



Universidad de Panamá

Facultad de Ciencias Naturales, Exactas y Tecnología

Escuela de Biología

**Prevalencia de endoparásitos en *Caiman crocodilus fuscus* en cautiverio y silvestres de la República de Panamá.**

Aguilar M., Melciellyne Del C.

Anderson H., Tamara E.

Trabajo de graduación para optar por el título de Licenciada en Biología, con orientación en Microbiología y Parasitología.

REPÚBLICA DE PANAMÁ

2019

# Dedicatoria.

## Dedicatoria.

*A nuestras Familias por todo su esfuerzo y sacrificio para darnos una buena educación.*

*A todas aquellas personas que creyeron en nuestras capacidades, nos apoyaron, aconsejaron y jugaron un papel fundamental para culminar esta meta.*

# Agradecimientos.

# Agradecimientos.

En primera instancia damos gracias a Dios por habernos dado sabiduría para realizar este trabajo, por habernos permitido conocer a muchas personas que colaboraron con nosotras para culminar esta meta.

A nuestras familias por su total apoyo durante el desarrollo de esta investigación.

A nuestros asesores Prof. Nidia Sandoval Dra., Prof. Mario Arosemena Msc. y Prof. Maricel Tejeira Msc. Quienes nos formaron y compartieron con nosotras sus conocimientos, a quienes admiramos por su inteligencia y gran calidad humana.

Al Lic. Mario Urriola quien nos entrenó para manipular y tomar muestras en cocodrilianos.

Al Prof. Mario Arosemena Msc. por capacitarnos y facilitarnos los equipos necesarios para las actividades de campo.

Al Lic. Josanel Sugasti por su colaboración en las salidas de campo.

Universidad de Panamá por todo su apoyo y colaboración durante el desarrollo de esta tesis.

Laboratorio de Investigaciones de Parasitología Ambiental, Universidad de Panamá, donde nos formaron como Biólogas con orientación en Microbiología y Parasitología, nos proporcionaron todos los insumos necesarios y equipos para el desarrollo de esta investigación y recibimos total apoyo para culminarla.

Laboratorio de Criobiología, Universidad de Panamá, por su apoyo, colaboración y facilitarnos insumos necesarios para desarrollar esta investigación.

Al Serpentario Maravillas Tropicales por su apoyo y colaboración en las salidas de campo y toma de muestras en el Valle de Antón.

Al Zoológico El Níspero por su colaboración en la toma de muestras en el Valle de Antón.

Al Zoológico Buenaventura por el apoyo en la toma de muestras en el Penonomé.

Al Parque Municipal Summit y la Dra. Dioren Smith por su colaboración y apoyo para la toma de muestras de cocodrilianos del Parque.

Al Profesor Ariel Magallón PhD. por su apoyo con los análisis estadísticos.

A Sonia Ramos de Añino y Flia, por su apoyo y colaboración en las salidas de campo en Natá.

A la Hamed Vaca, por el apoyo en la toma de muestras en la Provincia de Guararé.

A nuestros compañeros y amigos por su cordialidad y apoyo durante el desarrollo de esta tesis; en especial a Yarebys Arias, Jafeth Carrasco, Pedro Castillo, Evelyn Del Rosario, Stephany Del Rosario, Zarluis Mijango, Patricia Núñez, Eddier Rivera, Eileen Rivera.

# Índice general

Dedicatoria.....	iii
Agradecimientos.....	v
Índice general.....	vii
Índice de cuadros.....	x
Índices de gráficos.....	xii
Índices de figuras.....	xiii
Resumen.....	xv
Abstract.....	xviii
Introducción.....	2
Capítulo I: Planteamiento del Problema.....	3
1.1 Planteamiento del problema.....	4
Capítulo II: Revisiones Bibliográficas.....	6
2.1. Historia de la parasitología.....	7
2.1.1. Antes del microscopio.....	7
2.1.2. Nacimiento oficial de la parasitología.....	9
2.2. Generalidades de la parasitología.....	10
2.2.1. Clasificación de Parásitos.....	11
2.2.2. Ecología de los parásitos.....	12
2.2.2.1. Flora.....	12
2.2.2.2. Fauna.....	13
2.2.2.3. Agua.....	13
2.2.2.4. Grupos de hospederos.....	14
2.2.2.5. Medio ambiente.....	14
2.2.3. Evolución del parasitismo.....	15
2.2.4. Importancia de los parásitos.....	16

2.3. Parasitismo en el Reino Animal.....	17
2.3.1. Estudios de parasitología en reptiles.....	17
2.3.1.1. Estudios coprológicos.....	17
2.3.1.2. Estudios hematológicos.....	18
2.4. Generalidades de los reptiles.....	20
2.4.1. La Comunidad de los cocodrilos.....	21
2.4.2. Modelo de estudio: <i>Caiman crocodilus</i> Cope 1868.....	22
2.4.2.1. Taxonomía.....	22
2.4.2.2. Evolución y distribución.....	23
2.4.2.3. Características generales de <i>Caiman crocodilus</i> .....	24
2.4.2.3.1. Anatomía.....	24
2.4.2.3.2. Alimentación.....	25
2.4.2.3.3. Reproducción y anidación.....	26
2.4.2.4. Importancia de los caimanes.....	27
2.5. Parásitos en caimanes.....	28
2.5.1. Enfermedades parasitarias asociadas a reptiles.....	28
2.5.1.1. Patologías comunes.....	29
Protozoarios.....	29
Nematodos.....	31
Cestodos.....	32
Trematodos.....	33
2.6. Influencia de los factores ambientales.....	33
Capítulo III: Metodología.....	38
3.1. Descripción de las áreas de muestreo.....	39
3.2. Captura y toma de muestras biológicas en <i>Caiman crocodilus</i> .....	40
3.3. Análisis de las muestras.....	42
3.3.1. Análisis de las muestras coprológicas.....	42
3.3.1.1. Técnicas de diagnósticos coprológicos directos con solución salina y/o Lugol.....	43
3.3.1.2. Método de concentración por flotación salada: Willis-Molloy.....	43

3.3.1.3. Método de concentración por flotación azucarada: Sheather. ....	43
3.3.1.4. Tinción de Kinyoun para coccidios. ....	44
3.3.2. Análisis de muestras hematológicas. ....	44
3.3.2.1. Tinción con Giemsa. ....	44
3.3.2.2. Hematocrito. ....	45
3.3.2.3. Hemoglobina. ....	46
3.3.3. Muestras de agua. ....	47
3.3.3.1. Toma de la muestra de agua. ....	47
3.2.3.2. Análisis de la muestra de agua. ....	47
3.2.3.2.1. Método de Ritchie. ....	48
3.4. Análisis estadísticos. ....	48
Capítulo IV: Resultados. ....	50
4.1. Muestras coprológicas. ....	51
4.2. Muestras de Sangre. ....	57
4.3. Muestras de Aguas. ....	58
Capítulo V: Discusión. ....	59
5.1. Muestras coprológicas. ....	60
5.2. Muestras hematológicas. ....	67
5.3. Muestras de Agua ....	68
Capítulo VI: Conclusión. ....	69
Capítulo VII: Recomendaciones. ....	71
Capítulo VIII: Referencias Bibliográficas. ....	73
Capítulo IX: Anexos. ....	92
Anexo I: Cuadros. ....	93
Anexos II: Gráficos. ....	123
Anexos III: Figuras. ....	126

# Índice de cuadros.

Anexo I: Cuadros.....	93
Cuadro 1. Clasificación morfológica de los parásitos y sus características generales.....	94
Cuadro 2. Protozoarios descritos en <i>Caiman crocodilus</i> .....	95
Cuadro 3. Platyhelminthes descritos en <i>Caiman crocodilus</i> . ....	96
Cuadro 4. Nematoda descritos en <i>Caiman crocodilus</i> .....	102
Cuadro 5. Descripción de sitios de muestreo.....	105
Cuadro 6. Capturas de <i>Caiman crocodilus fuscus</i> según sus condiciones de vida. ....	106
Cuadro 7. Frecuencia de muestras de <i>C. c. fuscus</i> parasitadas. ....	106
Cuadro 8. Frecuencia de parásitos en muestra de heces de <i>C. c. fuscus</i> según la condición de vida, cautiverio versus silvestre. ....	106
Cuadro 9. Presencia de parásitos en muestra de heces de <i>C. c. fuscus</i> silvestres. ....	107
Cuadro 10. Presencia de parásitos en muestra de heces de <i>C. c. fuscus</i> en cautiverio. ....	107
Cuadro 11. Prevalencia de grupos parasitarios en <i>C. c. fuscus</i> .....	107
Cuadro 12. Frecuencia de grupos parasitarios presentes en muestras de heces de <i>C. c. fuscus</i> según la condición de vida, cautiverio o silvestre.....	108
Cuadro 13. Prevalencia de géneros parasitarios. ....	108
Cuadro 14. Frecuencia de géneros parasitarios presentes en <i>C. c. fuscus</i> según la condición de vida, cautiverio o silvestre. ....	109
Cuadro 15. Capturas de <i>C. c. fuscus</i> según condiciones de vida, sitios de muestreo y sexo..	110
Cuadro 16. Frecuencia de hospedadores parasitados según su condición de vida (cautiverio) y sitio de muestreo. ....	111
Cuadro 17. Frecuencia de hospedadores parasitados según su condición de vida (silvestre) y sitio de muestreo. ....	111
Cuadro 18. Frecuencia parasitaria de acuerdo con el sexo. ....	112

Cuadro 19. Carga Parasitaria de <i>Caiman crocodrilus</i> según condición de vida y sexo. ....	112
Cuadro 20. Frecuencia hospedadores en cautiverio, parasitados y no parasitados, según sitio de colecta y el sexo. ....	113
Cuadro 21. Frecuencia hospedadores en silvestre, parasitados y no parasitados, según sitio de colecta y el sexo. ....	114
Cuadro 22. Frecuencia de grupos parasitarios presentes en <i>C. c. fuscus</i> según la condición de vida, silvestre o cautiverio, y el sexo. ....	115
Cuadro 23. Frecuencia de grupos parasitarios presentes en <i>C. c. fuscus</i> según sitio de muestreo y condición de vida, cautiverio. ....	116
Cuadro 24. Frecuencia de grupos parasitarios presentes en <i>C. c. fuscus</i> según sitio de muestreo y condición de vida, silvestre. ....	117
Cuadro 25. Parasitismo según la talla de los hospederos. ....	118
Cuadro 26. Frecuencias de parasitismo según longitud del cuerpo. ....	119
Cuadro 27. Valor promedio ( $\pm$ DE) de hematocrito y hemoglobina de <i>C. c. fuscus</i> . ....	120
Cuadro 28. Hematocrito general de <i>C. c. fuscus</i> . ....	120
Cuadro 29. Hemoglobina (g/dl) de <i>C. c. fuscus</i> . ....	121
Cuadro 30. Comparación de los valores hematológicos con otros estudios. ....	122

