características generales de los parásitos de interés veterinario (Quiroz, 1990).

2.2 Helmintos de animales domésticos y silvestres

El término helminto se deriva del vocablo griego *helmins*, que incluye a un conjunto de organismos con carácter isomórfico: su aspecto vermiforme (forma de gusano). Los grupos de organismos que lo integran no pertenecen a un solo grupo por lo que no constituyen un grupo natural (con un aspecto común), ya que los organismos que lo integran a este grupo pertenecen a varios *Phylum* (*Platyhelminthes*, *Acantocephala* y *Nematelminthes*), algunos integrantes de estos grupos, parasitan vegetales y animales, entre los que se encuentra el *Homo sapiens sapiens*. Del grupo de los helmintos, los acantocéfalos son los únicos constituidos por organismos exclusivamente parásitos (Pérez, 2001).

El estudio de los helmintos parásitos de los animales domésticos y silvestres es importantes al menos desde dos puntos de vistas: a) Diversidad y b) Sanitario (Osorio, 2005).

A) Desde el punto de vista de la diversidad, los estudios hasta la fecha sugieren una amplia representación de este grupo de organismo a nivel nacional, aun cuando su conocimiento puntual está lejos de completarse, a pesar de que los helmintos parásitos de los animales domésticos son de los más conocidos, en algunas ocasiones se registran especies que no forman parte de la helminto fauna normal de dicho hospedador.

B) En lo referente al aspecto sanitario, el estudio de los helmintos de los animales domésticos y silvestres son de gran interés debido a que muchos de ellos impactan de manera notable a las especies que los albergan (hospedadores o huéspedes), convirtiendo algunas de estas helmintiasis en inversión obligada a través de programas permanentes de desparasitación que implican gasto significativos en su producción. Constituyendo además de afecciones vinculadas a problemas de salud pública y zoonosis. (Osorio, 2005).

Los nematodos han sido siempre parásitos intestinales comunes diagnosticados en reptiles. Se han identificado más de 500 nematodos, los más encontrados están en estómago, intestino delgado y grueso. Las larvas son encontradas en esófago, pulmones y otras localizaciones inusuales dependiendo de su migración (Quiroz, 1990).

Las lesiones producidas por un gran número de larvas, son el resultado de destrucción de órganos, pérdida de nutrientes, destrucción tisular, inflamación e introducción a bacterias (Quiroz, 1990).

Los reptiles de vida libre están infectados por una gran diversidad de endo y ectoparásitos. Considerando el número de artículos publicados, existen relativamente pocos reportes de morbilidad de cargas parasitarias en reptiles silvestres (Jacobson, 2007).

Históricamente los científicos interesados en parásitos en reptiles han sido taxonomistas y no se han interesado en entender o para apreciar la respuesta del huésped al parásito (Jacobson, 2007).

Aún las lesiones han sido con ciertas infecciones parasitarias. Infecciones por *Plasmodium* se cree que afectan el comportamiento y la fisiología de lagartos (Schall, 1999), las coccidias *Caryospora* son responsables de la mortalidad en cautiverio (Leibovitz et al., 1978) y vida silvestre (Gordon et al., 1998). También se evaluaron reptiles de vida silvestre encontrados enfermos en los campos que tienen amebiasis, criptosporidiosis y varias infestaciones de helmintos. En contraste hay mucho más reportes de enfermedades parasitarias en cautiverio, especialmente estos fueron coleccionados de vida silvestre. Mientras algunos parásitos tales como *Entamoeba invadens*, se transmiten sin un huésped intermediario (por ejemplo, directamente de animal a otro). Muchos otros parásitos de reptiles requieren como tal un hospedero para completar su ciclo de vida (Jacobson, 2007).

Como en el caso de vertebrados superiores, muchos reptiles albergan parásitos por un largo tiempo considerable antes de mostrar signos de la enfermedad. Las enfermedades clínicas pueden ser vistas más tarde cuando factores predisponentes comprometen inmunológicamente al hospedero y permite el desarrollo de dicha enfermedad (Jacobson, 2007).

2.3 Ambiente de los parásitos

El medio ambiente, juega un papel de mayor importancia al facilitar o impedir el desarrollo de los parásitos en determinadas áreas geográficas. Se reconocen dos tipos de ambientes, el hospedador como su ambiente inmediato constituye su microambiente y el ambiente externo del hospedador como macroambiente (Benbrook, 1965).

Los cambios estacionales determinan si el ambiente es favorable para la transmisión en el caso de necesitar el desarrollo fuera del hospedador, o en presencia de intermediarios y por otra parte la abundancia o escasez de alimento se reflejara en el microclima del parásito (Benbrook, 1965).

Se ha encontrado que hay influencia entre la fauna parasitaria y el modo de vida del hospedero o de los sistemas de manejo de los animales. La densidad de la población de

hospedadores tiene decisiva influencia sobre la composición de la fauna parasitaria (Benbrook, 1965).

2.4 Ciclos biológicos

El ciclo de vida de un parásito puede ser muy simple o muy complejo. En el ciclo de vida simple el parásito necesita solamente de un hospedero para vivir, este es un ciclo de vida directo. En el ciclo de vida indirecto el parásito requiere múltiples hospederos para reproducirse, y estos extra-hospederos son llamados intermediarios (Jacobson, 2007).

2.5 Diseminación de los parásitos

Estrechamente relacionado con las vías de entrada y salida de los parásitos del hospedero, están los mecanismos por los cuales los parásitos se diseminan en la naturaleza. Las heces y las otras excretas de los animales y del hombre contaminan el suelo, las corrientes de agua se convierten en vehículos de primera magnitud en la diseminación de ciertos parásitos (Quiroz, 1990).

Insectos como moscas y cucarachas diseminan con sus patas y deyecciones, quistes de amibas y huevos de helmintos que han sido ingeridos en el alimento y luego evacuados en sus heces sobre distintas sustancias, que a su vez pueden infectar al hombre y a los animales (Quiroz, 1990).

Los vegetales que son parte de la alimentación de animales domésticos y el hombre, pueden también ser vehículos de primera magnitud en la diseminación de los parásitos (Quiroz, 1990).

Por otra parte, los medios modernos de transporte, ferrocarril, barcos, automóviles, aviones, camiones, etc., constituyen eficaces vías de diseminación de los parásitos y las enfermedades que ellos ocasionan (Quiroz, 1990).

2.6 ¿Por qué tratar parásitos?

En la naturaleza, cuando un animal no está confinado en un espacio pequeño, como un terrario, la concentración de parásitos en el medioambiente no es tan alta. Un parásito que se ha encontrado en un bajo número podría no ser un problema de salud para el hospedero, pero sí presenta un alto número podría ser perjudicial (Mader, 1996; Jacobson, 2007).

En cautiverio, especialmente en terrarios que no están limpios, la concentración de parásitos puede ser mucho más alta y por lo tanto más peligrosa para el hospedero (Mader, 1996; Jacobson, 2007).

Otro factor importante para los reptiles en cautiverio y que no juega un papel tan importante en la vida silvestre es el estrés. El estrés puede resultar de superpoblación, reproducción inadecuada, dieta pobre, etc. Puede debilitar el sistema inmune de los animales, volviéndolos más susceptibles a enfermedades (Mader, 1996; Jacobson, 2007).

Aunque en los reptiles de vida libre las parasitosis se encuentran en equilibrio simbiótico con el hospedador, en los reptiles mantenidos en cautividad este equilibrio se rompe y con frecuencia da lugar a enfermedades parasitarias de gran repercusión clínica. Los ectoparásitos pueden desencadenar procesos de disecdisis (retención de muda) y anemia, aunque la consecuencia más importante de las parasitosis externas radica en la posibilidad de transmisión de numerosas enfermedades infecciosas de las que los insectos y ácaros son los hospedadores intermediarios o los vectores de transmisión (Brotons, 2001).

Las deficientes medidas de manejo y alimentación son causas predisponentes en el desarrollo de la mayoría de las parasitaciones por protozoarios y vermes, ya que contribuyen al deterioro del sistema inmunitario de los reptiles. El diagnóstico debe basarse en la identificación de los parásitos o de sus larvas y huevos, aunque en las criptosporidiosis puede ser necesario recurrir a técnicas diagnósticas complementarias (radiografías de contraste, gastroscopias y biopsias de mucosa gástrica). Por otro lado, las parasitosis por cestodos, trematodos y pentastómidos pueden ser asintomáticas, por lo

que a veces el diagnóstico sólo es posible tras la realización de la necropsia (Brotons, 2001).

El tratamiento debe encaminarse a la eliminación de los parásitos (tanto en el hospedador como en el medio ambiente), pero siempre será necesario corregir las medidas de manejo y alimentación (Brotons, 2001).

3. BIODIVERSIDAD DE MÉXICO

La flora y fauna silvestre, son elementos de la biodiversidad, representan valores éticos, culturales, económicos, políticos, ecológicos, recreacionales, educativos y científicos que han ido de la mano con el desarrollo de la humanidad y la historia de la Tierra (Zamora, 2009).

México tiene una gran riqueza de reptiles, se conocen 804 especies y es considerado como el segundo lugar en diversidad de este grupo a nivel mundial, después de Australia. Reuniendo a anfibios y reptiles en conjunto, posiblemente México ocupe el número uno en diversidad de herpetofauna (CONABIO, 2013).

Los reptiles presentes en México son los siguientes: cocodrilos (*Crocodylia*), reconocidas dos especies de cocodrilos (*Crocodylus acutus* y *Crocodylus moreletii*) y dos de lagartos, lagartijas y serpientes (*Squamata*), de las cuales 381 de serpientes registradas en México, la gran mayoría son culebras (*Colubridae*) y tortugas (*Testudines*) existen siete de las ocho tortugas marinas del mundo que viven y anidan (CONABIO, 2013).

Algunos reptiles son potentes controles de plagas, y además de no costar dinero, tampoco contaminan el ambiente. Es importante que la población en general conozca estos animales y la gran utilidad que tienen, así como las acciones que el hombre inconscientemente realiza para extinguirlos (Aguilar, 2004).

3.1 La diversidad biológica del estado de Morelos

Un recuento general y preliminar del número de especies posibles de diferentes linajes biológicos indica que se tienen registradas 2,342 especies de plantas, 480 hongos, 3000 de artrópodos, 15 de helmintos, 26 de peces, 24 de anfibios, 80 de reptiles, 370 de aves y 100 mamíferos (CEAMA-CONABIO, 2003).

Aun cuando la superficie del estado de Morelos es la más pequeña del país, su diversidad biológica es considerable, debido a la combinación de una serie de factores tales como su historia geológica, su topografía, su gradiente latitudinal, y la confluencia de dos regiones

consideradas como centros de endemismos, el eje neovolcánico transversal y la cuenca del río Balsas (CEAMA-CONABIO, 2003).

Los reptiles son organismos altamente especializados, dotados de innumerables muestras de adaptación evolutiva resultan hoy en día animales de elección para su manutención en cautiverio como animales de compañía o con fines de investigación y docencia (Aguilar, 2004).

4. TAXONOMÍA DE LOS REPTILES

4.1 ¿Qué es un reptil?

Los reptiles, (tortugas, serpientes, cocodrilos y lagarto) son amniotos (presentan fecundación interna y presiden del agua para reproducirse) que presentan escamas epidérmicas, pero carecen de plumas, pelos o glándulas mamarias. El desarrollo es directo y sin la presencia de formas larvarias gracias a que presentan un huevo con cascarón que puede ser puesto en tierra (Casas, 1979).

4.1 Clase Reptilia

Se tiene conocimiento de al menos 7780 establecidas y con esto tenemos en cuenta de la enorme diversidad de la clase *reptilia*, así como la gran variabilidad de hábitats, requerimientos nutricionales y ambientales (Czaplewski, 2005).