# Índices de gráficos

Anexos II: Gráficos..... 123

Gráfica 1. Comparaciones índices de diversidad de Shannon-Weaver parásitos según condición de vida (Cautiverio-Silvestre). ..... 124

Gráfica 2. Comparaciones índices de diversidad de acuerdo con su condición de vida (Cautiverio – Silvestre) grupos parasitarios..... 124

Gráfica 3. Comparaciones índices de diversidad de Shannon-Weaver en las Hembras de acuerdo con su condición de vida (Cautiverio – Silvestre)..... 125

Gráfica 4. Comparaciones índices de diversidad de Shannon-Weaver en los Machos de acuerdo con su condición de vida (Cautiverio – Silvestre)..... 125

# Índices de figuras

Anexos III: Figuras. ....	126
Figura 1. Distribución de <i>Caiman crocodilus</i> .....	127
Figura 2. Características morfológicas del <i>C. c. fuscus</i> .....	128
Figura 3. Puntos de muestreo, provincia de Coclé, provincia de Los Santos, provincia de Panamá.....	129
Figura 4. Puntos de muestreo.....	129
Figura 5. Sitios de muestreo.....	130
Figura 6. Métodos de captura.....	130
Figura 7. Toma de muestra. ....	131
Figura 8. Liberación.....	131
Figura 9. Análisis de muestras fecales, huevo tipo fasciolidae.....	132
Figura 10. Formas parasitarias detectadas en heces de <i>C. c. fuscus</i> . ....	132
Figura 11. Análisis de muestras hematológicas.....	133
Figura 12. Grupo de trabajo.....	134

# Resumen.

# Resumen

Durante el desarrollo de esta investigación, se visitaron ocho sitios de muestreo, de los cuales, cuatro correspondían a sitios para coleccionar caimanes cautivos (Zoológico privado Buenaventura, Zoológico el Níspero, Serpentario maravillas tropicales y Parque municipal Summit) y cuatro sitios para la colecta de animales silvestres (Finca privada Natá, Finca privada Albina grande, Villa Zaita y Capira). Para la captura de individuos silvestres se realizaron recorridos nocturnos, utilizando la técnica de Spotlight. De acuerdo con las condiciones del sitio de muestreo se utilizaron diferentes métodos de captura como, 1). Lazo corredizo, 2). Tarraya, 3). Trampas Tomahawk. Se tomaron datos morfológicos de cada individuo, se tomaron muestras coprológicas se determinó el sexo y se tomaron muestras sanguíneas.

Se coleccionaron un total de 34 individuos (12 caimanes silvestres y 22 caimanes cautivos), a los cuales se le determinó la prevalencia de parásitos en heces, por medio de diferentes técnicas coprológicas como, 1). Frotis directo con tinción de lugol, 2). Willy-Molloy, 3). Sheather, 4). Tinción de Kinyoun. Se obtuvo que, de un total de 34 muestras, en 27 presentaron formas parasitarias, lo que representa una prevalencia de 79.4%. También se comprobó que dentro de nuestro conjunto de datos los caimanes en cautiverio presentaron una prevalencia parasitaria mayor que los silvestres (59.3% vs 40.7 respectivamente).

Los protozoarios (64.7%) fueron el grupo parasitario más frecuentes en nuestro grupo de muestras, dentro de lo observado, se reconocieron: *Entamoeba* sp. (50%), *Eimeria* sp. (29.4%), *Blastocystis* sp. (14.7%) y *Trichomonas* sp. (5.9%). Los nemátodos fueron el segundo grupo más prevalente, con un 14.7% (*Ascaris* sp., *Toxocara* sp., *Strongyloides* sp.) y los Trematodos con 11.8% (*Schistosoma* sp., *Diplostomun* sp., *Proterodiplostomun* sp.).

Por otro lado, el 32.1% de los individuos obtuvo un nivel de glóbulos rojos entre 36 y 43; mientras que el 50% de los individuos presentaron hemoglobinas entre 12 y 15 g/dl.

Las variables de sexo, sitio de muestreo y talla en relación con el parasitismo no mostraron asociaciones significativas.

# Abstract.

# Abstract

During the development of this research, eight sampling sites are selected, of which four correspond to sites to catch captive alligators (Zoológico privado Buenaventura, Zoológico el Níspero, Serpentario maravillas tropicales and Parque municipal Summit) and four sites for the catch of wild animals (Finca privada Natá, Finca privada Albina grande, Villa Zaita and Capira). For capturing wild individuals, nocturnal recordings were recorded, using the Spotlight technique. According to the conditions of the sampling site, different capture methods will be used, such as 1). lasso Sliding, 2). Tarraya, 3). Tomahawk traps. Morphological data will be taken from everyone, coprological samples will be taken, sex will be determined, and blood samples will be taken.

A total of 34 individuals (12 wild alligators and 22 captive alligators) are compiled, to which the prevalence of parasites in feces is determined, by means of different coprological techniques such as, 1). Direct smear with lugol stain, 2). Willy-Molloy, 3). Sheather, 4). Kinyoun staining. It was obtained that, from a total of 34 samples, in 27 forms parasitic forms, which represents a prevalence of 79.4%. It was also found that within our data set, captive alligators specifically have a higher parasitic prevalence than wild ones (59.3% vs. 40.7 respectively).

The protozoa (64.7%) were the most frequent parasitic group in our group of samples, as observed, it was recognized: *Entamoeba* sp. (50%), *Eimeria* sp. (29.4%), *Blastocystis* sp. (14.7%) and *Trichomonas* sp. (5.9%). Nematodes were the second most prevalent group, with 14.7% (*Ascaris* sp., *Toxocara* sp., *Strongyloides* sp.) And Trematodes with 11.8% (*Schistosoma* sp., *Diplostomun* sp., *Proterodiplostomun* sp.).

On the other way, 32.1% of the individuals obtained a level of red blood cells between 36 and 43; while 50% of individuals identified hemoglobin's between 12 and 15 g / dl.

The variables of sex, sampling site and size in relation to parasitism do not exist sampling associations.

# Introducción.

# Introducción.

Los enteroparásitos abarcan un gran grupo entre protozoarios y helmintos; estos, se localizan de acuerdo con la afinidad del parásito y la especie hospedadora, la cual es importante para la supervivencia del parásito según los ciclos de vida del cual depende su desarrollo (Quiroz, 2005; Gallego, 2006; Negroni, 2009; Rodríguez, 2015).

Los parásitos en animales en cautiverio afectan de forma directa el estado de salud y suele estar asociada a muchos factores a los cuales se les atribuye la infección; sin embargo, la fauna silvestre a pesar de estar en contacto con múltiples parásitos se encuentra libre de enfermedades; siendo esta, parte de la selección natural y control poblacional (Rodríguez, 2015).

Las infecciones parasitarias, pueden afectar negativamente el rendimiento del hospedador de diversas maneras, ya sea transmitiendo alguna enfermedad, disminuyendo el atractivo sexual y éxito reproductivo, esto representa un alto riesgo que podría llevarlo a la muerte. Con el tiempo, estas circunstancias pueden afectar la población y la distribución de estos (Amo *et al.* 2005; Camin 1948; Hamilton y Zuk 1982; Møller *et al.* 1999; Møller 1990; Møller y Nielsen, 2007; Merino y Potti, 1995; Holmes, 1995; Hudson *et al.* 1998; Price, 1980).

Por esta razón, este estudio busca determinar la prevalencia enteroparasitaria de caimanes mantenidos en cautiverio y silvestres e identificar los géneros más frecuentes.

# Capítulo I: Planteamiento del Problema.

## 1.1 Planteamiento del problema.

Este trabajo tiene como objeto de estudio el caimán de anteojos (*Caiman crocodilus fuscus*), en Panamá, la información disponible sobre esta especie es escasa, los planes de manejo están muy lejos de ser llevados a cabo, además los estudios sobre parásitos relacionados con esta especie son muy pocos y la data en Panamá trasciende a más de 50 años, Caballero (1955) reportó helmintos en reptiles incluyendo al caimán.

Nos hemos interesado en generar datos y actualizar información referente a parásitos en caimanes para que permita abrir las puertas a futuras investigaciones con mayor profundidad, para reconocer la diversidad, prevalencia, incidencia y estudios filogenéticos de los parásitos en *Caiman crocodilus fuscus*.

Con esto nos proponemos seguir adelante y plantearnos nuestros objetivos de estudio:

- Conocer las especies de parásitos más prevalentes en *Caiman crocodilus fuscus*.
- Comparar la parasitofauna en los hospedadores en cautiverio y silvestres.
- Evaluar el efecto de los parásitos en el desarrollo fisiológico del hospedador.
- Determinar fuentes de contaminación y posibles transmisores.

Siendo los cocodrilianos depredadores tope en su hábitat, el estado de salud de sus poblaciones juega un rol importante, debido a que los parásitos podrían afectar las poblaciones de caimanes y el parasitismo tendría la capacidad de determinar la biodiversidad de las comunidades de cocodrilianos, ya que ellos poseen un alto valor ecológico. (Martínez de la Puente, 2010). Nuestros análisis de la carga endoparasitaria podría servir para determinar si estos afectan el desarrollo y estado de salud de los caimanes. Debido a que los parásitos influyen sobre sus

hospedadores, lo obtenido será fundamental para entender si estos parásitos tienen algún efecto en el mantenimiento de las poblaciones hospederas, lo cual podría ayudar a futuros planes de conservación de la especie.

Por medio de la identificación de los parásitos podríamos conocer si alguno de estos está asociado con otra especie de hospedador; es decir, determinar si estos parásitos son propios de cocodrilianos o identificar la fuente transmisora de los mismos; por otro lado, determinar si los parásitos hallados podrían afectar a otras especies acuáticas y terrestres de acuerdo con el ciclo de vida que estos presenten.

Mediante este proyecto se obtendrán nuevos registros de endoparásitos en caimanes (*Caiman crocodilus fuscus*) para la República de Panamá, lo cual servirá de base o fundamento para futuras investigaciones científicas a nivel nacional e internacional.

# Capítulo II: Revisiones Bibliográficas.

# Revisiones Bibliográficas.

## 2.1. Historia de la parasitología.

### 2.1.1. Antes del microscopio.

La parasitología nos ofrece información sobre el parasitismo desde los años antiguos. Por ejemplo, de la Era Paleozoica hay fósiles de moluscos parásitos de crinoideos y esponjas parásitas de braquiópodos. *Mermis antigua*, es el primer nematodo fósil del Período Carbonífero (Gillespies y Pearson, 2001).

Con el desplazamiento o distribución del hombre por el mundo, surgieron diversas culturas como: China, persas, India, Babilónica, Egipcia, etc., las cuales conocieron macroparásitos (áscaris, tenias, piojos, etc.), ciertas enfermedades (esquistosomiasis y paludismo) y algunos remedios aplicados para su tratamiento (Becerril, 2014).

El Papiro de Ebers (1500 a.C.) menciona oxiurus, áscaris, tenias, esquistosomas, así como antiparasitarios como la raíz de granado. El Papiro de Kahun (2230-1850 a.C.) da referencias sobre la hipodermofis bovina y helmintiasis del perro. Estudios de momias egipcias han demostrado la presencia de huevos de esquistosomas calcificado en riñones al igual que el tricuro (Nunn, 1996; Gillespies y Pearson, 2001).

El Antiguo Testamento describe plagas que hoy día se vinculan a parasitosis (serpiente de fuego= *Dracunculus medinensis*) y se habla de contagios traídos por caravanas, aparte de ectoparásitos diversos (Hoeppli, 1959; Cheng, 1964).

Debemos a Grecia información importante y terminologías diversas, hoy habituales en parasitología; aunque no siempre con el significado clásico. Hipócrates (460-370/380 a.C.), conoció áscaris (*Strongylus* sp.), tenias (*Helmins plateia*), creía que los helmintos se generaban espontáneamente en el hospedero y que podría haber contaminación interplacentaria, también describe la diarrea hemorrágica (amebiasis) en el hombre y la relaciona con el agua estancada. Aristóteles (384-322 a.C.) se refiere a la cisticercosis porcina (Cheng, 1964).

A los latinos debemos vocablos como cucurbitinos, vermes y lombriz. Columela (2-4 a.C. – 40 d.C.) conocían la sarna, miasis y coccidiosis (diarrea sanguinolenta). Celso (30 a.C. – 50 d.C.) recolectó información de médicos sobre helmintiasis y sus tratamientos. Galeno (130 – 206 d.C.) hizo necropsias en animales, redescubrió la hidatidosis, áscaris, oxiuros y aportó información sobre nematodo de peces (Ocaranza, 1934; Cheng, 1964).

Así mismo, se levantaron informes alrededor del mundo sobre distintas enfermedades y agentes transmisores, al igual que nuevas descripciones para enfermedades y/o parásitos antes vistos (Cordero y Rojo, 1999).

Con la expansión colonial Ibérica entre los siglos XX – XVI, se conocieron numerosos padecimientos exóticos. Álvaro Chanca, quien acompañó a Cristóbal Colón en su segundo viaje (1493), dio la primera noticia del paludismo americano y comentó sobre los remedios indígenas, diferencias clínicas y el curso de las enfermedades según afectaban a los indígenas o a los extranjeros. Se conoce que el piojo fue abundante en la América prehispanica, producto del hallazgo de liendres en momias peruanas de 5000 años (Cheng, 1964).

Francisco Redi (1626-1697) escribe sobre la primera helmintología comparada al estudiar parásitos de mamíferos, peces, aves, crustáceos, y moluscos; también les dedicó tiempo a

artrópodos y trabajó sobre la anatomía de los nematodos, describiendo órganos sexuales y huevos de áscaris humano; trabajó con cestodos adultos de perros y gatos, y publicó la primera imagen de *Fasciola hepática* (Cheng, 1964; Gillespies y Pearson, 2001).

En este período, se dieron numerosas referencias sobre helmintos y artrópodos, descripciones clínicas que ayudaron a identificar parásitos inequívocamente (paludismo). Sin embargo, la confusión sobre muchos aspectos sobresale, por ejemplo, la identidad de los agentes, no teniendo claro la clasificación para vermes o lombriz; la creencia de la generación espontáneas de parásitos y el origen y difusión de las enfermedades (Cole, 1926; Gillespies y Pearson, 2001).

### **2.1.2. Nacimiento oficial de la parasitología.**

Con la llegada del microscopio, todo empieza a tener sentido.

Antoni Von Leeuwenhoek (1632-1732), logró sus mayores avances con la construcción de un microscopio y observó toda clase de materiales entre ellos sus propias heces; lo que lo hace el primer microscopista y fundador de la protozoología. A él se le deben las descripciones de los ooquistes de *Eimeria stiedae* y el primer dibujo de *Giardia duodenalis*. Los trabajos que realizó sobre caracteres sexuado influyeron sobre los pensamientos que se tenían sobre la generación espontánea, además dio ideas para que se continuaran los estudios de protozoarios de vida libre y parásitos (Gillespies y Pearson, 2001).

Muchos son los personajes que han contribuido con la historia de la parasitología; y han aportado con la descripción de miles de parásitos. Pallas (1741-1811) explicó el origen de los helmintos a partir de huevos; Müller (1730-1784), informó sobre trematodos en peces, fasciola, esquistocéfalo y *Strongylus equinus*; Rudolphi (1771-1832), incluyó los Ordenes Nematodea, Trematodea, Cestoidea y otros, además de crear el término “Entozoa” para referirse a

endoparásitos. Otros taxones se crearon para el siglo XIX: Ciliata (Perty 1852), Fagellata (Cohn 1853) y Mastigophora (Diesing 1865) (Cheng, 1964; Gillespies y Pearson, 2001).

Si bien, la llegada del microscopio abrió las puertas a un mundo lleno de cosas por descubrir. Con esto llegaron los primeros descubrimientos de *Tricomonas* sp., en boca humana (Müller, 1773), *Trypanosoma* sp., en trucha (Valunton 1841) y rana (Grubi 1843), el primer tripanosoma en mamíferos, ratas (Lewis 1878), *Entamoeba gingivalis* (Ceros 1849), el primer ciliado (*Balantidium coli*, Malmsten, 1857), amplios estudios de coccidiosis (Eimer, 1870), Plasmodios de Malaria (Laverán 1880), junto con estos descubrimientos se hicieron progresos en el conocimiento de los mecanismos de transmisión (Cheng, 1964; Gillespies y Pearson, 2001).

A pesar de todos los descubrimientos y descripciones realizadas a través de la historia, todavía siguen apareciendo nuevas especies no sólo en humanos, sino también en otras especies de animales. Por consiguiente, con el gran avance que ha tenido la tecnología, facilitando el diagnóstico, podríamos decir que el desarrollo de esta disciplina está en su mejor momento.

## 2.2. Generalidades de la parasitología.

La parasitología, es el estudio de los parásitos y la relación de estos con sus huéspedes; es una de las fascinantes áreas de la biología. El estudio del parasitismo es interdisciplinario, abarcando aspectos de sistemática y filogenia, ecología, morfología, embriología, fisiología, bioquímica, inmunología, farmacología y nutrición, entre otros (Cheng, 1964; Bogitch *et al.*, 2013).

La complejidad de la relación huésped-parásito ha llevado a menudo a malentendidos de la naturaleza precisa del parasitismo. Por tal razón los científicos han ideado conceptos

(comensalismo, mutualismo y parasitismo) para diferenciar las diversas asociaciones entre organismos heteroespecíficos (Bogitch *et al.*, 2013).

Cualquier organismo que gaste una porción o toda su vida íntimamente asociada con otro organismo vivo, de una especie diferente se conoce como un simbiote, y la relación se designa como simbiosis; el cual no implica dependencia fisiológica unilateral; más bien, se usa en su sentido original (vivir juntos) sin ninguna referencia a "beneficio" o "daño" a los simbiotes. Entonces, parasitismo es la relación simbiótica entre dos organismos: un parásito, generalmente el más pequeño de los dos, y un hospedero, sobre el cual el parásito es fisiológicamente dependiente. La relación puede ser permanente, como en el caso de las Tenias encontradas en el intestino de un vertebrado, o temporal, como con los mosquitos hembras, algunas sanguijuelas y garrapatas, que se alimentan intermitentemente de la sangre del hospedero. Estos parásitos se consideran parásitos obligatorios porque son fisiológicamente dependientes de sus hospedadores y usualmente no pueden sobrevivir si se mantienen aislados de ellos. Los parásitos facultativos, por otra parte, son esencialmente organismos vivos libres capaces de convertirse en parásitos si se colocan en una situación propicia (Cheng, 1964; Bogitch *et al.*, 2013).

### **2.2.1. Clasificación de Parásitos.**

Hay muchas formas por las que podemos clasificar a los parásitos según el criterio utilizado. En base a esto, se pueden clasificar de acuerdo con su localización en el hospedero, ciclo biológico, grupo taxonómico, especificidad, morfología, etc. (Biagi, 2004; Botero-Restrepo, 2005).

La mejor forma para clasificar a los parásitos es mediante la morfología (ver anexo I: Cuadro 1), ya sea externa o interna, que estos presentan; ya que, mediante el aspecto general de estos, se puede llegar a un reconocimiento de las diferentes especies o géneros de parásitos. Destacamos

que la identificación de los diferentes especímenes mediante la forma, así como los diferentes estadios evolutivos, son importantes para el diagnóstico parasitológico (Quiroz, 1990; García, 2013).

### **2.2.2. Ecología de los parásitos.**

Estudiar la ecología parasitaria no es fácil y mucho menos en condiciones naturales; esto es producto, principalmente, de la gran diversidad de organismos que se relacionan y la variedad de factores que pueden incidir en estas relaciones. En otras palabras, la presencia o ausencia de un número de factores biológicos o físicos en ambientes directos o indirectos, afecta o influyen en las densidades y distribuciones de los parásitos (Martínez de la Puente, 2010, Cheng, 1964).

#### **2.2.2.1. Flora.**

La vegetación sirve de comida y abrigo para los hospedadores (intermediarios y definitivos), lo cual muy bien influye en las poblaciones parasitarias. Por ejemplo, muchos moluscos acuáticos hospedadores de digenios trematodos sólo sobreviven donde las plantas acuáticas están en abundancia; éstas, además de alimento también proveen oxígeno a los moluscos (Cheng, 1964; Biagi, 2004).

Si la flora escasea o se elimina, las poblaciones de moluscos disminuyen y la probabilidad de que los digenios completen su ciclo de vida es poca (Cheng, 1964).

El parásito, *Fasciola hepática*, presenta metacercarias que pueden enquistarse en el agua, pero usualmente lo realiza en la vegetación para luego poder ser ingerida por el hospedero definitivo. Por consiguiente, con la falta o escasa vegetación se reduce la probabilidad de enquistamiento e ingesta, ocasionando una población baja de parásitos adultos en el área (Cheng, 1964).

#### 2.2.2.2. Fauna.

Mientras que el parasitismo puede ocurrir sólo si dos especies de organismos diferentes entran en una relación simbiótica, la presencia o abundancia de las especies de hospedadores son críticamente importantes. De igual manera la cadena alimenticia entre los animales es un factor esencial (Baer, 1951; Cheng, 1964).

*Taenia pisiformis* es un parásito que se encuentra en el hígado y mesenterio de conejos salvajes y sólo se desarrollarán en adultos cuando las vísceras infectadas sean ingeridas por mamíferos carnívoros. La presencia y abundancia del conejo y mamíferos carnívoros son vitales para el mantenimiento de la tenia (Baer, 1951; Cheng, 1964).

#### 2.2.2.3. Agua.

Esta juega un factor muy importante en el mantenimiento de la fauna parasitaria. Muchos parásitos esporádicos, como mosquitos, solo pueden completar su ciclo si hay agua presente (Cheng, 1964).