Orden	Especie	Familia
Orden <i>Crocodylia</i>	Cocodrilos	<ul style="list-style-type: none"> • <i>Crocodylinae</i> • <i>Alligatorinae</i> • <i>Gavialinae</i>
Orden <i>Chelonia</i> <ul style="list-style-type: none"> • <i>Pleurodira</i>: Tortugas de agua de cuello plano y tortugas de cuello de serpiente • <i>Criptodira</i>: • Tortugas de agua dulce y caparazón plano (<i>Apalone</i>), Tortugas de tierra y terrapenes de agua dulce 	Tortugas	<ul style="list-style-type: none"> • <i>Chelydridae</i> • <i>Emydidae</i> • <i>Trionychidae o Testustidae</i>
Orden <i>Squamata</i> <ul style="list-style-type: none"> • <i>Sauria</i> 	Lagartijas	<ul style="list-style-type: none"> • <i>Agamidae</i> • <i>Chamalionidae</i> • <i>Varanidae</i> • <i>Helodermatidae</i> • <i>Iguanidae</i>

<ul style="list-style-type: none"> • <i>Serpentes</i> 	<p>Serpientes</p>	<ul style="list-style-type: none"> • <i>Leptotyphlopidae</i> y <i>Typhlopidae</i> (serpientes ciegas o gusanos) • <i>Boidae</i> y <i>pythonidae</i> (boas y pitones) • <i>Aniliidae</i> y <i>xenopeltidae</i> (falsa coral, serpientes cilíndricas) • <i>Uropeltidae</i> (serpientes con cola de escudo) • <i>Colubridae</i>(típicas y con colmillos posteriores) • <i>Elapidae</i> (cobras, serpientes marinas, mambas.) • <i>Viperidae</i> (víboras venenosas) • <i>Crotalinae</i> (cascabeles físicos e involucionados) (Santibáñez, 2011).
<ul style="list-style-type: none"> • <i>Sphenodontia</i> 	<p>Rincocéfalos</p>	

Tabla 2. Este grupo comprende tres órdenes principales: los cocodrilos, las tortugas y el de los escamosos.



Figura 1. Clase *reptilia*. De izquierda a derecha: Tortuga de orejas rojas (*Trachemys scripta elegans*), heloderma (*Heloderma horridum*), serpiente del maíz (*Elaphe guttata*), cocodrilo (*Crocodylus moreletii*).

5. ALIMENTACIÓN

La mayoría de los caimanes y cocodrilos son cazadores al asecho, nocturnos que pasan las horas del día inactivos o asoleándose, su dieta incluye numerosos invertebrados, peces, aves y mamíferos y sus preferencias varían con la edad y el tipo de hábitat que se encuentre (Mattern., 2000; Walker, 2004).

Existen serpientes con dietas especiales dependiendo del género. Algunos géneros tienen dietas especiales como *Dasypeltis* solo se alimenta con huevos de aves, *Lampropeltis* se alimenta de otros reptiles, los géneros acuáticos como *Natrix* y *Pituophis* tiene una dieta a base de anfibios y peces. Alguna de estas especies puede aceptar roedores en cautiverio (Millefanti, 2005; Wilhelm, 2010).

Los roedores deben ser alimentados (u otras presas) con una dieta adecuada y tener en cuenta que los ratones neonatos (pinkies) pueden ser una dieta no equilibrada. Las tasas metabólicas en las serpientes sanas consumen 50% de proteína, 45% de grasa y 5% de carbohidratos. (Millefanti, 2005; Wilhelm, 2010).

Los lagartos pueden dividirse en carnívoros, insectívoros, omnívoros y herbívoros.

Carnívoros

Los varanos (familia *Varanidae*) generalmente suplementan su dieta con invertebrados. Pueden alimentarse de ratas, ratones, pájaros, peces e insectos grandes enteros y muertos. (Mattern, 2002; Czaplewski, 2005; Wilhelm, 2010)

Insectívoros

Familias de escíncidos, camaleónidos, gecónidos y muchos iguánidos y agámidos. Los insectos disponibles en el mercado criados en cautiverio, por lo general tiene una proporción calcio fósforo bajo y deben ser alimentados con una harina rica en calcio.

Los lagartos más pequeños o neonatos pueden ser alimentados por moscas de la fruta (*Drosophila melanogaster*) o larvas de otros insectos (Mattern, 2002; Czaplewski, 2005; Wilhelm, 2010).

Herbívoros

Como la iguana verde, se puede ofrecer una ensalada adecuada que contengan carotenoides (pimiento rojo, tomates, zanahorias) alfalfa, vegetales de hojas verdes (lechuga, brócoli). Muchas especies comen frutas pero estas deben mantenerse al mínimo ya que tiene un valor nutritivo limitado. A los animales en crecimiento se les debe proporcionar vegetales ricos en calcio, como espinaca, heno de alfalfa, lechuga. Existen en el mercado alimento comprimido (pellets) pero no se recomienda la única fuente de dieta (Mattern, 2002; Czaplewski, 2005; Wilhelm, 2010).

Los quelonios son principalmente herbívoros u omnívoros se dividen en 4 grupos de alimentación:

1. Las tortugas de agua dulce juveniles (*Chrysemys*, *Pseudemys*) deben ser alimentadas con una dieta comercial equilibrada en forma de pellets. O con una mezcla muy variada de gusanos rojos, gusanos de harina, larvas, lombrices, peces renacuajos y hojas verdes.
2. Las tortugas de agua dulce adultas deben ser alimentadas con más materia vegetal.
3. Quelonios omnívoros (*Terrapene sp*) deben ser alimentadas con una dieta variada de lombrices, gusanos de harina, caracoles, hojas verdes, tomates, frutas y hongos.
4. Quelonios terrestres, sobre todo los herbívoros (*Goechelone*, *Testudo*) deben ser alimentados con una dieta rica en fibras que incluyan, pastos, legumbres, heno, hojas verdes, zanahorias, brócoli. (Mara, 2005; Pursall 2006; Rueda, 2007;)

6. MANTENIMIENTO EN CAUTIVERIO

La manutención de los reptiles en cautiverio requiere de crear una réplica del hábitat del espécimen a albergar, enfatizando en las necesidades propias de las especies, particularmente sus necesidades en cuanto a temperatura (Czaplewski, 2005; Mara 2005).

Todos los reptiles son ectotérmicos y debido a que ganan o pierden calor acercándose o alejándose de la fuente del mismo, requieren que se ofrezcan estas mismas oportunidades para su mantenimiento en cautiverio (Czaplewski, 2005; Mara 2005).

De esto se deriva que cada especie tenga una zona de temperatura óptima preferida (POTZ, por sus siglas en inglés), en la cual su metabolismo funciona de manera adecuada (Czaplewski, 2005; Mara 2005).

Los encierros, denominados terrarios, deben equiparse con algunos sistemas para controlar variables vitales como lo son la temperatura y la humedad. Debido a la gran variedad de características entre especies, lo primero a considerar será lo que demanda la especie que mantendremos en dicho encierro, misma que marcará la pauta para la elección de las dimensiones, la disposición de espacio, la orientación de los objetos dentro del terrario y el gradiente térmico y húmedo (Czaplewski, 2005; Mara 2005).

Dentro del grupo de los reptiles se tiene una variedad de comportamientos, como lo son los diurnos, nocturnos y crepusculares. También se presentan diversas formas de desplazamiento y ubicación dentro de un ecosistema en particular, de tal modo que existen reptiles acuáticos, acua-terrestres, terrestres, semi-arborícolas, arborícolas e incluso subterráneos. Esto determinará las características ideales para el diseño de un albergue para alojar un espécimen de reptil bajo condiciones en cautiverio (Czaplewski, 2005; Mara 2005).

6.1 Condiciones ambientales

6.1.2 Cocodrilos

Estas especies se adaptan muy bien en cautiverio, ofreciéndoles mucha agua para crecer a su máxima capacidad. De lo contrario si la capacidad de agua es limitada, estas no crecerán; además requieren de un clima cálido, húmedos o subhúmedos. (<http://www.cocodrilopedia.com/granjas-cocodrilos/> 2012).

Las instalaciones para estos reptiles han de disponer de una amplia zona acuática y también de otra seca. La zona seca ha de tener una proporción que quepa el animal estirado, para lo cual ha de tener unas dimensiones mínimas, tanto de largo como de ancho equivalente a la longitud del cuerpo del reptil, teniendo en cuenta que para los tres primeros años puede alcanzar de 1 a 1.5 m, dependiendo de la alimentación y de la temperatura. La zona acuática es conveniente que sea el doble que la seca, ya que el animal pasará la mayor parte del tiempo en ella (Fontanillas, 1999).

6.2 Serpientes

El terrario debe ser lo suficientemente grande para permitir cierta actividad al animal y debe ser fácil de limpiar. Si el terrario es muy pequeño, se debe permitir a la serpiente, siempre que sea posible, salir para realizar ejercicio varias veces por semana. Algunas serpientes necesitan, sustratos donde puedan cavar como los géneros *Pituophis spp.* y *Erix spp.*; la mayoría de las serpientes tímidas se beneficiarán de la presencia de escondrijos, como las cavidades que quedan debajo una corteza de árbol o bajo una piedra plana. Las especies nocturnas no parecen necesitar luz ultravioleta aunque en las diurnas pueden tener un efecto positivo en la reproducción. La humedad dependerá del hábitat de la serpiente en la naturaleza, aunque la mayoría se adapta a humedades entre el 50 y 70%. Es importante controlar la humedad en invierno, ya que el efecto de la calefacción artificial puede secar el ambiente y provocar problemas de disecdisis (muda o retenida) La humedad excesiva puede ser un problema para especies desertícolas (Czaplewski, 2005; Mara 2005).

Un fotoperiodo adecuado será de unas 12 a 14 horas de luz. Se recomienda una cuarentena de un mínimo de 6 semanas para evitar introducir agentes patógenos en la colección. Los terrarios de cuarentena deben ser lo más simple posibles, sin decoraciones, pero con un escondrijo y con un recipiente para el agua (Czaplewski, 2005; Mara 2005).

6.3 Iguana

Necesitan terrarios amplios con abundantes ramas resistentes para trepar y descansar y un ambiente cálido mediante lámparas de rayos infrarrojos, protegidas y colocadas en lo alto para evitar quemaduras (Mitchell, 2009).

Con frecuencia el tamaño de un encierro apropiado es previsto para iguanas juveniles. La principal orientación de los encierros depende de cada especie. Las iguanas arbóreas se benefician con una orientación de forma horizontal. Son preferibles los materiales sintéticos no porosos porque son más fáciles de limpiar y son más ligeros. El tamaño de un encierro dependerá del tamaño de un animal adulto y de su hábitat natural (Mitchell, 2009).

6.3.1 Temperatura y humedad

Los reptiles dependen primordialmente de una temperatura ambiental para regular su temperatura corporal. En un ambiente natural ellos tienen una variación corporal de temperatura durante un periodo de 24 horas. La mayoría de los reptiles tienen ventaja de las primeras horas de la mañana y al medio día para el agrado de sus cuerpos. Como progresa el día, la temperatura interna de los reptiles empieza a decrecer conforme a la temperatura del medioambiente. Aunque los requerimientos actuales varían entre especies de iguanas y el mantenimiento en cautiverio. Debe tratarse de conseguir una temperatura media de unos 32 a 35°C con un máximo de 40.5° C, siendo estos los límites críticos (Mitchell, 2009).

Humedad más alta incrementa el índice de calor dentro del encierro. Con el índice de calor más alto, incrementa la humedad, por lo que una apropiada ventilación es esencial para regular la temperatura y reducción de crecimiento de microorganismos. La humedad

recomendada para especies tropicales son del 80% al 90%, para especies desérticas se requiere de menor humedad que va de 30% al 50% (Mitchell, 2009).

6.3.2 Iluminación

Los requerimientos de iluminación para reptiles varían con los requerimientos de nutrición de las especies en cuestión. La luz de espectro UVB es esencial para la síntesis de vitamina D₃ y por consiguiente la absorción y metabolismo de calcio (Mitchell, 2009).