La ausencia de agua puede impedir el desarrollo de un gran número de helmintos que utilizan invertebrados acuáticos como hospedadores intermediarios. Además, la forma infectiva de muchos parásitos, platelmintos, es de vida libre y requieren agua para migrar y llegar a su hospedador definitivo. Como es el caso de las cercarias de algunos trematodos digenios y larvas de ciliados de ciertos monogeneos (Rowan y Gram, 1959; Cheng, 1964).

No solo el agua es importante en el mantenimiento de ciertos parásitos, si no que su estado físico podría ser muy influyente; ya que, hay evidencia que la velocidad del cauce está relacionada al número de parásitos (Rowan y Gram, 1959; Cheng, 1964).

#### 2.2.2.4. Grupos de hospederos.

El número de hospederos intermediarios y definitivos, de igual manera sus densidades de transporte, afecta al parásito junto con las migraciones, alimentaciones, etc. (Cheng, 1964).

La pérdida de la biodiversidad de vertebrados, por ejemplo, hace que se estén perdiendo, de igual forma, organismos parásitos asociados a la disminución de hospedadores. Dentro del contexto de coextinción se incluyen especies susceptibles a parásitos especialistas y otros que necesitan de otras especies hospedadoras para completar su ciclo de vida. Al eliminarse el hospedador principal o el intermediario, se le hace imposible al parásito completar su ciclo de vida, provocando su extinción (Koh *et al.*, 2004; Martínez de la Puente, 2010).

#### 2.2.2.5. Medio ambiente.

El clima en las tierras tropicales y subtropicales favorece la transmisión de varios parásitos especialmente los transmitidos por los artrópodos. Varios insectos sirven como vectores de protozoos y nematodos patógenos, por lo que existe una alta incidencia de enfermedades parasitarias transmitidas por insectos en climas cálidos. Además, la abundancia de cuerpos de agua estancada, junto con temperaturas elevadas de las regiones tropicales y subtropicales, durante todo el año, ocasiona un aumento en la supervivencia de los huéspedes intermediarios y artrópodos. El hábitat favorable para huéspedes intermediarios y ciclos de vida ininterrumpidos de vectores ayudan a establecer y perpetuar enfermedades parasitarias en estas áreas, lo que impide aún más los esfuerzos de erradicación (Bogitch *et al.*, 2013).

Alarcon (2002) resalta en su publicación "Los parásitos y su importancia en el equilibrio de ecosistemas", que: Debido a los drásticos y acelerados cambios ambientales que nuestro planeta

sufre, principalmente debido a la actividad humana, los ecosistemas están perdiendo su equilibrio. Lo que nos dirige hacia una época en la que los parásitos y sus enfermedades se están convirtiendo en una verdadera pesadilla para los científicos de la salud y los gobiernos.

### **2.2.3. Evolución del parasitismo.**

El parasitismo ha evolucionado de manera independiente varias veces en diferentes linajes de animales, pero no siempre se ha reportado la coevolución (Poulin, 1995).

Observaciones hechas a distancia han revelado una variedad de adaptaciones del parasitismo, incluyendo cambios en fisiología, morfología y rasgos de la historia de vida. Estas observaciones han llevado a los parasitólogos a formular reglas generales sobre la evolución de los parásitos, reglas que definen un camino evolutivo común presumiblemente seguido por todos los organismos parasitarios (Poulin, 2001).

Las presiones selectivas que actúan sobre los parásitos son diversas y pueden guiar su evolución en cualquier dirección. La mayoría de las autoridades coinciden en que los parásitos surgieron de progenitores de vida libre y se deduce que los endoparásitos han resultado de formas de vida libre que fueron accidentalmente introducidas en el huésped. En este nuevo entorno, se produjeron mutaciones genéticas espontáneas y prosperaron mutantes más competentes, que ejemplifican el concepto de “*supervivencia del más apto*” (Cheng, 1964; Poulin, 1995).

Entre las tenias, la aparición continua de formas mutantes ha dado como resultado la aparición de especies modernas que carecen de un tracto digestivo. Tales mutantes se han vuelto altamente exitosos, ya que el medio ambiente consiste en una matriz de nutrientes digeridos y parcialmente digeridos que pueden ser absorbidos (Cheng, 1964).

Donde más de un huésped está involucrado en la finalización del ciclo de vida de un parásito, las especies multiexistentes generalmente pueden considerarse más avanzadas, porque presumiblemente el parásito se ha adaptado, con el tiempo, a varias especies de hospederos. Es decir, el número creciente de huéspedes intermediarios significa que hay avance evolutivo sólo hasta cierto punto, después de lo cual la eliminación de ciertos huéspedes intermediarios debería considerarse un avance porque el parásito aumenta sus posibilidades de alcanzar el huésped definitivo eliminando uno o más huéspedes intermedios. Este concepto se confirma con el trematodo sanguíneo *Schistosoma* sp., éste sólo requiere de un hospedador intermediario, caracol, del cual emergen las cercarias que buscan activamente y penetran al hospedador definitivo. Tanto la presencia de esquistosomas masculinos como femeninos y el tipo más desarrollado de cercaria sugieren el estado avanzado de estos gusanos en comparación con los otros trematodos digenios los cuales presentan 2 o más hospedadores intermediarios (Cheng, 1964).

#### **2.2.4. Importancia de los parásitos.**

Los parásitos desarrollan diversas funciones las cuales resultan importantes para el bienestar de los ecosistemas. Por la relación que mantienen con sus hospederos; muchas veces ocasionan daños en el hospedador dependiendo de la especie, ubicación y condiciones de vida del animal. Todos los animales hospedan parásitos de diversos taxones con los que están en equilibrio; de esta manera indirecta, los parásitos afectan las interacciones que se dan entre los organismos de una misma especie y de otras especies en los ecosistemas. Hay parásitos que pueden alterar el comportamiento o la morfología de los individuos. Dicho cambio, produce alteraciones en las interacciones con otros organismos, lo que a su vez provoca cambios en el funcionamiento de los ecosistemas (Arrojo, 2002; Alarcón, 2002).

Por otro lado, los parásitos que forman parte de la fauna parasitaria normal de animales silvestres pueden llegar a infectar al hombre; de ahí, el hecho de que es importante el conocimiento de las especies parasitarias con vías antropozoonóticas o zoonóticas para que puedan ser controladas y evitar contraerlas (Arrojo, 2002).

## 2.3. Parasitismo en el Reino Animal.

La diversidad parasitaria es tan extensa que se estipula más de la mitad de los seres vivos lo son; encontrándose ejemplos en la mayoría de los grupos taxonómicos conocidos (Price, 1980; Marquardt *et al.*, 2000; Martínez de la Puente, 2010).

### **2.3.1. Estudios de parasitología en reptiles.**

Con el pasar de los años las técnicas de diagnóstico de parásitos han ido evolucionando, permitiendo así, el desarrollo de estudios de parasitismo en diferentes especies de animales. Esto ha dividido a los parásitos en ecto y endoparásitos; en estos últimos tenemos gastrointestinales y hematológicos o sanguíneos; de esta forma los podemos diferenciar fácilmente.

#### 2.3.1.1. Estudios coprológicos.

Numerosas investigaciones se han llevado a cabo a nivel mundial con el propósito de identificar parásitos en una gran variedad de animales, para determinar patogenicidad y zoonosis, lo que ha demostrado que existe una gran diversidad de parásitos que pertenecen a un determinado género y especie tanto en animales de vida libre como en cautiverio (Aranda *et al.*, 2013).

El modo de vida del hospedador y la parasitofauna están relacionadas entre sí; ya que la densidad de la población hospedadora influirá sobre la composición de la parasitofauna (Benbrook, 1965).

Estudios diversos realizados en quelonios, saurios, ofidios y cocodrilianos, forman una importante fuente bibliográfica de la parasitofauna frecuente y los efectos de su presencia en reptiles (Rodríguez, 2015).

En un estudio publicado en 2013 por Panayotova-Pencheva, indicaron que, en los animales de zoológicos europeos, los parásitos mayormente reportados son los helmintos; sin embargo, los más diagnosticados son los nematodos y, a pesar de su presencia en los reptiles, la escasa información de estos en la literatura dificulta su identificación. Los nematodos están representados a menudo por los Ordenes Ascaridia, Strongylida, Enoplida, Oxyurida y Rhabditida, dependiendo de la especie de reptil. Panayotova-Pencheva señala también que los protozoarios que afectan el tracto gastrointestinal son los segundos en prevalencia, después de los nemátodos, en ser reportados (*Cryptosporidium*, *Giardia*, *Eimeria*), seguidos posteriormente por los cestodos y los trematodos (Quiroz, 1990; García, 2013, Raś-Noryńska, 2015).

En América Latina, los estudios indican que la prevalencia de un grupo en especial de parásitos varía de acuerdo con las zonas; pudiendo obtener una mayor prevalencia de protozoarios o nematodos, en poblaciones de reptiles en cautiverio (Chávez *et al.*, 2015; Herrera, 2008; García, 2013; Rodríguez, 2015).

#### 2.3.1.2. Estudios hematológicos.

Recientemente diversos países se han interesado en conocer la hematología de reptiles y han llevado a cabo investigaciones con el fin de conocer las células sanguíneas, morfología y establecer valores hemáticos, los cuales son de gran ayuda para la determinación del estado de salud de los reptiles que, con el transcurrir de los años, son más frecuentes en las clínicas veterinarias (Cortéz, 2015).

Estos estudios empezaron a desarrollarse, consecuentemente, por las necesidades en los sitios donde albergaban a estos animales, donde el diagnóstico resultaba difícil al no poseer información útil y detallada para comparar, corroborar, descartar y/o determinar agentes patógenos que ocasionaban enfermados; lo que conlleva a una limitante de las evaluaciones en los controles sanitarios. Por tal razón, se comienza a dar prioridad a los estudios relacionados con la hematología, que ha sido de gran ayuda en los zoológicos; mejorando la calidad de vida y bienestar de los animales en cautiverio (Troiano *et al.*, 1996; Maya *et al.*, 2012; Santa María, 2014).

La hematología en cautiverio trajo consigo el interés de realizar trabajos investigativos en animales de vida libre, en donde los resultados se utilizaban para descartar enfermedades en las zonas de estudio, ya que los valores hemáticos difieren en animales que se hallan en hábitats diferentes, debido a los factores ambientales a los que están expuestos diariamente. En el caso de los reptiles, los cambios de temperatura y procesos de estrés debido a los manejos y/o contenciones que se realicen, son los principales factores ambientales que interfieren en los valores hematológicos (Guerrero, 2002; Barboza *et al.*, 2006; Ferreyra *et al.*, 2007; Santa María, 2014).

En 2006, la NAVC (North American Veterinary Conference) en USA, publicaron técnicas de punción y recolección, conteo y muestreo de la sangre de reptiles, investigando la hematología y química sérica en reptiles en cautiverio (Sthall, 2006).

En el Salvador se han realizado algunos estudios referentes a la hematología en reptiles, en el 2012 la determinación de valores hematológicos y bioquímicos sanguíneos de tortugas anidantes de golfina (*Lepidochelys olivacea*) considerado el primer estudio completo a nivel mundial en

esta especie en cuanto al tema (Santillana, 2012). En 2015 se lleva a cabo un estudio donde se determinan los valores hemáticos y la presencia de hemoparásitos en reptiles presentes en el Parque Zoológico Nacional como herramienta para determinar el estado de salud de los reptiles (Cortéz, 2015).

En Ecuador recientemente se publicó un estudio basado en la determinación del valor hematológico y bioquímica sanguínea de la especie *Caiman cocodrilus* con la finalidad de facilitar la evaluación del estado de salud y ser fundamento para la conservación de esta especie (Lescano, 2016).

También se ha llevado a cabo la investigación, por parte del Colegio de Medicina Veterinaria de la Universidad de Florida, USA, para el diagnóstico de hematología en reptiles, tomando en cuenta la morfología de las células sanguíneas, hemograma general y presencia de hemoparásitos (*Plasmodium* sp.), sin embargo, aún queda mucho por estudiar (Stacy *et al.*, 2011).

## 2.4. Generalidades de los reptiles.

Los reptiles han existido desde hace unos 300 millones de años, (Fontanilla, 1996). Dentro de la Clase Reptilia hay tres grandes y diversos órdenes que en conjunto suman un total aproximado de 6500 especies; los Órdenes son: Testudinata (tortugas), Squamata (lagartijas y serpientes) y Crocodylia (caimanes, cocodrilos y gaviales) (Campbell *et al.*, 1999) y hay un cuarto Orden casi extinto, el Rhynchocephalia (tuataras) del que queda un único género (Alexander *et al.*, 1992; Madera 2011)

Las diversas especies de reptiles actuales ofrecen aspectos tan distintos que durante mucho tiempo los naturalistas se resistieron a incluir en una misma clase zoológica a cocodrilos, serpientes, lagartos, tortugas y rincocéfalos (Fontanilla, 1996).

Los reptiles se caracterizan por tener una piel dura, seca y recubierta de escamas. Las escamas se derivan de la capa exterior de la piel o epidermis y están formadas principalmente por queratina. Pueden vivir continuamente en ambientes terrestres, debido a que las escamas los protegen contra la desecación. A medida que crecen los reptiles se despojan de su piel y la reemplazan por otra nueva, este proceso recibe el nombre de muda (Palacio, *et al.* 2006).

#### **2.4.1. La Comunidad de los cocodrilos.**

La ascendencia de los cocodrilos data de la Era Mesozoica, hace 265 millones de años. Junto con los dinosaurios, pertenecen al Grupo Archosauria del Período Cretácico hace 66 millones de años; las características del grupo se conservan y el linaje de los cocodrilos ha continuado hasta la actualidad (Alderton, 1991).

Para el Orden Crocodylia actualmente se han descrito 23 especies, divididos en tres Familias: Alligatoridae, Crocodylidae, y Gavialidae; y 8 géneros: *Alligator*, *Caiman*, *Paleosuchus*, *Melanosuchus*, *Crocodylus*, *Osteolaemus*, *Tomistoma* y *Gavialis* (Alderton, 1991).

Según Escobedo *et al.*, 2011, en Panamá, se encuentran dos especies de cocodrilianos, el *Crocodylus acutus* y el *Caiman crocodilus fuscus*, a este último va dirigido nuestro estudio. El *Caiman crocodilus*, presentan cuatro subespecies reconocidas (Figura 1): *Caiman crocodilus fuscus* (Cope 1868: *Porosuchus fuscus*), *Caiman crocodilus chiapasius* (Bocourt 1876: *Alligator chiapasius*), *Caiman crocodilus apaporiensis* (Medem 1955) y *Caiman crocodilus crocodilus* (Linnaeus 1758: *Lacerta crocodilus*). (ver anexo II: Figura 1).

## 2.4.2. Modelo de estudio: *Caiman crocodilus* Cope 1868.

### 2.4.2.1. Taxonomía.

Reino Animalia

Filo Chordata

Clase Sauropsida

Subclase Diapsida

Infraclase Archosauromorpha

Superorden Crocodylomorpha

Orden Crocodylia

Familia Crocodylidae

Subfamilia Alligatorinae

Género *Caiman*

Especie *Caiman crocodilus*

Subespecie *Caiman crocodilus fuscus*

#### 2.4.2.2. Evolución y distribución.

Los caimanes se ubican entre las especies vivas más antiguas con elevado éxito evolutivo (Lescano 2016).

Formando parte del grupo de los cocodrilos, los caimanes tienen su origen muy temprano en la era mesozoica, 265 millones de años, con los tecodontos. Estos se consideran los ancestros más tempranos de los cocodrilos contemporáneos y eran criaturas pequeñas capaces de vivir en el agua y en tierra y usualmente con el cuerpo cubierto de placas óseas (Alderton, 1991).

Los cocodrilos empezaron a evolucionar para el período triásico, cuando había sólo una masa continental (Pangea), la cual empezó a dividirse subsecuentemente en norte (Laurasia) y sur (Gondwana) para el período jurásico (Alderton, 1991).

Para el período cretácico, se presentaron cambios en las formas de vida presentes en la tierra, de tal manera que los dinosaurios y otras criaturas se extinguieron, pero, los cocodrilos y tortugas sobrevivieron sin sufrir disminución alguna en sus números (Alderton, 1991).

El cambio gradual vio el comienzo de las poblaciones individuales que empezaron a evolucionar en diferentes líneas ya que se aislaron con la división de la masa continental. Una reducción en el número de especies de cocodrilos se vio en la Época de Oligoceno, 38 millones de años, en donde las bajas temperaturas en Europa produjeron su extinción, en esta área, ocasionando una mayor concentración en áreas tropicales y subtropicales del mundo (Alderton, 1991).

Santa María (2014) menciona que las especies de la Familia Alligatoridae presentan una distribución amplia, y se pueden encontrar en Brasil, Colombia, Costa Rica, Cuba, Ecuador, El Salvador, Guyana, Guyana Francesa, Guatemala, Honduras, México, Nicaragua, Panamá, Perú,

Puerto Rico, Surinam, Venezuela, entre otros (ver anexo II: Figura 1). Sin embargo, ha sido introducida en algunas localidades de Florida, EU según Alderton (1991).

#### 2.4.2.3. Características generales de *Caiman crocodilus*.

##### 2.4.2.3.1. Anatomía.

El nombre común del *C. crocodrilus* (Caimán de anteojos) deriva de una cresta ósea que se presenta entre el frente de los ojos (puente infraorbital), dando el aspecto como de un par de anteojos. Una cresta triangular está presente sobre los fuertes y osificados párpados superiores. Los juveniles son de color amarillo con manchas negras y bandas en el cuerpo y la cola. A medida que maduran, ellos pierden el color amarillo y las marcas cada vez se toman menos claras. Los adultos son de color verde oliva apagado. Esta especie (probablemente junto con varios otros, incluyendo a *Alligator mississippiensis*) ha demostrado una capacidad limitada para cambiar el color (metacrosis) debido a los cambios en la distribución de pigmento negro en las células melanóforas. Las diferentes subespecies varían en color, tamaño y forma del cráneo. También cuenta con 72 - 78 dientes, entre pre maxilares, maxilares y mandibulares (Santa María, 2014).

Son uno de los reptiles más impresionantes por su fortaleza, corpulencia y longitud, su cuerpo se sostiene con cuatro extremidades relativamente cortas; las anteriores están provistas de cinco dedos, mientras que las posteriores tienen cuatro dedos. La cola está comprimida lateralmente y le sirve como timón para propulsarse en la natación, además de ser un instrumento de ataque (Tejeira, 1998).

Es una especie considerada de tamaño mediano, llegando a medir en promedio 1,50 m hasta 2,80 m (macho adulto), y pesar unos 65 kg (Rueda-Almonacid *et al.*, 2007; Madera, 2011)

Algunas de las características que le diferencian al *C. crocodilus* de los demás cocodrilianos se describen en Rueda-Almonacid *et al.* (2007). (ver anexo II: Figura 2).

- Presentan una arista en forma de media luna ubicada en la parte anterior de los ojos y sobre el dorso del hocico.
- Presentan 5 series transversales de escamas cervicales.
- Presentan 2-3 hileras de escamas post-occipitales.
- Escamas dorsales cuadrangulares y con elevación variable.
- Escamas de los lados del cuerpo ovoides y quilladas.
- Manos no palmeadas.
- Color del dorso café oliváceo sucio, café oliva o amarillento
- Bandas café oscuras sobre los lados de la cola en juveniles y neonatos.
- Presenta 5 dientes premaxilares; 12-15 dientes maxilares y 17-20 dientes mandibulares.

#### 1.4.2.3.2. Alimentación.

La alimentación del *Caiman crocodilus* varía con la abundancia de las presas en el lugar que habite; son estrictamente carnívoros, los adultos generalmente se alimentan de mamíferos, ranas, cangrejos, camarones, caracoles, etc, constituyen una parte importante de su régimen

alimenticio; ocasionalmente ingieren a otros caimanes pequeños y tortugas recién nacidos, exhiben necrofagia, aunque algunos autores sugieren que las aves acuáticas y pequeños mamíferos forman parte de su dieta, pero los peces rara vez aparecen en el contenido estomacal. Los caimanes pequeños se alimentan, casi exclusivamente, de insectos (Alderton, 1991; Tejeira 1998).

De acuerdo con Asanza (1985) mayoría de caimanes deja de alimentarse cuando la temperatura cae por debajo de 25°C, ya que la temperatura óptima para la alimentación está situada entre 25 y 35°C.

#### 1.4.2.3.3. Reproducción y anidación.

Las hembras alcanzan la madurez sexual cuando tienen una longitud de 1.2 m, con una edad entre 4 y 7 años, dependiendo de la población. Los machos maduros son más grandes que las hembras, pero tienen la misma edad (1.4 m de largo y de 4 a 7 años) (Chamorro y Cubillos, 2007; Lescano, 2016).

El apareamiento se produce cuando el macho monta a la hembra; situándose sobre el dorso de su pareja, coloca la cola y la cloaca bajo la cola de la hembra e introduce el pene curvado en la cloaca de la hembra. Para tener éxito, una cópula debe durar unos cuantos minutos, pudiendo prolongarse de 10 a 15 minutos, e incluso más (Chamorro y Cubillos, 2007; Lescano, 2016).

Los cocodrilianos se caracterizan por ser ovíparos, sus huevos son de color blanquecino y de cascara dura, las hembras ovopocitan generalmente por temporadas y una sola vez por año, las hembras construyen sus nidos en forma de montículo hecho a base de vegetación muerta, ramas y barro; estos nidos pueden llegar a alcanzar una altura de un metro y un diámetro de más de dos

metros (Álvarez, 1974; Staton y Dixon, 1977; Thorbjarnarson y Velasco, 1998; Köhler, 2008; Lescano, 2016).