La vitamina D₃ se sintetiza a longitudes de onda entre 290 y 320 nm. Los rayos ultravioleta A son necesarios para la formación de pigmentos y tienen efectos benéficos sobre el comportamiento de los animales. Es importante que en un terrario los animales puedan moverse a lo largo de gradientes luz- sombra y calor- frío. La luz debe iniciarse y retirarse de forma gradual, como sucedería en condiciones naturales. Entre los sistemas de iluminación, son las lámparas de vapor de mercurio proveen luz de espectro completo UVA, UVB, infrarroja y visible. Hay que tener en cuenta que muchos de los fluorescentes UVB disponibles en el mercado debe situarse a menos de 30 cm del animal y cambiarse cada 6 a 12 meses (Mitchell, 2009).

6.4 Tortugas

Muchas especies de tortugas presentan hábitos acuáticos o semi-acuáticos. Según sus dimensiones y la zona de procedencia, se podrán utilizar diversos tipos de instalaciones de cría, tanto al aire libre como en interiores, en función de la estación del año y de la zona en la que viven (Mitchell, 2009).

Las instalaciones necesarias para la cría pueden ser de tipo comercial (terruarios o acuaterrarios ya preparados para ser utilizados y que se compran en puntos de venta) o artesanales (ideadas y construidas en específico) (Mitchell, 2009).

Las tipologías más comunes son (Mitchell, 2009).

- Terrario o acuaterrario de interior, con calefacción iluminación y una fuente emisora de rayos ultravioleta A y B
- Terrario o acuaterrario al aire libre
- Pequeño lago artificial al aire libre
- Estancia pantanosa tropical, con estanque dotado de filtro y lámparas calentadoras y emisoras de luz ultravioleta.

El encierro de los quelonios puede ser hecho de materiales y forma variada. El encierro más común de especies acuáticas es de tanque de vidrio. Estos encierros son relativamente baratos, fácil de limpiar, y visualización directa de la mascota. Estos no son considerados como ideales para las tortugas, ya que limitan la ventilación y acarrear un problema para las especies acuáticas (Mitchell, 2009).

Los baldes de plástico son otros productos comunes. Estos encierros son también baratos y fáciles de limpiar (Mitchell, 2009).

6.4.1 Temperatura

Los quelonios son ectotermos y dependen de la temperatura ambiental para regular su temperatura corporal. Si a estos animales no se les provee un rango de temperatura apropiado, su porcentaje metabólico baja (Mitchell, 2009).

Los quelonios con metabolismo reducido, frecuentemente presentan una historia de anorexia, letargia y depresión. Generalmente disfrutan el sol durante la mañana y después de la tarde se refugian, cuando la temperatura es más alta. Se recomienda luz incandescente para crear un gradiente de temperatura (Mitchell, 2009).

Las siguientes temperaturas son las apropiadas:

- Especies para zona templada (23.9°C a 29.4°C)
- Especies tropicales (26.7°C a 31.1°C)
- Especies del desierto (29.4°C a 35°C)

La temperatura de agua para especies acuáticas pueden tener un rango entre (26.6°C a 31.1°C) (Mitchell, 2009).

6.4.2 Humedad

La humedad es un factor ambiental importante a considerar para las tortugas, pero es menos importante para especies acuáticas porque ellas viven en un ambiente húmedo. Las especies de tortugas de desierto toleran humedad entre 30% y 50%, especies subtropicales de 60% a 80% y especies tropicales de 80 a 90%. (Mitchell, 2009).

Quelonios mantenidos en condiciones de humedad baja, pueden presentar deshidratación, anorexia y tránsito intestinal reducido. La humedad excesiva está asociada frecuentemente con el desarrollo de dermatitis y enfermedades respiratorias (Mitchell, 2009).

6.4.3 Iluminación

La fuente de iluminación debe considerar promover los tiempos y horarios de fotoperiodo específicos del individuo en cautiverio. Para seleccionar las fuentes y formas de iluminar un encierro, deben identificarse cuáles son los objetivos específicos que se requieren alcanzar, tipo de fuente o espectro de luz, intensidad de la misma y zonas específicas de mayor o menor espectro. Existen tubos de luz ultravioleta de diferentes espectros e intensidades de radiación para animales que habitan desiertos, selvas, bosques, etc. Otras formas de iluminación son fuentes alternativas de calor que a la vez confieren iluminación con calefacción, ya que no es lo mismo en efectos de síntesis de vitaminas a nivel cutáneo por la especificidad de tipo de radiación emitida. La importancia radica en que una fuente de calor que a su vez ilumina no puede someterse a un fotoperiodo ya que esta altera de manera trascendental la temperatura, si esta es la única fuente de calor. Por este motivo se sugiere iluminar con focos de luz UV (en sus dos tipos UVA y UVB). La diferencia entre

el tipo de iluminación radica en que la luz UVA con una longitud comprendida de 320-400nm, influye en el comportamiento agonístico (comportamiento social, ayudando a los animales a asegurar necesidades esenciales dentro del terrario), el hecho de no suministrar radiación UVA a los reptiles de vida diurna, altera la percepción del entorno y la manera como éste responde a él. Este factor es decisivo para su cría o mantenimiento a lo largo de su vida. Para la radiación UVB comprendida de 290-305nm, es indispensable para la fotosíntesis de la vitamina D₃ (Mitchell, 2009).

7. PROBLEMAS DE SALUD ASOCIADOS CON EL ALOJAMIENTO INADECUADO DE LOS REPTILES

Estas patologías son las más frecuentes en reptiles como causas de alteraciones del tracto gastrointestinal, de hecho se sabe que las infecciones de este tipo, en este orden animal son producto de las condiciones inadecuadas de alojamiento, aunadas a los procedimientos incorrectos de cuarentena (Yarto, 2011).

Nematodos: Es la parasitosis del tracto digestivo más frecuente en la clínica de reptiles. En general, pueden agruparse en cinco grandes grupos: ascáridos, oxiuros, estrongiloides, acantocéfalos y capillaria. Los más importantes en la clínica diaria son los tres primeros. Los nematodos ascáridos son de gran tamaño, llegando algunos a alcanzar los 20 cm de longitud. Se cree que estos parásitos se alimentan preferentemente del alimento ingerido por el hospedador, aunque también producen lesiones en la mucosa gástrica e intestinal. Existe una cierta especificidad parásito / hospedador (Brotons, 2001).

Los oxiúridos son el segundo grupo de nematodos más común en los reptiles. Parasitan a quelonios, saurios y algunos ofidios, aunque no se han descrito en *crocodilianos*. Son de pequeño tamaño, escasos milímetros, y se agrupan formando madejas en el intestino grueso, que en ocasiones pueden llegar a producir una obstrucción intestinal (Brotons, 2001).

Los nematodos estrongiloides que parasitan a los reptiles pertenecen a los géneros *Diaphanocephalus* y *Kalicephalus*. Parasitan principalmente a ofidios y ocasionalmente a algunos saurios. Se alojan a lo largo de todo el tracto gastrointestinal, alimentándose de sangre del hospedador, por lo que las lesiones más frecuentes son ulceraciones de la mucosa gastrointestinal (Brotons, 2001).

Los acantocéfalos son parásitos eventuales en ofidios y quelonios, ya que su hospedador definitivo son los anfibios. La mayoría de las parasitosis son subclínicas, aunque los

adultos pueden llegar a producir úlceras y nodulaciones granulomatosas en la mucosa gastrointestinal (Brotons, 2001).

Protozoarios: Se ha comprobado que las infestaciones parasitarias (*Criptosporidium*, *Thricomonas* y *Balantidium*) en reptiles son el resultado de condiciones que comprometen el sistema inmunológico, las cuales están relacionadas estrechamente con alteraciones del medioambiente (Yarto, 2011).

En serpientes las criptosporidiosis, se manifiesta con regurgitación crónica, pérdida de peso y gastritis hipertrófica. Debido a que no existe un tratamiento exitoso para esta enfermedad en reptiles, es muy importante considerar las buenas prácticas de alojamiento y medicina preventiva para evitar la intromisión de estos protozoarios en las colecciones herpetológicas (Yarto, 2011).

En tanto las coccidias son parásitos obligados en reptiles, y con frecuencia específicos. Entre estos se encuentran las especies de *Eimeria* e *Isoospora* que afectan a diferentes familias de reptiles. Cabe mencionar que estos protozoarios se han diseminado debido a las fallas en los métodos de cuarentena y medicina preventiva en las colecciones herpetológicas (Yarto, 2011).

Ectoparásitos (garrapatas): Se conocen al menos siete géneros de garrapatas que parasitan a los reptiles: *Ambliomma*, *Aponomma*, *Argas*, *Hyalomma*, *Haemaphysalis*, *Ixodes* y *Ornithodoros*. Todas ellas producen dermatitis focales en los puntos donde se anclan, pudiendo ser causa de infecciones cutáneas y abscesos. Algunas garrapatas pueden actuar como transmisoras de hemoparásitos y virus. Asimismo, pueden ser responsables de procesos de disecdisis (muda retenida). Las parasitaciones masivas pueden dar lugar a una anemia grave. En quelonios, se localizan principalmente en las fosas pectorales e inguinales, mientras que, en ofidios, la localización más frecuente es junto a la apertura cloacal o bajo las escamas corporales, quedando en ocasiones camufladas por el patrón de distribución cromática propio de cada especie, pudiendo pasar desapercibidas (Brotons, 2001).

Infecciones fúngicas: se ha reportado varios géneros productores de enfermedades gastrointestinales, los que destacan: *Paecilomyces lilacinus*, *Geotrichumsp.*, *Rhizopus spp.*, *Aspergillus sp* (Yarto, 2011).

Patologías virales: de los problemas de tracto gastrointestinal de los reptiles destacan la importancia del alojamiento adecuado o inadecuado. La enfermedad por cuerpos de inclusión (IBD, por sus siglas en inglés) en boas y pitones, es causa aparentemente por un retovirus el cual al pareceres transmitido por un ácaro de las 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 en sistema gastrointestinal (regurgitación crónica) y nervios (Yarto, 2011).

Patologías bacterianas: (*Escherichia coli*, *Proteus*, *Aeromonas*, *Citrobacter*, *Pseudomonas*, *Yersinia enterocolitica*, *Salmonella*, *Vibrio*) han sido aislados de los problemas gastrointestinales de los reptiles, son parte de la flora normal y bajo en condiciones pobres de alojamiento estos organismos oportunistas invaden a los hospedadores (Yarto, 2011).

8. OBJETIVO GENERAL

Determinar la frecuencia de parásitos de reptiles en cautiverio en diferentes colecciones del estado de Morelos a través de pruebas coproparasitológicas y observación directa.

9. JUSTIFICACIÓN

Los parásitos son causa de enfermedades en los animales de fauna silvestre que se encuentran en vida libre así como los que se encuentran en cautiverio. Las enfermedades parasitarias generalmente no son diagnosticadas en la fauna silvestre que se encuentra en vida libre, sin embargo en la fauna silvestre que se encuentra en cautiverio se deben considerar algunos factores importantes como el estrés, la alimentación, las instalaciones, el hacinamiento, la relación con otros animales de diferente especie como determinantes en la presentación de algunas enfermedades incluidas las parasitarias.

El uso de algunas especies de reptiles como mascotas y animales de exhibición en colecciones específicas va en aumento en todo el mundo (Rinaldi et al., 2012) entre los animales más populares que son mantenidos en cautiverio como especies “no convencionales” se encuentran las serpientes, cocodrilos, iguanas y tortugas. El interés de la comunidad científica hacia estos animales se ha incrementado, sin embargo poco se sabe sobre sus infecciones incluyendo a los parásitos (Rinaldi et al., 2012) Un gran número de parásitos sobre todo de ciclo directo de los más comunes son protozoos (*Eimeria*, *Cryptosporidium*, *Acrooimeria*, *Choleoimeria*, *Isospora*, etc.) y nematodos (oxiúridos por ejemplo, áscaris, estróngilos, Rhabdias y strongiloides), son huéspedes de serpientes y lagartos. Sin embargo los reptiles que se han sustraído de su hábitat natural para utilizarlos como mascotas o animales de exhibición podrían albergar una diversidad mayor de parásitos (Rinaldi et al., 2012).

En el caso de los reptiles la presencia de parásitos no siempre se asocia a signos clínicos o lesiones visibles, pero el estrés de la cautividad, la falta de saneamiento así como de

instalaciones apropiadas pueden ser un factor importante en la presentación de diversas enfermedades.