Durante el período de incubación y cuidado parental de los neonatos, las hembras presentan un comportamiento muy agresivo hacia cualquier posible amenaza para el nido y las crías. Los neonatos permanecen en grupos durante varios meses; estos grupos pueden incluir crías de otros nidos (Rueda-Almonacid *et al.*, 2007; Madera, 2011).

#### 2.4.2.4. Importancia de los caimanes.

Los cocodrilos desempeñan un papel de suma importancia en el equilibrio de su hábitat, ya que estos se ubican como depredadores de segundo y tercer nivel de la cadena trófica, intervienen en el control de las poblaciones de otros animales, También son famosos para controlar el número de pirañas, así como también mantienen canales abiertos que comunican a los cuerpos de agua entre sí. En las zonas pantanosas construyen fosas circulares que constituyen el único refugio de la fauna acuática durante la época de sequía. Sus heces, producidas por la digestión de su alimento, que poseen e incorporan al medio acuático nutrientes que enriquecen y favorecen el crecimiento de algas y todo tipo de organismos planctónicos permitiendo a los peces alimentarse desde el momento en que nacen. Es por esto, que su eventual ausencia, puede ser promotor de la afectación de la cadena trófica de su habitat (Fittkau, 1970; Medem, 1983; Rueda-Almoxid *et al.*, 2007; Santa María, 2014; Lescano, 2016).

Según Lescano (2016) en el Amazonas se evidenció la importancia ecológica de los caimanes ya que son pieza clave en la regulación del ciclo de vida de varios peces destinados al consumo humano.

La importancia ecológica de esta especie en términos de reciclaje de nutrientes se relaciona con la reutilización de residuos nitrogenados que al entrar en el ecosistema beneficia plantas y animales (Santa María, 2014).

## 2.5. Parásitos en caimanes.

Archivos relacionados con el parasitismo en cocodrilianos datan de los años 80, distribuidos entre manuscritos publicados y no publicados, y catálogos internacionales de parásitos. Las fuentes de información se encuentran muy dispersas y muy a menudo publicadas en revistas inaccesibles. Hace poco se incluyeron los cocodrilianos a las listas de verificación de parásitos en vertebrados y reptiles; sin embargo, muchas no incluyen todas las especies de cocodrilianos o todas las especies de parásitos en cocodrilos reportadas (Huchzenmeyer, 2003; Tellez, 2013).

Tellez en 2013 dio a conocer una lista de verificación de parásitos en donde se incluyen todas las especies y subespecies de cocodrilianos reconocidos por la Unión Internacional para la Conservación de la Naturaleza (IUCN) y el Grupo Especialista en Cocodrilos (CSG). Además, incluye todos los parásitos identificados para cada hospedador desde el más temprano documento de parásitos en cocodrilos, generado por Rudolphi en 1819.

Esta lista de verificación es una compilación de publicaciones anteriores que hacen referencia a especies parasitas del Orden Crocodylia. (ver anexo I: Cuadros 2, 3 y 4)

### **2.5.1. Enfermedades parasitarias asociadas a reptiles.**

Actualmente las enfermedades parasitarias en reptiles son ignoradas, hasta tal punto que muchos dicen que se desconoce el ciclo de vida y tratamiento de los parásitos que los afectan. La falta de buenos métodos diagnósticos y conocimientos sobre la microbiota normal de la mayoría de los

reptiles dificulta el diagnóstico de las enfermedades, por esto, el diagnóstico es un factor de gran importancia para determinar la presencia o ausencia y frecuencia de los parásitos involucrados; lo que ayuda al conocimiento del estado inmunológico de los animales (García; 2013; Rodríguez, 2015).

En la fauna de vida libre, las consecuencias en cuanto al estado sanitario causado por los parásitos son bajas, si la comparamos con la fauna en cautividad, ya que el equilibrio simbiótico, parásito-hospedador, se rompe y la parasitosis intestinal se expresa producto del estrés, alimentación y exposición a agentes infecciosos, que dan lugar a enfermedades parasitarias (Yarto, 2011; García, 2013, Rodríguez, 2015; Cortéz, 2015; Gonzáles *et al.*, 2015).

#### 2.5.1.1. Patologías comunes.

En algunas ocasiones los reptiles sirven de reservorios de parásitos, pero debido al poco tiempo que estos parásitos pasan en el hospedador no se distinguen signos de alguna enfermedad. Sin embargo, si es abundante la carga parasitaria, los síntomas más característicos son: inactividad, falta de apetito, delgadez, entre otros (Martínez- Silvestre, 2007; Jacobson, 2007; Rodríguez, 2015).

Existen varios parásitos que afectan a los reptiles, algunos los afectan internamente, invadiendo diversos órganos, y otros en la parte externa del cuerpo. Su efecto dependerá de la edad, estado nutricional, sistema de defensa y órgano en que estén afectando (Herrera, 2008).

Entre algunos parásitos que podemos mencionar destacan los de los siguientes grupos:

Protozoarios.

- Coccidio.

En reptiles las coccidias son parásitos obligados y muchas veces específicos que se transmiten por ruta fecal-oral. Los géneros de coccidias más frecuentes en reptiles son *Eimeria* sp., *Isospora* sp., *Caryospora* sp. y *Sarcocystis* sp. Los efectos patológicos de las coccidias parecen ser leves para la mayoría de los reptiles; sin embargo, los casos más severos resultan en ulceración epitelial y fibrosis. También puede ocurrir septicemia por la pérdida de la integridad epitelial (Baker, 2009; Rodríguez, 2015).

El *Criptosporidium* sp., es un patógeno importante y de carácter zoonótico para el hombre. Los reptiles pueden ser portadores asintomáticos, convirtiéndose en fuentes contaminantes al excretar los ooquistes periódicamente toda su vida. La criptosporidiosis se caracteriza por ocasionar anorexia, pérdida de peso, diarrea fétida, entre otros signos y síntomas (Baker, 2007; Herrera, 2008; Rodríguez, 2015).

- Amebas.

La amebiasis es muy popular en reptiles en cautiverio, especialmente en quelonios y ofidios. *Entamoeba invadens*, muy parecida a *E. histolytica*, es uno de los patógenos más importantes de serpientes y lagartos en cautiverio en todo el mundo. Las infecciones ocurren principalmente en el intestino, pero también pueden ocurrir a nivel gástrico y hepático. Los signos de infección suelen ser no específicos y localizarse a lo largo del tracto gastrointestinal, ocasionando regurgitación de alimentos sin digerir, adelgazamiento, anorexia y diarrea sanguinolenta. La gastritis también está relacionada con estos protozoarios, al igual que la enteritis y la mortalidad en reptiles (Herrera, 2008; Rodríguez, 2015).

- Protozoarios Flagelados.

*Giardia* sp., *Trichomonas* sp., *Leptomonas* sp. y *Hexamita* sp., se encuentran a menudo en animales asintomáticos, se detectan mediante exámenes coprológicos rutinarios, estos son protozoarios intestinales que en reptiles pueden ocasionar anorexia, diarrea, deshidratación y pérdida de peso; pero, al asociarse con otros patógenos, parásito o bacteria, producen enteritis, nefritis, septicemia y muerte (Baker, 2007; Herrera, 2008).

Protozoario ciliado.

*Balantidium* sp. no es considerado patógeno, sin embargo, los cambios en la microbiota asociados con los cambios en la dieta, antibióticos y el estrés, pueden incrementar la población de los ciliados llevando a la localización de enteritis, anorexia y diarrea. Como vemos, la balantidiasis clínica sigue siendo rara en vertebrados, incluyendo también a los reptiles (Baker, 2007).

Nematodos.

Las Rabdhias y Entomelas se caracterizan por causar lesiones en el tracto respiratorio, estas infecciones pueden ir de leves a severas, dependiendo del estado de salud del hospedador y presencia o ausencia de infecciones oportunistas. Los reptiles infectados con estos parásitos pueden ser asintomáticos o desarrollar una enfermedad clínica severa; los hospedadores pueden presentar respiración con boca abierta, disnea y colapso (Baker, 2007).

Los ascáridos más comunes que infestan a los reptiles, son de la Familia Ascaridae, en donde las especies que más afectan a los ofidios son *Ophidascaris* sp. y *Polydelphis* sp; *Dujardinascaris* sp. y *Paratrichosoma* sp. de la Familia Anisakidae, son las especies más comunes en los Cocodrilianos. Las larvas pueden migrar produciendo abscesos, granulomas y ulceración de la

tráquea y el pulmón. Los estados adultos se pueden encontrar en esófago, estómago e intestino delgado de las serpientes, produciendo obstrucción y perforación gastrointestinal. Los signos clínicos no son específicos, pero pueden presentar anorexia, anemia y regurgitación (Herrera, 2008).

Los oxiuridos son el segundo grupo de nematodos más comunes en reptiles, especialmente en quelonios, saurios y algunos ofidios, y aún no se describen en cocodrilianos. Los oxiuros se agrupan en el intestino grueso, y ocasionalmente pueden provocar obstrucción intestinal (Brotons, 2001; García, 2013).

Los *Strongyloides* sp. pueden causar síntomas como diarrea, anorexia, pérdida de peso, úlceras hemorrágicas gastrointestinales, enteritis y obstrucción gastrointestinal. Los parásitos del Orden Strongilidae (*Diaphanocephalus* sp., *Oswaldocruzia* sp. y *Kalicephalus* sp.), en infestaciones severas, pueden debilitar y causar muerte (Lane *et al.*, 1996; Lightfoot, 1999; Sánchez *et al.*, 2004; Mitchell *et al.*, 2005).

Cestodos.

Las tenias se observan en todos los órdenes de los reptiles, pero la mayoría de ellos no son patógenos, aunque en algunos casos se ha presentado pérdida de peso y muerte. *Ophiotaenia* sp. en el tracto gastrointestinal de serpientes y lagartos puede producir obstrucciones mecánicas; también la migración larvaria puede dar la formación de nódulos multifocales en el hígado (Herrera, 2008).

Trematodos.

Algunos géneros del Orden Digenea de la Familia Ochetsomatidae (*Dasymetra*, *Lechiorchis*, *Zeugorchis* y *Ochestosoma*) y de la Familia Plagiorchiidae (*Stomatrema*) pueden ocasionar lesiones que parecen ser inofensivas, pero los casos graves incluyen irritabilidad pulmonar, disnea y pérdida de peso. Los trematodos también han sido asociados con neumonía. *Styphilodora*, causan lesiones como dilatación tubular y nefritis intersticial crónica, afectando generalmente a serpientes (Jacobson, 2007; Baker, 2007).

La Familia Spirochiidae, afectan el sistema circulatorio de quelonios más que todo; la migración de estos puede provocar una respuesta inflamatoria severa en órganos como el corazón, hígado, cerebro, pulmón, lesiones en la mucosa y submucosa gastrointestinal (Jacobson, 2007).

Otros pueden causar dermatitis necrótica que lleva a la aparición de úlceras, también provocan anorexia, boca abierta, retención de líquidos y muerte por infección primaria o secundaria, los huevos pueden obstruir vasos terminales, causando necrosis isquémica y vísceras. Ejemplo de estos tenemos a los géneros *Pneumatophilus* sp., *Odhneriotrema* sp., *Lechriochys* sp., *Aeugochis* sp., *Spirorchus* sp., *Henotosoma* sp., *Unicaecum* sp., *Vasotrema* sp. y *Hapalorhynchus* sp. (Herrera, 2008).

## 2.6. Influencia de los factores ambientales.

Las características estructurales del medio natural es un aspecto muy importante para comprender el ecosistema, ya que este es un elemento clave para mantener un balance entre los factores ambientales que lo conforman, debido a que al perderse el equilibrio en los ecosistemas se pueden acarrear consecuencias como cambios bruscos climáticos, afectando la diversidad y

abundancia entre las especies que interactúan en el medio ambiente (Medem, 1981; Thorbjarnarson, 1989; Ross 1998; ANAM, 2010).

Cada organismo tiene su forma particular de vida, la cual está en perfecta relación con el medio que habita. Existe una interdependencia muy estrecha entre todos los seres vivos y los factores de su hábitat, por lo tanto, cualquier cambio en la composición de las especies afecta tanto al hábitat, como a otros habitantes de éste (ANAM, 2010).

Panamá al igual que muchos países en vías de desarrollo, poseía grandes masas boscosas, que a través de los años se han ido reduciendo con gran rapidez, impactando de cierto modo la sucesión natural de la flora y fauna, debido a las prácticas y usos inadecuados que resultan de la creciente presión de la actividad humana (ANAM, 2010).

En los sitios de captura de animales silvestres de este estudio, la cobertura vegetal boscosa ha sido devastada y reemplazada por actividades antropogénicas, como: ganadería y asentamientos humanos.

Los cocodrilianos a lo largo de su trayectoria se han visto amenazados por los humanos debido a la cacería furtiva para la comercialización de sus pieles, provocando significativas reducciones en sus poblaciones silvestres, en todos sus rangos de distribución. Además, el cambio de uso del suelo y la destrucción de hábitats, son problemas adicionales para que estos animales hayan llegado al borde de la extinción. Afortunadamente, en la actualidad estos animales son protegidos por los países donde habitan, y organismos internacionales que prohíben o controlan su comercio (Ross, 1998; Madera 2011).

En la década de los sesentas aumentó la demanda de los productos derivados del caimán haciendo susceptible a esta especie, por lo que se requiere hacer una evaluación del estado de su población y hábitat, para determinar las condiciones en las que se encuentran, ya que estos animales forman parte fundamental de los ecosistemas (King *et al*, 1993; Ross, 1998; COMACROM, 1999).

Estudios reflejan que las poblaciones silvestres del caimán (*Caiman crocodilus*) han disminuidas debido a la cacería y a la modificación de su hábitat y suponen un insustituible eslabón en la cadena biótica de los medios en los que están ligados y la extinción supondría una pérdida insalvable para todo el ecosistema y un gran fracaso para quienes aún ven a la naturaleza como hogar de la humanidad (Lescano, 2016).

El establecimiento de zoocriaderos, no ha sido una actividad de importancia ni a nivel privado, ni a nivel gubernamental. Las estadísticas disponibles sobre la existencia de zoocriaderos así lo demuestran. Hasta la fecha, únicamente han sido reportados 32 zoocriaderos en toda la República, de estos cuatro se dedican a la cría de cocodrilos, en la Provincia de Panamá (ANAM, 2010).

El objetivo del establecimiento de zoocriaderos es promover el aprovechamiento sostenible y protección de especies en cautiverio, ya sea con fines comerciales, consumo familiar, científicos, reproducción y/o de repoblamiento, en cumplimiento de las normas establecidas por la ANAM, también es una fuente generadora de empleos y divisas (ANAM, 2010).

En algunas regiones del mundo, la explotación de diversas especies de cocodrilianos representó en el pasado una actividad económica relevante. Sin embargo, debido a la extracción desmedida

y desordenada a la que se vieron sujetas, hoy en día 13 de las 21 especies existentes se encuentran con estatus de riesgo (CROMACROM, 1999).

La caza ilegal ha sido controlada recientemente debido en gran parte a la aplicación de restricciones comerciales nacionales e internacionales y una mayor disponibilidad de piel cocodrilos, esto no ha contribuido adecuadamente a la recuperación global de las poblaciones. Algunas regiones de Estados Unidos, México y Costa Rica han logrado una recuperación de las poblaciones, mientras que, en Colombia, Jamaica, Ecuador, Perú y Belice, las poblaciones están aparentemente lejos de recuperarse, debido a la continuación de las amenazas y en algunos casos debido a limitaciones ecológicas de hábitat y competencia con otros cocodrilos simpáticos del nuevo mundo (Ross, 1998).

Las últimas dos décadas han sido testigos de un renacimiento en la biología cocodriliana en gran parte debido a los estudios clásicos que despertaron interés en los cocodrilianos y no se ha limitado a la química fisiológica, sino que ha incluido nuevos conocimientos sobre su metabolismo, comportamiento, desarrollo, ecología e incluso sistemática y evolución (Densmore, 1989).

En Panamá, El Ministerio de Ambiente, considera a la babilla, *Caiman crocodilus*, una especie vulnerable, sobre todo por la contaminación de los cuerpos de agua, y la cacería furtiva. A nivel mundial, se encuentra en el apéndice II de La Convención sobre el Comercio Internacional de Especies Amenazadas de Fauna y Flora Silvestres (CITES), mientras que en Internacional Union of Conservation of Nature (IUCN - Unión Internacional para la Conservación de la Naturaleza) se le considera una especie poco amenazada (LR- Bajo Riesgo) (Rodríguez, 2007; UICN, 2008. Mi Ambiente, 2016; CITES, 2017).

Tomando en cuenta que la calidad de vida en estado silvestre versus vida en cautiverio, las condiciones en cuanto a la salud del animal se vuelve más susceptible, ya que en cautiverio, muchas de las enfermedades que se presentan no son frecuentes en vida libre, es por ello que hay que proporcionar las atenciones necesarias que requieren estos animales, además de poseer conocimiento de la biología de los caimanes, su ecología y el comportamiento de estos animales en su estado silvestre, para tratar de imitar lo más posible a la naturaleza y proporcionarle al animal mejor calidad de vida (Tejeira, 1998).

Oliveira (2004), señala que existen investigaciones en caimanes de vida silvestre o en cautiverio que hoy en día se llevan a cabo con fines científicos y productivos, aplicándose a proyectos de conservación, reproducción o aprovechamiento del cuero y la carne con reintroducción de ejemplares al medio ambiente.

Todas estas investigaciones realizadas en los cocodrilianos y afines tienen entre otras metas la conservación, incluyendo el aprovechamiento, uso sustentable y procurar la continuidad de estas especies y su habitat.

# Capítulo III: Metodología.

# Metodología.

## 3.1. Descripción de las áreas de muestreo.

La República de Panamá, de acuerdo con el Atlas Ambiental (2010), se ubica en el hemisferio noroccidental en la zona intertropical próxima al Ecuador terrestre con una superficie de 75,845.072 km<sup>2</sup>, lo cual representa un 0.18% del continente americano. Panamá, conecta América del Norte con el Sur y divide el Mar Caribe del Océano Pacífico.

Panamá, físicamente, se caracteriza por presentar altiplanos y montañas en el interior, llanos y cerros en las costas; anualmente, el promedio de precipitaciones cambia de 1200-7000 mm y la media anual de temperatura está entre 7.5 a 27 °C.

Nuestro proyecto eligió al azar los sitios de muestreo de acuerdo con los reportes de avistamiento caimanes, durante los meses de septiembre a diciembre de 2015 a marzo de 2016. Con esto, abarcamos Los Santos, Coclé y Panamá logrando así, visitar siete sitios de los cuales cuatro fueron zoológicos y tres fincas ganaderas. (ver anexo I: Cuadro 5; anexo II: Figura 3, 4 y 5).

A pesar de que el clima panameño se define como tropical muy caluroso y húmedo modificándose con la altura, ANAM (2010) clasificó el clima de Panamá en siete tipos, de los cuales, nuestras áreas de muestreo están bajo la influencia de un clima tropical con estación seca prolongada y clima subecuatorial con estación seca.

## 3.2. Captura y toma de muestras biológicas en *Caiman crocodilus*.

El trabajo con caimanes es una actividad de alto riesgo, puede generar lesiones y hasta mutilaciones. En base a lo antes mencionado, se buscó la ayuda de herpetólogos para realizar esta investigación y aprender a manipular y obtener las muestras de estos reptiles.

La experiencia de trabajo con estos animales comienza con la captura del caimán, inicialmente por el personal especializado, quienes entrenaron a las tesistas para realizar esta tarea. Se utilizaron instrumentos de acuerdo con la ocasión, fue necesario contar con atarraya, lazo corredizo, trampas Tomahawk, sogas, anzuelo y carnada. (ver anexo 2: Figura 6).

Con los animales silvestres fue necesario realizar recorridos diurnos, para reconocer la zona y buscar rastros de pisadas o marcas de la cola de estos animales, además se realizaron avistamientos nocturnos, con linternas de luz blanca, para aprovechar la capacidad reflectora del “tapetum lucidum”, que al encandilar al animal refleja un color rojizo – naranja, para localizar a estos animales en las norias o tributarios, en los sitios donde fueron reportado avistamientos de caimanes, por los lugareños.

De acuerdo con el hábitat o la dificultad de este, se utilizó la tarraya para la captura del animal, y luego se enlazaba con el lazo corredizo, y además en cada sitio de avistamiento, donde se detectó la presencia de estos animales se colocaron trampas Tomahawk, cebadas con hígado de res en descomposición, para atraer a los caimanes.

Para capturar a los caimanes, fue necesario enlazarlos, luego colocándose por detrás del mismo, para subirse sobre él animal y sujetarle fuertemente, con ambas manos el hocico y con las piernas el tronco del cuerpo; mientras otra persona le coloca cinta adhesiva en el hocico, los ojos fueron cubiertos con un paño oscuro, para causarle el menor estrés durante el proceso; finalmente se le amarró con cuerdas las extremidades. Siempre sujetándole la cola para evitar ser golpeado. (ver anexo II: Figura 7).

Una vez inmovilizado el caimán, procedimos con la toma de muestra de sangre. Para esto fue necesario voltear al animal, para extraer la sangre de la vena principal que atraviesa la parte central de la cola.

Se insertó la aguja en el centro de la cola, por debajo de la tercera o cuarta hilera de escamas de la cola hasta obtener el botón de sangre en la hipodérmica, se tiró del émbolo lentamente hasta observar la entrada de sangre a la jeringuilla. Se extrajo como máximo 3cc de sangre y fue depositada en viales con EDTA (Ácido tetracético de etilen diamina), luego se mezcló manualmente por inversión del tubo, dos o tres veces, y se colocaron en una hielera hasta llegar al laboratorio, donde fueron guardadas en una nevera a 7°C. (Huchzermeyer, 2003; Lescano, 2016).