El diagnóstico es un elemento importante para conocer a los parásitos a través de sus formas diversas (huevos, larvas, quistes u ooquistes) así como para poder determinar la frecuencia de los parásitos que pueden causar enfermedades de interés veterinario y que afecten a la salud del hombre, y con esta información poder establecer un tratamiento específico así como las medidas de prevención y control de las enfermedades parasitarias. En el presente trabajo se describe la frecuencia de algunos parásitos que afectan a reptiles que se encuentran en cautiverio y que son usados como animales de exhibición en diversas colecciones del estado de Morelos, México.

10. HIPÓTESIS

La frecuencia de parásitos en reptiles de diferentes colecciones del estado de Morelos, puede ser alta considerando la cautividad de estos animales.

11. MATERIAL Y MÉTODOS

11.1 Características del área de estudio.

El estado de Morelos se localiza en la parte central del país, en la vertiente del sur de la serranía del Ajusco y dentro de la cuenca del río Balsas. (Figura 2)

Las coordenadas geográficas del estado de Morelos son: Al norte 19°08', al sur 18°20', al este 98°38'; al oeste 99°30'

Representa el 0.2% de la superficie del país. Colinda al norte con el Estado de México y el Distrito Federal, al este con el Estado de México y Puebla; al sur con Puebla y Guerrero; al oeste con Guerrero y el Estado de México (www.elclima.com.mx(10/ septiembre/2011).



Figura 2. Ubicación del estado de Morelos en la República Mexicana.

En Morelos se presentan cinco diferentes tipos de clima (Figura 3), que van desde frío, pasando por los semi-fríos y templado sub-húmedos, hasta el semi-cálido (http://www.elclima.com.mx/localizacion_geografica_y_clima_de_cuernavaca.htm (10/septiembre/2011)).



Figura 3. Mapa de climas del estado de Morelos

11.2 Lugares de muestreo

Los muestreos se realizaron en un lapso de tiempo de un año, de agosto del 2010 a agosto del 2011, en 4 colecciones de reptiles localizados en los municipios de Yautepec, Cuernavaca, Xochitepec y Jiutepec, Morelos (Figura 4).

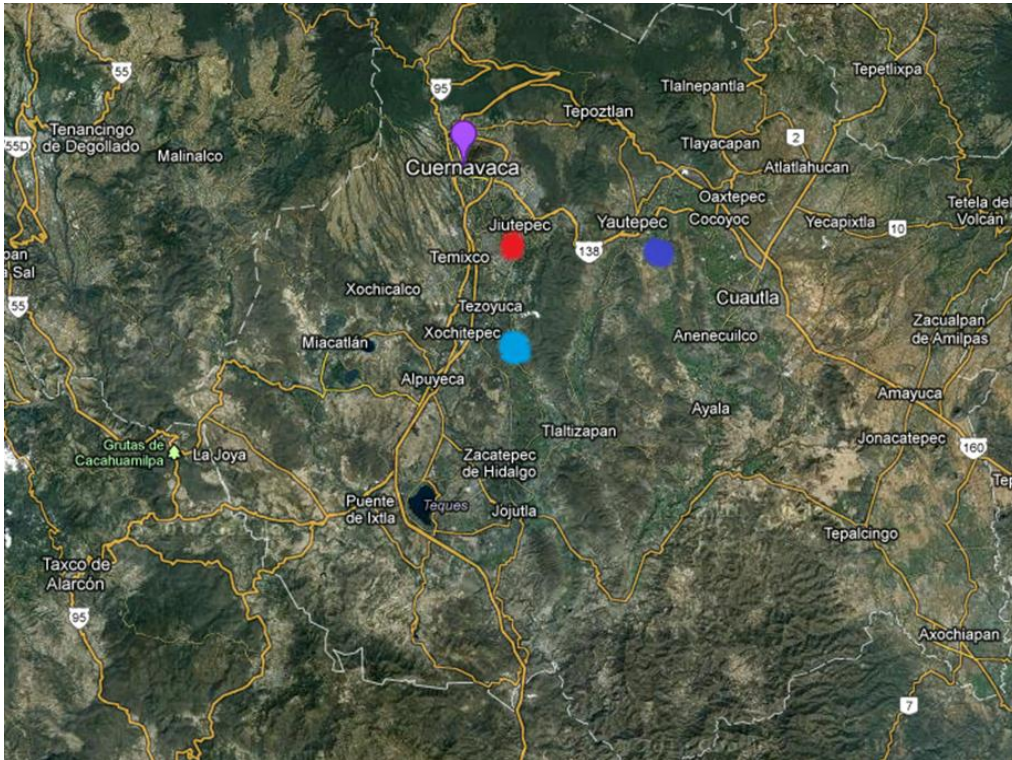


Figura 4. Ubicación de los municipios para muestreos del estado de Morelos

11.2.1 Muestreo N° 1

Este muestreo se llevó a cabo en el municipio de Xochitepec, localidad de Alpuyecá Morelos. Se colectaron muestras de heces de las siguientes especies de tortugas (figura 5): tortuga del desierto (*Gopherus flavomarginatus*), tortuga lagarto (*Chelydra serpentina*), tortuga casquito (*Kinosternon integrum*) y tortuga de orejas rojas (*Trachemys scripta elegans*), de iguanas: iguana verde (*Iguana iguana*), iguana negra (*Ctenosaura pectinata*) (figura 6); de serpientes: pitón burmés albino (*Python molurus bivittatus*), boa constrictor (*Boa constrictor*) y de cocodrilos: *Crocodylus moreletii* (figura 7).



Figura 7. Captura de cocodrilo (*Crocodylus moreletii*)



Figura 5. Diferentes especies de tortugas



Figura 6. Manejo de iguana negra (*Ctenosaura pectinata*)

11.2.2 Muestreo N° 2

En Yautepec Morelos se realizó el 2° muestreo, en un criadero de iguana negra (*Ctenosaura pectinata*) (figuras 8 y 9), *Boa constrictor*



Figura 8. Nidos de iguana negra (*Ctenosaura pectinata*)



Figura 9. Iguana negra (*Ctenosaura pectinata*)

11.2.3 Muestreo N° 3

Este se realizó en el municipio de Cuernavaca Morelos, a partir de especies de tortuga casquito (*Kinosternon integrum*) y de orejas rojas (*Trachemys scripta elegans*) (figura 9 y 10), heloderma (*Heloderma horridum*) (figura 11) y serpiente de cascabel (*Crotalus durissus terrificus* y *Crotalus basiliscus*) (figura 12).



Figura 10. Tortuga japonesa (*Trachemys scripta elegans*)



Figura 11. Hábitat en cautiverio de tortuga japonesa (*Trachemys scripta*)



Figura 12. Heloderma (*Heloderma horridum*)



Figura 13. Alimentación de cascabel (*Crotalus durissus terrificus*) con roedor

11.2.4 Muestreo No 4

Este se realizó en el municipio de Jiutepec y se obtuvieron muestras de varano de garganta negra (*Varanus albigularis*) y de diversas serpientes: nauyaca de pestañas (*Bothriechis schlegelii*), mocasín de agua (*Agkistrodon piscivorus*), serpiente de cascabel del oeste (*Crotalus atrox*), serpiente de hocico de cerdo de Madagascar (*Leioheterodon madagascariensis*) y mamba negra (*Dendroaspis polylepis*).

11.3 Toma y manejo de las muestras

En los municipios de Xochitepec y Cuernavaca las muestras frescas fueron recolectadas de forma directa con hisopos (figura 14) y colocadas en pequeños frascos o bolsas de plástico y se conservaron a 4° C. En los municipios de Yautepec y Jiutepec la recolección de heces frescas fue de forma indirecta (figura 15) en los corrales, nidos y terrarios, para después ser transportadas en hielera para su diagnóstico en la clínica.



Figura 14. Toma de muestra directa con hisopo en cocodrilo



Figura 15. Heces frescas recolectadas de terrarios

11.4 Recolección de muestras

Reptiles muestreados	N° de Muestras	N° identificación
Tortugas		
<ul style="list-style-type: none"> Del desierto (<i>Gopherus flavomarginatus</i>) 	19	S / I
<ul style="list-style-type: none"> Lagarto (<i>Chelydra serpentina</i>) 	1	S / I
<ul style="list-style-type: none"> De orejas rojas (<i>Trachemys scripta elegans</i>) 	5	S / I
<ul style="list-style-type: none"> Casquito (<i>Kinosternon integrum</i>) 	7	S / I
Cocodrilos (<i>Crocodylus moreletii</i>)	11	AVID*020*847*810 AVID*034*576*035 AVID*034*582*041 AVID*034*540*120 AVID*034*591*278 S / I AVID*034*576*784 AVID*034*555*018 AVID*034*576*256 AVID*034*564*812 AVID*034*540*120
Serpientes		
<ul style="list-style-type: none"> Boa constrictor (<i>Boa constrictor</i>) 	3	S / I S / I
<ul style="list-style-type: none"> Pitón burmés albino (<i>Python molurus bivittatus</i>) 	1	S / I
Iguanas		
<ul style="list-style-type: none"> Iguana verde (<i>Iguana iguana</i>) 	1	S / I
<ul style="list-style-type: none"> Iguana negra (<i>Ctenosaura pectinata</i>) 	1	S / I
Total	49	
Tabla 3. Colección 1: Rancho Agua Salada. Municipio de Xochitepec, Mor.		

S/ I: Sin Identificación

Reptiles Muestreados	N° de muestras	N° Identificación
Heloderma (<i>Heloderma horridum</i>)	2	S / I
Tortugas <ul style="list-style-type: none"> • Casquito (<i>Kinosternon integrum</i>) • Concha blanda (<i>Apalone spinifera</i>) • De orejas rojas (<i>Trachemys scripta elegans</i>) 	2 1 5	S / I
Serpientes de cascabel (<i>Crotalus durissus terrificus</i> y <i>Crotalus basiliscus</i>)	4	S / I
TOTAL	14	
Tabla 4. Colección 2: Veterinaria Fauna Silvestre. Municipio de Cuernavaca, Mor.		

S/ I: Sin Identificación

Reptiles Muestreados	N° de Muestra	N° Identificación
Iguana negra (<i>Ctenosaura pectinata</i>)	46	S / I
Boa constrictor (<i>Boa constrictor</i>)	5	S / I
TOTAL	51	
Tabla 5. Colección 3: Criadero de Iguana Negra. Municipio de Yauhtepec Mor.		

S/ I: Sin Identificación

Reptiles Muestreados	N° de Muestra	N° Identificación
Varano de garganta negra (<i>Varanus albigularis</i>)	1	S/ I
Serpientes		
• Nauyaca de pestañas, (<i>Bothriechis schlegelii</i>)	1	S/ I
• Mocasín de agua (<i>Agkistrodon piscivorus</i>)	1	S/ I
• Serpiente de cascabel del Oeste (<i>Crotalus atrox</i>)	1	S/ I
• Serpiente de hocico de cerdo de Madagascar (<i>Leioheterodon madagascariensis</i>)	1	S/ I
• Mamba negra (<i>Dendroaspis polylepis</i>)	1	S/ I
TOTAL	6	
Tabla 6. Colección 4: Reptiles Fergo. Municipio de Jiutepec, Mor.		

S/ I: Sin Identificación

11.5 Técnicas para determinar parásitos en heces

11.5.1 Métodos cualitativos

11.5.2 Técnica de flotación

Es la segunda prueba parasitológica más frecuente en la práctica veterinaria, después del método directo. Se pueden observar ooquistes de protozoarios, huevos de helmintos y de artrópodos. Utiliza soluciones con pesos específicos mayores que el agua (1,200-1,300), así los huevos de menor peso flotan; la solución más utilizada para esta técnica es la S.S.NaCl (Solución Saturada de Cloruro de Sodio). Esta técnica se interpreta como positiva si se observa un huevo u ooquistes de los parásitos (Lamonthe, 2002).

11.5.3 Procedimiento

Se mezcló en un mortero de 3 a 5 de heces frescas con 3 a 5 mL de S.S.NaCl; se filtró con un colador de plástico y un embudo, colectando el líquido obtenido en un tubo de ensaye de x mL. Se dejó reposar de 15 a 20 min y después se tomaron de 3 a 4 gotas del sobrenadante con un asa metálica, colocándolas en un portaobjetos y después se cubrieron con un cubreobjetos para examinarla al microscopio.

11.5.4 Método directo

Esta técnica es la más antigua y la más simple de todas de las que se conocen para hacer el examen de heces.

1. En un portaobjetos limpio se pone una gota de solución salina
2. Con la punta de un palillo o con un aplicador se toman de uno a tres mg de heces y se mezclan con S.S.NaCl hasta que se obtenga una muestra homogénea.
3. Se pone una gota en un cubreobjetos limpio y se examina al microscopio, usando primero el objetivo de menor aumento. Con esta técnica se pueden observar huevos, larvas y quistes o formas trofozoides (Lamonthe, 2002).

La ventaja de este procedimiento son el corto intervalo de tiempo y el mínimo equipamiento necesarios, la desventaja es que la pequeña cantidad de heces necesaria no constituye una muestra de tamaño representativo. Este método puede ser impreciso, ya que en una cantidad tan pequeña de heces pueden no encontrarse larvas o huevos del parásito adulto que el animal alberga. Esta técnica se interpreta como positiva si se observa un huevo u ooquistes de los parásitos (Cantú, 2007).

11.5.5 Método estadístico

Se utilizó la fórmula de la distribución binomial para determinar el tamaño muestral con un 95% de confiabilidad. Los resultados se presentan empleando métodos descriptivos (cuadros y gráficas) (Wayne, 1985; Márquez, 1991). Para obtener el tamaño muestral se utilizó la siguiente fórmula:

$$N = \frac{Z^2 p q}{E^2} = \frac{(1.96)^2 (0.5) (0.5)}{(0.5)^2} = 384.16$$

Factor de corrección finito:

$$\begin{aligned}
 & \underline{n_0} && \underline{384.16} \\
 \underline{n=1+n_0-1} & = & \underline{1+384.16-1} & = & \underline{384.16} & = & 150-20\%= 120 \\
 N & & 150 & & 2.56
 \end{aligned}$$

Donde:

N= Tamaño muestral.

Z²= Valor de la tabla de la distribución normal (1.96)

P= Probabilidad de éxito.

E²= Error

Con un nivel de confianza del 95%

Para determinar la frecuencia se realizó mediante la obtención de la prevalencia puntual (Moreno, 2000).

La prevalencia (proporción que indica la frecuencia de un evento) es la probabilidad de un individuo de una población de ser un caso en el momento *t* y se calcula de la siguiente manera:

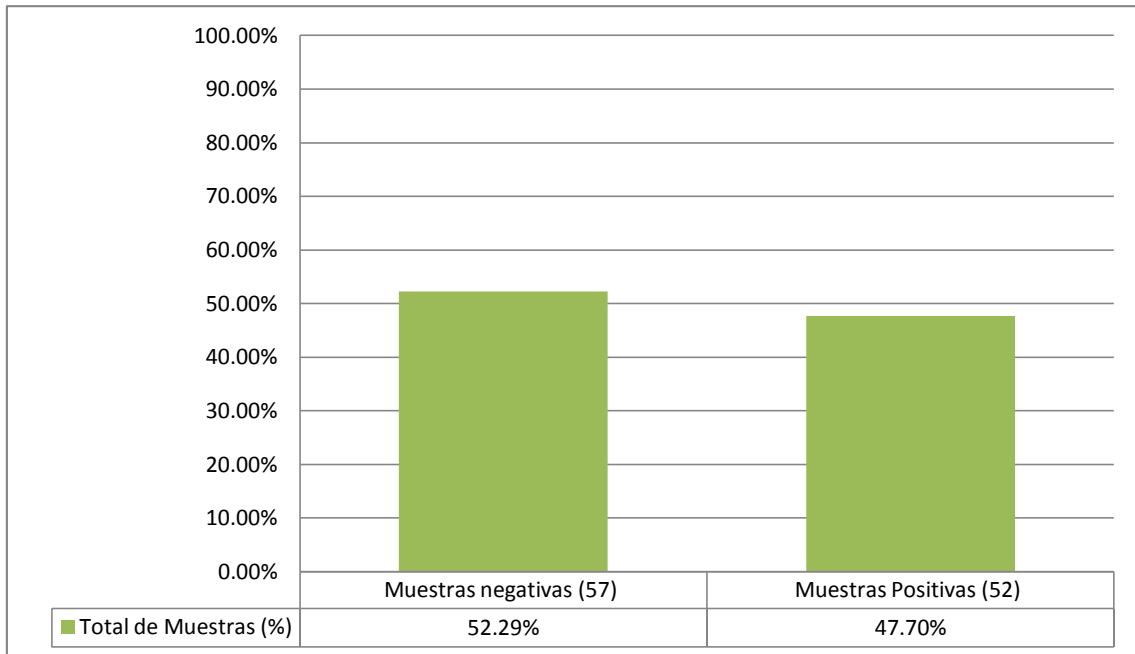
$$f = \frac{\text{Número total de casos existentes al momento } t}{\text{Total de la población en el momento } r} (X 100)$$

12. RESULTADOS

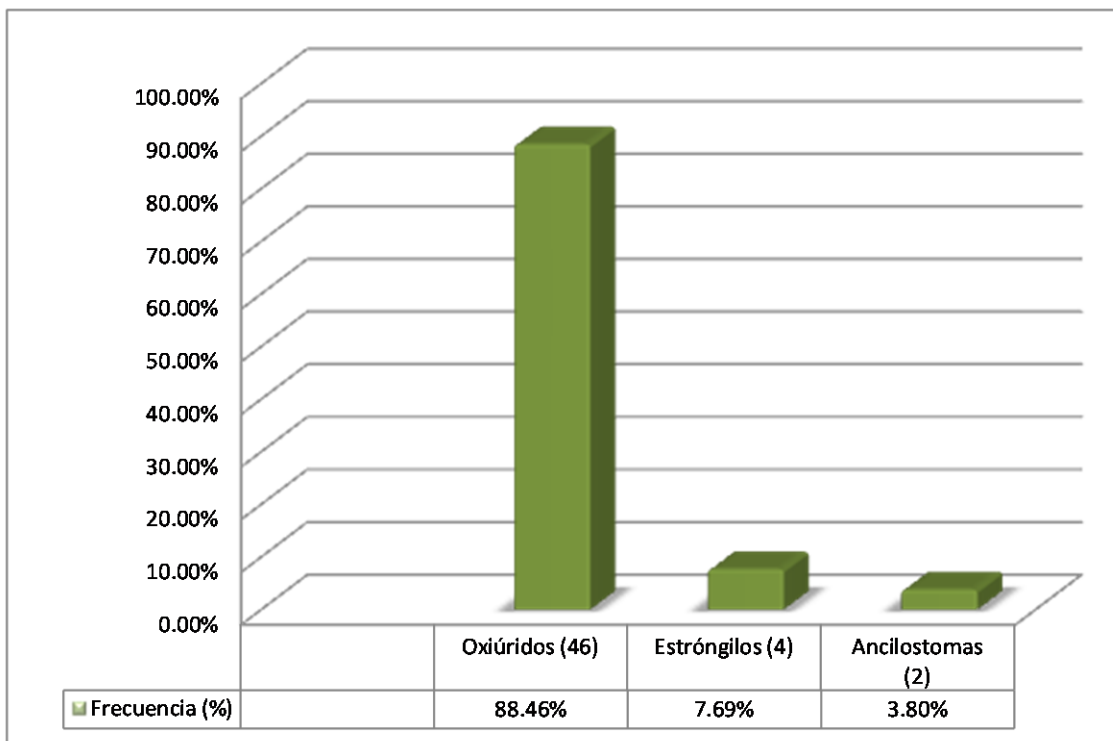
En el análisis a través de la técnica de flotación en heces de reptiles (tortugas, iguanas heloderma y serpientes), se obtuvieron los siguientes resultados:

Frecuencia relativa porcentual. De un total de 109 muestras, 52 resultaron positivas, lo que representa el 47.70% y 57 negativas, lo que representa el 52.29%. (Gráfica 1). Los oxiúridos fueron los más frecuentes (Gráfica 2), observados en el 88.46% de las muestras (Figura 16, 17), después los estróngilos, en 7.69% (Figuras 20 y 21) y ancilostomas, en 3.8% (Figura 22).

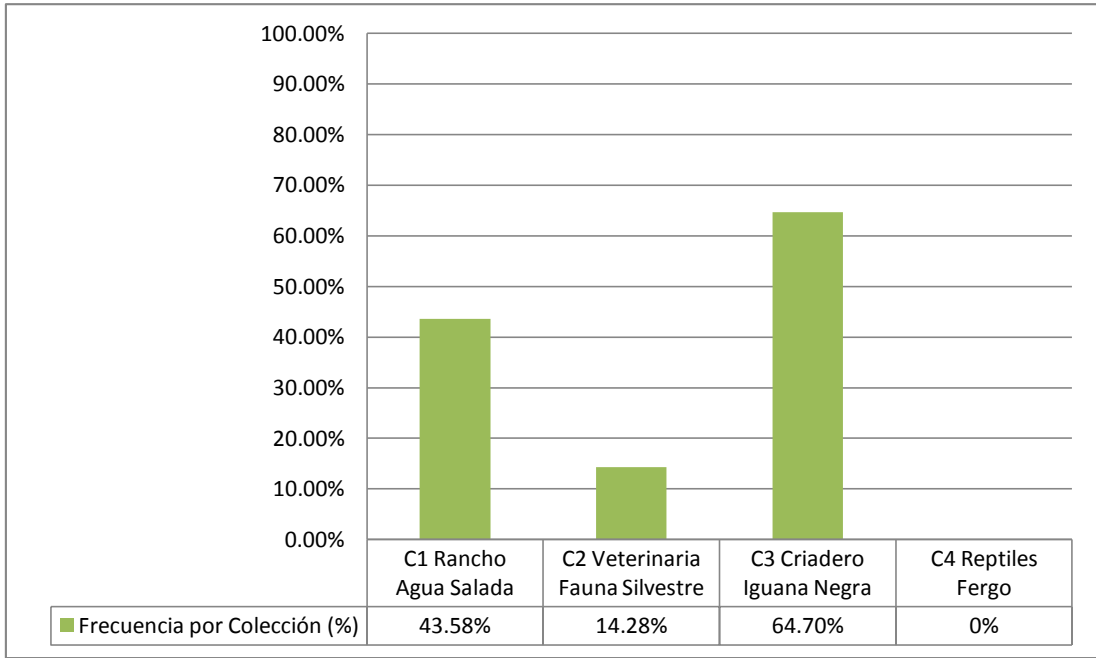
En la frecuencia total por colección, la Colección 1, Rancho Agua Salada, se identificaron el 43.58% positivas de un total de 49 muestras, en la Colección 2, Veterinaria Fauna Silvestre 14.28% positivas de un total de 14 muestras, en la colección 3, Criadero de iguana negra 64.70% positivas con un total 51 muestras, en la colección 4, Reptiles Fergo, no se encontraron parásitos (Gráfica 3).



Gráfica1. Total de muestras recolectadas



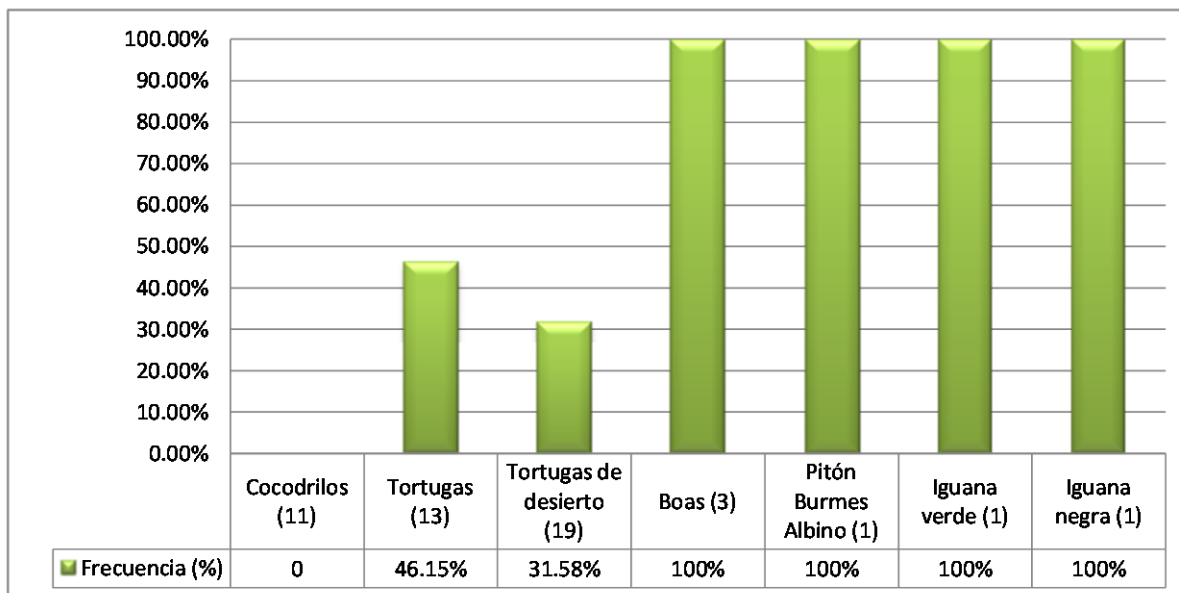
Gráfica 2. Frecuencia de parásitos en reptiles del total de las



Gráfica 3. Frecuencia total por colección

Animales	N° Animales muestreados	Positivo	Negativo	Parásito
Cocodrilos	11		11	
Tortugas (acuáticas)	13	6	7	Oxiuros
Tortugas de desierto	19	4 (Ox) 2 (An)	13	Oxiúros/Ancilostoma
Boas	3	3		Estróngilos
Pitón burmes albino	1	1		Ácaro
Iguana verde	1	1		Estróngilos
Iguana negra	1	1		Oxiúros
TOTAL	49	18	31	

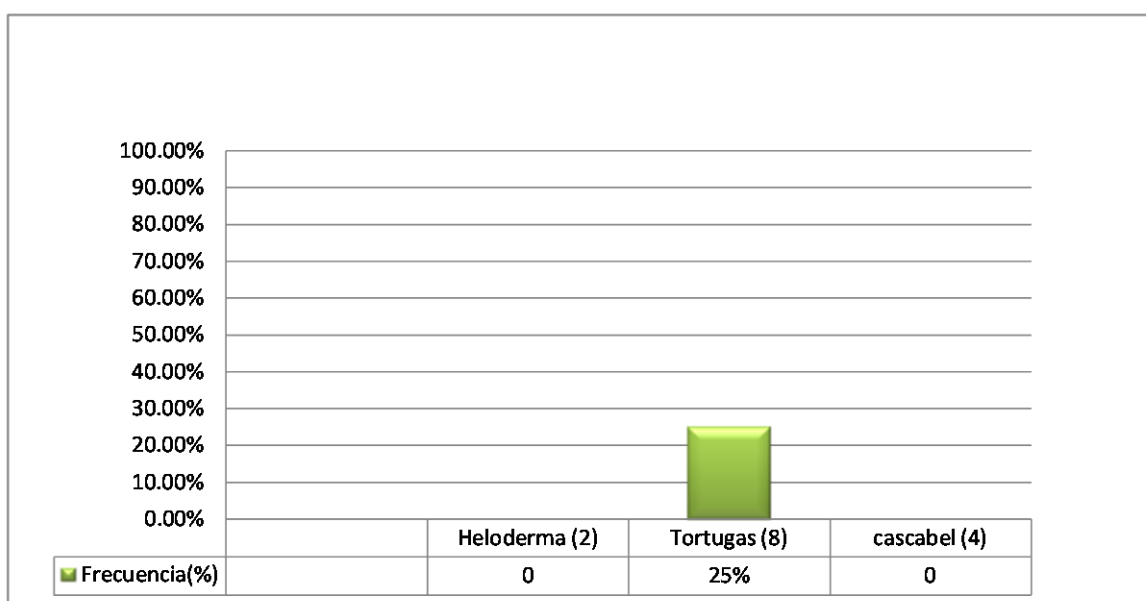
Tabla 7. Colección 1. Rancho Agua Salada. Parásitos encontrados



Gráfica 4. Colección 1.frecuencia por reptiles positivos a la muestra

Animales	N° Animales Muestreados	Positivo	Negativo	Parásito
Heloderma	2		2	
Tortugas	8	2	6	Oxiúros
Serpientes de cascabel	4		4	
TOTAL	14	2	12	

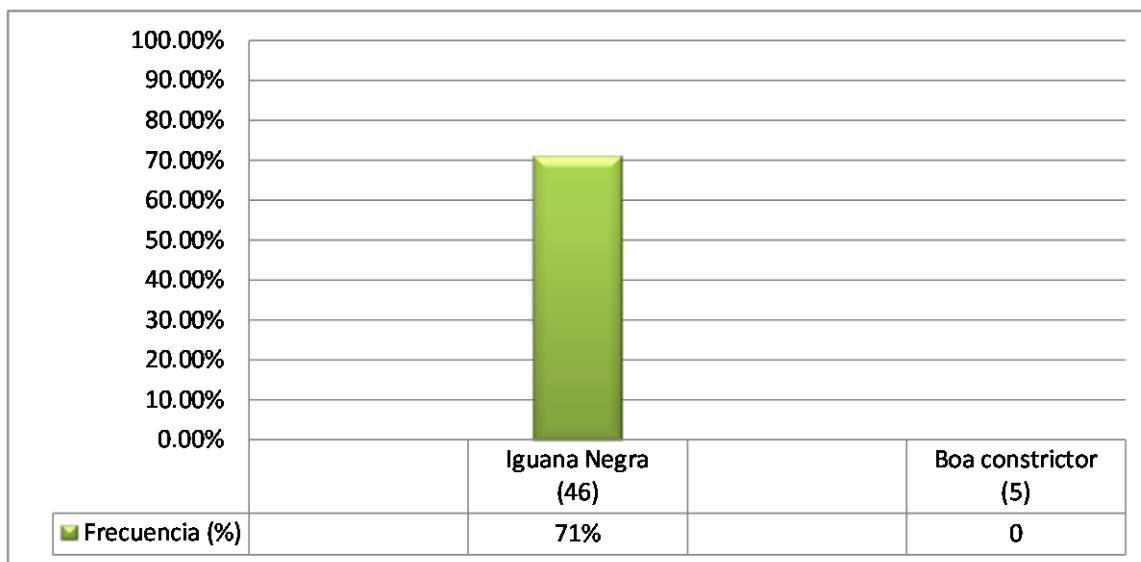
Tabla 8. Colección 2. Veterinaria Fauna Silvestre. Parásitos encontrados



Gráfica 5. Colección 2.Frecuencia por reptiles positivos a la muestra

Animales	N° Animales muestreados	Positivo	Negativo	Parásito
Iguana negra	46	33	13	Oxiúridos/ ácaros
Boa constrictor	5		5	
TOTAL	51	33	18	

Tabla 9. Colección 3. Criadero de iguana Negra



Gráfica 6. Colección 3. Frecuencia de reptiles a la muestra

Reptiles muestreados	N° Animales Muestreados	Positivo	Negativo	Parásito
Varano de garganta negra	1		1	
Nauyaca de pestañas	1		1	
Mocasín de agua	1		1	
Serpiente de cascabel	1		1	
Serpiente de hocico de cerdo de Madagascar	1		1	
Mamba Negra	1		1	
TOTAL	6		6	

Tabla 10. Colección 4.Reptiles Fergo. Parásitos encontrados

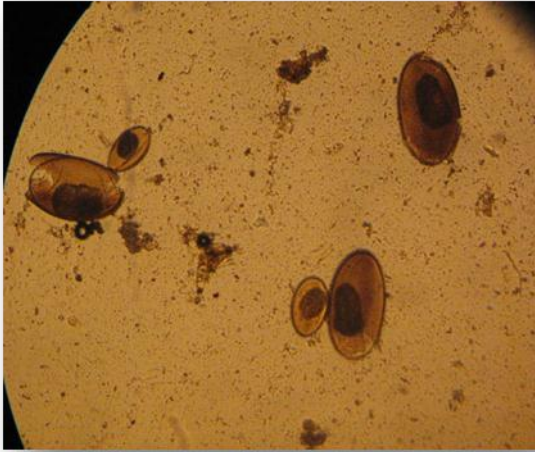


Figura 16. Huevos de Oxiúridos. Aumento original 10x



Figura 17. Oxiúrido adulto. Aumento original 10x



Figura 18. Lesión causada por ácaros en iguana negra (*Ctenosaura pectinata*)

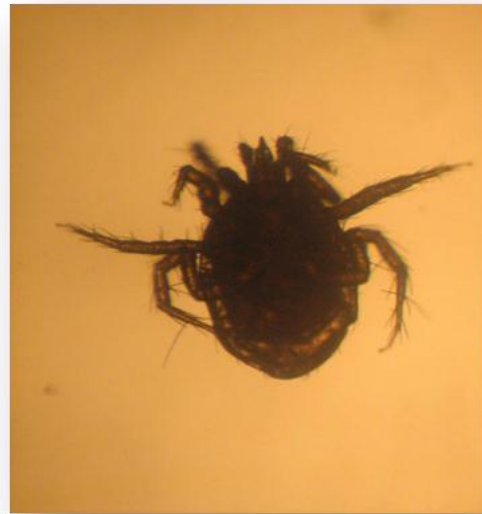


Figura 19. Ácaro hallado en pitón albino burmés (*Python molurus bivittatus*). Aumento original.60 x



Figura 20. Estróngilo (larva). Iguana verde. Aumento original 100 x.

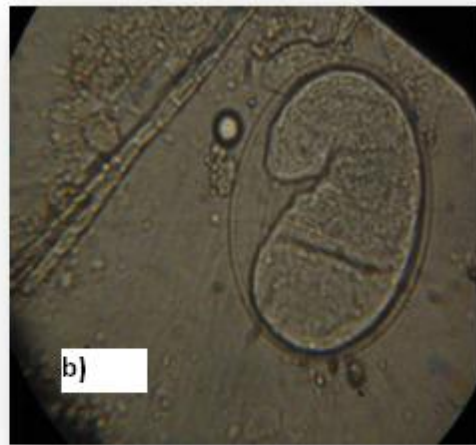
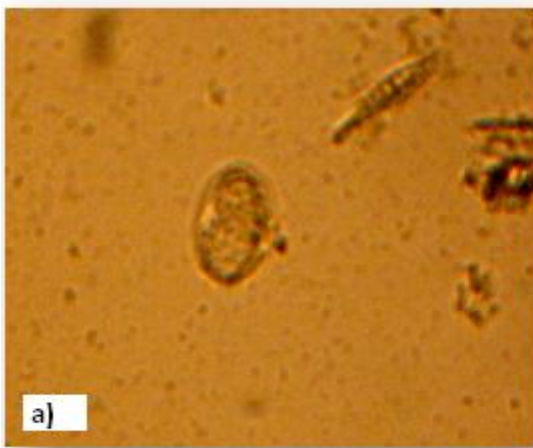


Figura 21. Estróngilo (huevo). Boa constrictor. Aumento original a) 40x, b) 100x

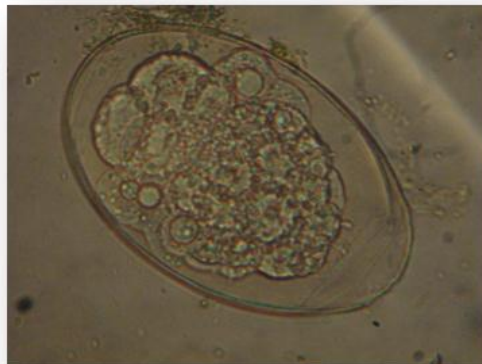


Figura 22. Ancilostoma (huevo). Tortuga del desierto (*Gopherus flavomarginatus*). Aumento original 100x

13. DISCUSIÓN

El uso de los reptiles como animales de compañía no convencionales se ha incrementado en todo el mundo siendo las serpientes, iguanas, tortugas y algunos lagartos los más utilizados, por lo anterior el interés entre la comunidad científica para estudiar a estos animales también se ha incrementado ya que algunas enfermedades como las parasitarias no se encuentran bien descritas o se tiene poca información sobre las mismas (Rataj *et al.*, 2011) (Rinaldi *et al.*, 2012).

Para el diagnóstico de las enfermedades parasitarias se deben considerar la parte clínica, ejemplo, la presencia de los parásitos en el tracto digestivo pueden ocasionar signos clínicos como diarreas intensas (Yarto, 2011), los aspectos epidemiológicos como es el origen de los animales, los sistemas de alojamiento (cautividad) y la alimentación. Dentro de las técnicas de laboratorio más utilizadas para el diagnóstico de las enfermedades parasitarias se encuentran las coproparasitoscópicas como la técnica de observación directa, la prueba simple o rápida y la flotación (Rinaldi *et al.*, 2012).

En este estudio se obtuvo una frecuencia del 47.7% de muestras positivas de un total de 109 muestras analizadas, estos resultados se asemejan a lo reportado por Rataj *et al.*, (2011) en donde analizaron un total de 949 muestras y observaron un 76.1% de frecuencia para endoparásitos en lagartos y un 47.3 % en serpientes, Rinaldi *et al.*, (2012) en donde analizaron 150 muestras y observaron un 62.7 % de frecuencia de endoparásitos.

En este estudio la frecuencia para los oxiúridos fue del 88.46% de un total de 52 muestras positivas siendo esta una frecuencia más alta a lo reportado por Rataj *et al.* (2011) en donde observaron un 66.5 % de frecuencia para los oxiúridos en serpientes y tortugas., Por otra parte Rinaldi *et al.*, (2012) observaron un 48% de frecuencia para los oxiúridos en lagartos.

En cautiverio, especialmente en terrarios que no están limpios, la concentración de parásitos puede ser mucho más alta y por lo tanto más peligrosa para el hospedero (Mader, 1996).

Otro factor importante en reptiles en cautiverio y que no juega un papel tan importante en la vida silvestre es el estrés. Éste es un gran problema ya que como en otros animales puede producir una inmunosupresión en el hospedero lo que podría ser aprovechado por los parásitos y ocasionar signos clínicos manifiestos. El estrés puede resultar de superpoblación, reproducción deficiente, dieta pobre, alojamientos y procedimientos inapropiados de cuarentena (Mader 1996, Yarto 2011).

Aunque en los reptiles de vida libre las parasitosis se encuentran en equilibrio simbiótico con el hospedador, en los reptiles mantenidos en cautiverio este equilibrio se rompe y con frecuencia da lugar a enfermedades parasitarias de gran repercusión clínica. Los endoparásitos pueden desencadenar procesos de anemia, aunque la consecuencia más importante de las parasitosis internas es la pérdida de peso y condición corporal de los animales, así como la asociación de otras etiologías causantes de enteritis (Yarto, 2011).

Los resultados obtenidos en el presente estudio demuestran que las frecuencias elevadas para los endoparásitos son un aspecto importante a considerar como un factor determinante en la presentación de algunas enfermedades parasitarias y demuestra que las técnicas coproparasitoscópicas son de gran utilidad en el cuidado de la salud de los animales en cautiverio sin dejar de considerar factores como la alimentación y las condiciones de alojamiento de los animales estudiados.

14. CONCLUSIONES

1. El cautiverio es uno de los factores a considerar para la presentación de posibles enfermedades parasitarias, ya que este puede romper el equilibrio simbiótico entre el parásito y el hospedero.
2. Las frecuencias observadas en este estudio sirven como un indicador de la presencia de algunos géneros de parásitos (nematodos) siendo éste un factor negativo a considerar en el estado de salud de los reptiles estudiados en las diferentes colecciones del estado de Morelos.
3. Las técnicas coproparasitoscópicas son una herramienta básica en el cuidado de la salud de los animales en cautiverio y apoyan al MVZ para lograr una vigilancia epidemiológica activa y ser un complemento en el diagnóstico oportuno de las enfermedades parasitarias.

15. ANEXO: ESQUEMAS DE ALIMENTACIÓN Y ALOJAMIENTO DE LAS COLECCIONES ESTUDIADAS

15.1 Colección 1: Rancho Agua Salada. Xochitepec, Mor.

Alimentación

Reptiles muestreados	Alimentación
Tortugas (en general)	Lechuga servida en un comedero para cada terrario (una vez al día).
Cocodrilos	Pollo (una vez al día), croquetas (ocasionalmente).
Boa constrictor (<i>Boa constrictor</i>)	Ratas o ratones (1 vez por semana)
Pitón burmés albino (<i>Python molurus bivittatus</i>)	Ratas o ratones (1 vez por semana)
Iguana verde (<i>Iguana iguana</i>)	Lechuga, zanahoria (una vez al día)
Iguana negra (<i>Ctenosaura pectinata</i>)	Lechuga, zanahoria (una vez al día)

Nota: El cambio de agua es diario, al igual que el lavado de los comederos y bebederos.

Alojamiento

Los terrarios destinados para los reptiles muestreados tienen las siguientes características:

Reptiles muestreados	Terrarios
Tortugas	Material de vidrio con las siguientes medidas: 157 cm x 63 cm x 60 cm, con aserrín como sustrato.
Cocodrilos y tortugas	Estanque para estas especies en convivencia. Medidas de 3.5 m x 11.28 m
Boa constrictor (<i>Boa constrictor</i>)	Material de vidrio con las siguientes medidas: 157 cm x 63 cm x 60 cm, con aserrín como sustrato y un tronco.
Pitón burmés albino (<i>Python molurus bivittatus</i>)	Material de vidrio con las siguientes medidas: 157 cm x 63 cm x 60 cm, con aserrín como sustrato y un tronco.
Iguana verde (<i>Iguana iguana</i>)	Material de vidrio con las siguientes medidas: 157

	cm x 63 cm x 60 cm, con aserrín como sustrato y un tronco.
Iguana negra (<i>Ctenosaura pectinata</i>)	Material de vidrio con las siguientes medidas: 157 cm x 63 cm x 60 cm, con aserrín como sustrato y un tronco.

Nota: La limpieza de terrarios se lleva a cabo cada semana aproximadamente, excepto el estanque de cocodrilos

15.2 Colección 2: Veterinaria Fauna Silvestre. Cuernavaca Mor.

Alimentación

Reptiles Muestreados	Alimentación
Heloderma (<i>Heloderma horridum</i>)	Ratones (dos o tres por semana) y huevo (uno esporádicamente en un comedero). Cambio de agua: diario
Tortugas (en general)	De orejas rojas y casquito: Lechuga, calabaza, zanahoria (picadas en cuadros). De concha blanda: pellets. Cambio de agua del estanque: dos veces por semana.
Serpientes de cascabel (<i>Crotalus durissus terrificus</i> y <i>Crotalus basiliscus</i>)	Ratones (dos a tres por semana). Cambio de agua una vez por semana.

Alojamiento

Reptiles Muestreados	Terrarios
Heloderma (<i>Heloderma horridum</i>)	Material de vidrio con las siguientes medidas: 120 cm x 63 cm x 60 cm, con aserrín como sustrato y un tronco.
Tortugas (en general)	Tina de plástico con las siguientes medidas: 65 cm x 44 cm x 39 cm, con rocas y piedras de río en el fondo.
Serpientes de cascabel (<i>Crotalus durissus terrificus</i> y <i>Crotalus basiliscus</i>)	Material de vidrio con las siguientes medidas: 140 cm x 63 cm x 60 cm, con aserrín como sustrato y un tronco.

15.3 Colección 3: Criadero de Iguana Negra Municipio de Yautepec, Mor.

Alimentación

Reptiles Muestreados	Alimentación
Iguana negra (<i>Ctenosaura pectinata</i>)	Concentrado balanceado
Boa constrictor (<i>Boa constrictor</i>)	Ratones o ratas.

Alojamiento

Reptiles Muestreados	Terrarios
Iguana negra (<i>Ctenosaura pectinata</i>)	Nidos de material de tabicón
Boa constrictor (<i>Boa constrictor</i>)	Cajas de plástico con las siguientes medidas: 88 cm x 42 cm x 16 cm, con aserrín como sustrato.

15.4 Colección 4: Reptiles Fergo. Municipio de Jiutepec, Mor.

Alimentación

Reptiles Muestreados	Alimentación
Todos los reptiles	Roedores sanos, destinados a investigación para industria farmacéutica.

Alojamiento

Reptiles Muestreados	Terrarios
Todos los reptiles	Cajas de plástico con aserrín como sustrato.

16. BIBLIOGRAFÍA

Acevedo H. A. y Quintero M. T. (1991) Manual de Técnicas de Diagnóstico en Parasitología Veterinaria. (1ra. ed). Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia UNAM. México.

Aguilar M.X. y Casas A. G. (2004). La diversidad biológica del Estado de México. Disponible en <http://www.biodiversidad.gob.mx>

Aguilar R. (2004). Atlas de Medicina, Terapéutica y Patología de Animales Exóticos. (1ra. ed). Intermédica. Buenos Aires.

B. O' Malley (2005) Clinical Anatomy and Physiology of Exotic Species. (1ra. ed.). Saunders Elsevier. University College, Dublin, Ireland

Ballard B. & Cheek B. (2010) Exotic Animal Medicine for the Veterinary Technician. (2da. ed.) Willey Blackwell. E.U.A.

Barnard M. S., Upton J. S., Durden A. L. (1994) A Veterinary Guide to the Parasites of Reptiles. (1ra. ed.). Krieger Publishing Company. E.U. A.

Barrett J. (1981) Biochemistry of Parasitic Helminths. (1ª Ed). Mac Millan Publisher. E.U.A.

Barrios Q. G. y Casas A. (2010) Crecimiento con diferentes dietas en crías de *Crocodylus moreletii* (Crocodylia: *Crocodylidae*) en cautiverio, Tabasco, México. Revista Latinoamericana de Conservación 1(2) 104 – 111 Disponible en [http://www.procat-conservation.org/casillero7/19-Barrios-Quiroz&Casas-Andreu_RLC1\(2\)_104-111.pdf](http://www.procat-conservation.org/casillero7/19-Barrios-Quiroz&Casas-Andreu_RLC1(2)_104-111.pdf) (14/09/2011)

Beck. D.D. (2005) Biology of Gila Monsters and Beaded Lizards. (1ra. ed.) University of California Press. E.U.A.

Benbrook, A. E. y Sloss, W. M. (1965).Parasitología clínica veterinaria. (1ª. ed) Continental. Estados Unidos.

Blagbum.L. B. & Dryden M. (2002). Atlas Pfizer de Parasitología Clínica Veterinaria. (1ª Ed). Pfizer. E.U.A.

Breve. M. P. (2011) Helmintos *oxiurida* parásitos de Iguana iguana (Squamata, Lacertilia, Iguanidae) procedentes do Brasil. Journal, 63 (6), 1574-1578

Brotos N. J. y Martínez S. A (2001, febrero) Enfermedades parasitarias. Disponible en:http://api.ning.com/files/ZNiG1rlgrQK-Y-LYKwVAgAGyPo20bAZj4zwnfXy-zRM_/vetenreptiles.PDF

C. Gardner S. & Oberdörster E. (2006) Toxicology of Reptiles. (1ª Ed). CRC Press. E.U.A.
Calderón O. A. (2004) Parasitología General: Elementos y Actividades. (1ª Ed). Comisión Editorial de la Universidad de Costa Rica.

Conabio, Biodiversidad mexicana (2013). Disponible en:
http://www.biodiversidad.gob.mx/especies/gran_familia/animales/reptiles/reptiles.html

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.

Carr. A. (1978) Los Reptiles. (2 da ed). Ediciones Culturales Internacionales.

Casas A. G. y McCoy, C.J. (1979) Anfibios y Reptiles de México. Limusa. México.

Castillo A. y Gonzales G. E. (2009) Educación Ambiental y Manejo de Ecosistemas en México (1 ra. ed.) México.

Castro C. A. (2006) Técnicas de Diagnóstico Parasitológico. (2 da. ed) Universidad de Costa Rica.

CEAMA-Conabio, 2003. Estrategia estatal sobre biodiversidad de Morelos. Comisión Estatal de Agua y Medio Ambiente, Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad, Morelos, México.

Coborn. J. (2006) Manuales del Terrario, La Pitón Real. (5 ta. ed) Hispano Europea. España.

Convoy G.A. y Zajac M. A. (2012) Veterinary Clinical Parasitology. (8va. Ed). Wiley Blackwell. Reino Unido.

Cowie F. A. y Ducar M. P. Manual Para Cuidado y Tratamiento de Animales Exóticos y de Compañía. (1ra. ed) Acribia. España.

Cruz R. A. y Camargo C. B. (2001) Glosario de Términos en Parasitología y Ciencias a Fines. (1ra ed). Plaza Valdez S.A de C.V. México.

Curtis A. R. (2000) Nematode Parasites of Vertebrates: Their Development and Transmission. (2da. ed). CABI Publishing. Reino Unido.

Czaplewski C. R.W. (2005) Diplomado a Distancia en Fauna Silvestre. Módulo V. CEAMVET. México.

Dauner. E. (2002). El Terrario Fácil. (1ra. ed). Hispano Europea. España.

Degenhardt G.W., Painter W. C, Price H. A. (1996) Amphibians and Reptiles of New Mexico. (1ra. ed) University of New Mexico Press. E. U.A.

Denegri. G. (2008) Fundamentación Epistemológica de la Parasitología. (1ra. ed.) EUDEM. Argentina.

Diesener G. y Reichholf, J. (1992) Reptiles y Anfibios. Segunda Edición. Blume. España

Dieter. T. C. y Britton A. (2000) The Ultimate Guide to Crocodilians in Captivity. (3ra. Ed). E. U. A.

Ernst. C. H y Ernst. E (2011) Venomous Reptiles of the United States, Canada and Northern Mexico. Vol. 1. Johns Hopkins U.P. E.U.A.

Ferrel. S. K. (2008). Iguanas, Salvemos la Naturaleza. (8 va. Ed). Hispano Europeo. España.

Fontanillas P. J. C., García A. C., De Gaspar S. I. (1999) Los Reptiles, Biología, Comportamiento y Patología. (1ra ed). Mundi- Prensa. España.

Fowler E. M. y Miller E. (1999) Zoo and Wild Animal Medicine: Current Therapy. (6ta. ed.) Saunders Elsevier. E.U.A.

Fowler M.E. y Miller R. E. (1999) Zoo and Wild Animal Medicine. (5ta. Ed). Saunders Elsevier. E.U.A.

Frye L. F. y Williams L. D. (1995) Reptiles and Amphibians. (1ra Ed). Iowa State University Press/ Ames. E.U.A.

Gallego B.J. (2006) Manual de Parasitología: Morfología y Biología de los Parásitos de Interés Sanitario. (1ra. Ed). Universidad de Barcelona. España.

Gans. C. y col. (1992). Hormones, Brain, and Behavior: Biology of the Reptilia. Volume 18. Primera Edición. The University of Chicago Press.

Girling J. S. y Rayti P. (2004) BSAVA Manual of Reptiles. (2da. ed) Reino Unido.

Gómez L. y (2007). *Kalicephalus Subulatus* Molin 1861 (*Nematoda Diaphanocephalidae*) en *Boa Constrictor* Linnaeus, 1758 (Reptilia, Boidae de Perú). Nota Científica. Lima, Perú.

Granjas de cocodrilos. Disponible en: <http://www.cocodrilopedia.com/granjas-cocodrilos/> (15/09/2011).

Green H. Fogden P. Fogden M. (2000) Snakes: The evolution of mystery in nature. (1ra.ed) University of California Press. E.U.A.

Green. J. y Spilsbury R. (2009). Exploring the World of Reptiles and Amphibians. (1ra. ed) Chelsea House. E.U.A.

Huchzermeyer F. W. (2003). Crocodiles, Biology, Husbandry and Diseases. (1ra ed.). CABI Publishing. Reino Unido.

Jacobson R. E. (2007) Infectious Diseases and Pathology of Reptiles: Color Atlas and Text. (1ra. ed.) CRC Press. E.U.A.

Jaramillo A. C.J., Martínez M.J.J., Morales S.J. L. (2010) Epidemiología Veterinaria. (1ra. ed). Ed. Manual Moderno. México.

Jepson L. (2011) Medicina de Animales Exóticos: guía de referencia rápida. (1ra ed) Elsevier. España.

Judah V. y Nutall K. (2008) Exotic Animal Care and Management. (1ra ed). Thomson Delmar Learning. E.U.A.

Lamonthe A.R. (2002) Manual de técnicas para preparar y estudiar los parásitos de animales silvestres. (2da ed). AGT Editor. México.

Laurence M. A. (1982) Laboratory Anatomy of the Turtle. (1ra. ed) McGraw Hill. E.U.A.

Levine N.D. (1968) Nematode Parasites of Domestic Animals and of Man. (1ra ed.) Burgess Publishing Company. E.U.A.

Longley L. (2010) Exotic Pet Medicine. (1ra. ed.). Elsevier. Reino Unido.

Mader R. D. (1996) Reptile Medicine and Surgery. (1ra. ed). Elsevier. Canada.

Marqués de Cantú M. J. (1988) Probabilidad y estadística para ciencias químico biológicas. Ed. UNAM, México D, F. PP. 262,361-378.

Mattern J. (2002) Reptiles y Anfibios. (1ra. ed) The Rosen Publishing Group Inc. E.U.A.

MacDiarmid R. W., Foster S. M., Guyer C., Gibson W. J. (2012) Reptile Biodiversity (Standart Methods for Inventory and Monitoring).(1ra. ed) University of California Press. Reino Unido.

Meneghel M. G. (2006) Curso: Biología animal (Reptilia) Disponible en: <http://zvert.fcien.edu.uy/reptiles.pdf>

Millefanti M. (2002) Las tortugas acuáticas. (1ra. ed.) De Vecchi. Italia.

Millefanti. M. (2005) Pitón Real y Boa Constrictor. (1ra. ed.) De Vecchi. Italia.

Mitchell M. A. y Tully N. T. (2009) Manual of Exotic Pet Practice(9 na. ed.)Saunders Elsevier. E. U. A.

Moreno A. A., López M. S., Corcho B. A. (2000) Principales medidas de salud pública. Disponible en: <http://redalyc.uaemex.mx/redalyc/pdf/106/10642411.pdf>

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

Osorio S. D. (2005) Helmintos Parásitos (Macroparásitos) de Animales Domésticos y Silvestres. UNAM. México.

Pasmans F., Blahak S., Martel A., Pantchev N. (2008) Introducing reptiles into a captive collection: The role of the veterinarian. The Veterinary Journal (175), 53- 68.

Paterson S. (2006) Skin Diseases of Exotic Pets. (1ra. ed.) Blackwell Publishing.E.U.A. Programa de monitoreo del Cocodrilo de Pantano (*Crocodylus moreletii*) Disponible en:http://www.conabio.gob.mx/institucion/cooperacion_internacional/doctos/manual_monitoreo_cocodrilo.pdf (14/09/2011)

Pursall. B. (2006). Manuales del Terrario Tortugas Terrestres Mediterráneas. (1ra. ed.) Hispano Europea. España.

Quiroz. R. H. (1990) Parasitología. (1ra. ed.) Limusa S.A. de C.V. México

Rataj V. A., Knific L. R., Vlahovic K., Mavri U., Dovc A. (2011) Parasites in pet reptiles. Journal Acta Veterinaria Scandinavica. Disponible en: <http://www.actavetscand.com/content/53/1/33>

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.

Rival F. (2005) Nuevos Animales de Compañía. (1ra. ed) Tikal. España.

Roca V. (1999). Relación entre las faunas endoparasitarias de reptiles y su tipo de alimentación. (Revista Española Herpetología) 13:0010021, 101-120. Disponible en: http://gallotia.de/AS/Bibliografie/BIB_1784.pdf

Rosenthal L. K., Forbes F. L., Lewbart A. F.G. (2008) Rapid Review of Exotic Animal Medicine and Husbandry. (1ra. ed.) Grafos S.A. Reino Unido.

Rueda A. J. V. , Carr L. J., Mittermeier A. R, Rodríguez M. J. V., Mast B. R., Vogt C. R., Rhodin A. G., De la O. V. J., Rueda N. J., Goettsch M. C. (2007) Las Tortugas y los Cocodrilianos de los países Andinos del Trópico. (6 ta. ed) Colombia.

Ruíz S. S. L. (1996) Estudios de Nematodos Parásitos de Lacértidos de la Provincia de Tenerife. Tesis Doctoral. Universidad Complutense de Madrid. España.

Sartker A. L. (1965) Fauna Silvestre de México Aves y Mamíferos de Caza. Instituto Mexicano de Recursos Naturales Renovables. (1ra. ed.) México
The Merck Veterinary Manual. Disponible en:
(<http://www.merckvetmanual.com/mvm/index.jsp?cfile=htm/bc/171410.htm>) (24/ agosto/2011)

Ubicación del estado de Morelos en la República Mexicana
<http://www.morelos.gob.mx/portal/index.php/morelos/entorno-fisico/ubicacion>
(20/abril/ 2010)

Valledor. De la L. A. (1994) Envenenamientos por Animales (Animales venenosos y Urticantes del Mundo). (1ra. ed.) Díaz de Santos S.A. España.

Van B. E. Ofidismo. Disponible en:
<http://bomberobachaquero.zxq.net/Descargas/ofidios/Serpientes.pdf> (08/01/2011)

Vargas G. R. (2000) Término de uso común en Epidemiología Veterinaria. (1ra. ed.) Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia. UNAM. México.

Vignau, M. L., Venturini L. M., Romero, J. R., Eiras, D. F. Basso, W. U. (2005) Parasitología práctica y modelos de enfermedades parasitarias en los animales domésticos. (1ra. ed.) Argentina.

Villegas. Z. F. Enfermedades Comunes de Iguanas en Cautiverio, Tratamiento y Prevención.

Vitt J. L. y Caldwell P. J.(2009). Herpetology. (3ra. ed). Elsevier. E.U.A.

W. P. Mara. (2005) Tortugas, Cuidados, Crianza y variedades. (5ta. ed.). Europea. España.

Walker. M. S. (2004) Crocodiles. (1ra ed). Carolrhoda Books. E. U. A.

Walls. G. J. (2008) Manuales del Terrario, Tortugas Terrestres (Especies, Mantenimiento y Cría).Quinta Edición. Europea. España.

Wayne W. D. (1985) Bioestadística bases para el análisis de las ciencias de la salud, ed. Limusa, México D.F. pp. 119-130

Wilhelm H. F. (2010) Pequeño Atlas de Reptiles. (1ra. ed.) Hispano Europea. España

Wilke H. y Anders U. (1999) El Nuevo Libro de las Tortugas. (1ra. ed.). Ed. Tikal. España

Wilke. H. (2006) Tortugas Terrestres Sanas y Felices. (1ra. ed.) Hispano Europea España.

Wilke.H. (2002) Tortugas Acuáticas, Sanas y Felices. (3 ra. ed.) Hispano Europea. España.

Yarto J. E. (2011) Alojamiento y problemas relacionados en reptiles: quemaduras, problemas digestivos y respiratorios. Disponible en:
<http://www.congreso.laveccs.org/res2011/Alojamiento%20y%20problemas%20relacionados%20en%20reptiles.pdf>

Zamora d. H. P. (2009) La flora y fauna silvestre en México y su regulación. Procuraduría agraria. Disponible en:
http://www.pa.gob.mx/publica/rev_40/NOTAS/Pablo%20Zamorano%20de%20Haro.pdf

Zim S. H. y Smith M. H. (1953) Reptiles and Amphibians. (1ra. ed). St. Martin's Press. E. U. A.