Mediante estímulos uro-rectal en la cloaca, se detectó la presencia o ausencia del hemipene para determinar el sexo y se obtuvieron las muestras de heces, con la estimulación, el animal voluntariamente expulsa una mezcla de líquido seminal, orina y heces. Estas muestras se depositan en viales de colecta para orina al cual se le agregó formalina al 7% como solución preservante.

Una vez colectadas las muestras biológicas se procede a obtener datos morfométricos como, largo total del animal; además se georreferencio el punto de captura del animal. (ver anexo II: Figura 8).

Finalmente, los animales son marcados con un número único y liberados ilesos en su hábitat o recinto. (ver anexo II: Figura 9).

### 3.3. Análisis de las muestras.

Todas las muestras fueron trasladadas y analizadas en el Laboratorio de Investigación de Parasitología Ambiental (LIPAAM), del Departamento de Microbiología y Parasitología de la Escuela de Biología, Facultad de Ciencias Naturales, Exactas y Tecnología, de la Universidad de Panamá.

#### **3.3.1. Análisis de las muestras coprológicas.**

El análisis microscópico de materia fecal consistió en realizar montajes en porta objeto, para realizar frotis frescos o coloreados permanentes; donde cada muestra fue analizada por cuadruplicado mediante técnicas y metodologías diversas. (ver anexo II: Figura 9).

Todas las muestras de heces fueron observadas al microscopio óptico, con oculares de 10X y 15X, objetivos de 4X, 10X y 40X, para detectar formas parasitarias, empleando diferentes técnicas como:

#### 3.3.1.1. Técnicas de diagnósticos coprológicos directos con solución salina y/o Lugol.

Sobre un portaobjeto se adicionó una gota de muestra y se mezcló con una gota de solución salina o Lugol, se colocó sobre la mezcla una lámina de cubreobjeto en busca de formas parasitarias como: quistes, huevos o larvas.

#### 3.3.1.2. Método de concentración por flotación salada: Willis-Molloy.

Para llevar a cabo este método, se agregó una pequeña cantidad de materia fecal y se le añadió solución saturada de cloruro de sodio (NaCl), luego se homogenizó y se aforó hasta formar un menisco

Posteriormente el cubreobjeto es colocado de tal manera que quedara en contacto con la suspensión y dejó reposar entre 10 a 15 minutos. Pasado el tiempo, se tomó el cubreobjeto y se colocó sobre un portaobjetos al que previamente se le añadió una gota de Lugol para ser observa al microscopio.

#### 3.3.1.3. Método de concentración por flotación azucarada: Sheather.

Para llevar a cabo la técnica se homogenizó la materia fecal en solución salina y se colocó en tubos de ensayo, luego fue centrifugó a 1500 rpm durante 5 min.

Se eliminó el sobrenadante y se añadió la solución de azúcar o Sheather hasta cierta altura del tubo y se homogenizó la muestra, para luego aforar hasta obtener un menisco en la parte superior del tubo de ensayo y colocar sobre esta el cubreobjeto y se dejó reposar 10 min.

Pasado este tiempo, se tomó el cubreobjeto y se colocó sobre un portaobjetos al que previamente se le añadió una gota de Lugol para ser observa al microscopio.

#### 3.3.1.4. Tinción de Kinyoun para coccidios.

Para lograr la tinción de Kinyoun preparamos un frotis con la materia fecal; la cual consistió en tomar las heces con un palillo y plasmarlas en un portaobjetos, realizando pequeños círculos.

Logrado el frotis, se pasó por fuego (mechero) para lograr la fijación del material fecal a la placa; con esto realizado procedimos a la tinción, la cual consistió en cubrir el frotis con carboxilfucsina durante 20 min para luego lavar con agua y decolorar con  $H_2O_4$  1M por 1 min.

Lavamos nuevamente con agua y cubrimos con azul de metileno 1M por 1 min. finalmente dejamos secar para luego observar bajo el microscopio.

#### **3.3.2. Análisis de muestras hematológicas.**

Para el análisis de nuestras muestras hematológicas procedimos a realizar las siguientes metodologías. (ver anexo II: Figura 11):

##### 3.3.2.1. Tinción con Giemsa.

Tomamos los extendidos sanguíneos previamente fijados, con metanol y/o secos, los colocamos sobre una parrilla; y con un gotero le añadimos el tinte y lo dejamos actuar por 25 minutos.

Pasado el tiempo, lavamos las placas con agua de grifo teniendo cuidado de que esta no tocara la muestra directamente, ya que podría desprenderse; luego dejamos secar en posición vertical.

Una vez secas se observaron a través del microscopio bajo el objetivo de 100X.

Por medio del microscopio se procedió con la búsqueda e identificación de hemoparásitos además del reconocimiento de células sanguíneas.

### 3.3.2.2. Hematocrito.

Para la obtención del porcentaje de glóbulos rojos presentes en las muestras de sangre, utilizamos la valoración de los hematocritos en cada animal.

La metodología del hematocrito la podemos dividir en cuatro partes, estas son:

- *Llenado*

Colocamos nuestras muestras de sangre en un área previamente desinfectada y espaciosa y procedemos al desarrollo del hematocrito por medio de tubos capilares; estos, los llenamos, de sangre, hasta un 75% aproximadamente de su capacidad.

- *Sellado*

Para cerrar los tubos capilares, pinchamos los mismos en masilla de manera vertical hasta que el borde de los tubos capilares tocara el fondo de la placa de masilla. Luego se inclinaron ligeramente los capilares hacia un lado y se sacaron.

- *Centrifugación*

Se utilizó una microcentrífuga, en donde colocamos los tubos capilares con el extremo cerrado hacia afuera del rotor. Se cerró la microcentrífuga y la dejamos durante 5 min. A 1500 rpm.

- *Lectura de hematocrito*

Para leer el resultado, se llevó a cabo una regla de tres, midiendo el volumen total de plasma y eritrocitos, utilizando una regla graduada en centímetros y milímetros.

Para ello se tomaron los tubos capilares, ya centrifugados, y se colocaron verticalmente sobre una página en blanco y luego se colocó una regla al lado del tubo capilar; haciendo concordar el fondo de la línea de eritrocitos exactamente con la línea horizontal de la regla correspondiente al cero.

Una vez tomados los datos, comparamos los resultados con estudios realizados anteriormente.

### 3.3.2.3. Hemoglobina.

Se utilizó un cálculo indirecto en el que se divide el valor del hematocrito entre tres (Navarro, 2012).

### **3.3.3. Muestras de agua.**

#### **3.3.3.1. Toma de la muestra de agua.**

Las muestras de aguas se colectaron, de las norias y piscina en las que los caimanes se encontraban o refrescaban. Se llenaron botellas de 1 L y se colocaron en una nevera portátil hasta llegar al laboratorio.

Las muestras fueron colocadas a 4°C, y esperamos dos horas como mínimo para lograr que sedimentara todo aquello presente en el agua.

Luego utilizamos una manguera como sifón, y decantamos el agua de la botella hasta obtener aproximadamente un 10% del volumen total de la botella con agua que contiene el sedimento.

Posteriormente transferimos en su totalidad en tubos tipo Falcons de 50cc. El número de tubos de Falcons utilizados depende de la cantidad de sedimento que queda luego de haber sido decantado. Luego centrifugamos a 1000 rpm durante 15 min.

Después de centrifugado los tubos, se presentan dos fases. Una fase líquida, que es el agua que eliminamos y otra sólida en el fondo del tubo que fue diluiremos entre 2 a 4cc de formalina.

Agitamos vigorosamente para que la formalina al 10% disuelva por completo el sedimento.

Finalmente guardamos a temperatura ambiente y las muestras se analizaron en el microscopio.

#### **3.2.3.2. Análisis de la muestra de agua.**

Para este punto, las muestras de aguas están preservadas en formalina 10%, listas para ser analizadas. Por ende, aplicamos algunas técnicas las cuales consideramos útiles para la

visualización y posterior reconocimiento de parásitos, utilizando la clave de diagnóstico interactivo de nemátodos parásitos de plantas, vida libre y depredadores, por UNL Nematología Lab (Tarjan *et al.*, 2012).

#### 3.2.3.2.1. *Método de Ritchie.*

Para el desarrollo del método de Ritchie tomamos nuestras muestras de aguas previamente fijadas en Formalina 10%, las cuales están en tubos falcón de 50 cc. y centrifugamos durante 2 min. a 2000 rpm.

Adicionamos después 0.5 cc de éter, y agitamos enérgicamente durante 30 segundos.

Centrifugamos nuevamente durante 2 minutos a 2000 rpm.

Después de centrifugar se observaron 4 capas: éter, restos fecales, formalina y sedimento con los elementos parasitológicos; mencionadas en orden descendente. Decantamos el sobrenadante y nos quedamos con el sedimento.

Por medio de una pipeta Pasteur extraíamos una gota de sedimento y se colocó en un portaobjetos con Lugol y se observó bajo el microscopio, buscando formas parasitarias.

### 3.4. Análisis estadísticos.

Los datos obtenidos se resumieron mediante estadística descriptiva (Cuadros y Gráficos).

Para la determinación de la prevalencia parasitaria, utilizamos la metodología implementada por Morales *et al.* (1991) y para la frecuencia se utilizó la fórmula de García (2013).

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

$$\text{Prevalencia} = \frac{\text{Número de hospedadores infestados}}{\text{total de hospedadores examinados (X 100)}}$$

De igual manera estadística descriptiva para el resumen de hemoparásitos.

Se realizó, por medio del programa PAST, versión tres, pruebas de normalidad para conocer la distribución de los datos y Chi cuadrado para conocer la asociación entre las variables de sexo, sitio de muestreo y talla versus la parasitosis de los individuos; además del cálculo del índice de diversidad de Shannon-Weaver.

Presentamos los valores obtenidos de hemoglobina y hematocrito resumidos de acuerdo con la media aritmética y desviación estándar de cada conjunto de datos (Barbosa, 2006; Manzanilla *et al.*, 2011)

Los resultados también los resumimos de acuerdo con la metodología de Lescano (2016) utilizando estadística descriptiva con tablas de frecuencias.

# Capítulo IV: Resultados.

# Resultados.

## 4.1. Muestras coprológicas.

Durante la colecta de muestras biológicas para el estudio de parásitos en *Caiman crocodilus fuscus*, se lograron obtener un total de 34 muestras fecales, las cuales están divididas en dos grupos, muestras fecales de animales en cautiverio (n=22) y muestras fecales de animales silvestres (n=12) (ver anexo I: Cuadro 6). Los resultados que obtuvimos del análisis parasitológico de las heces se presentan a continuación.

Con el desarrollo de esta investigación se determinó la prevalencia total de parásitos gastrointestinales en *C. c. fuscus*, y se obtuvo que 27 muestras fecales resultaron positivas representando un 79.4% de prevalencia de parásitos gastrointestinales, mientras que el 20.6% de muestras no presentaron formas parasitarias (7 muestras fecales) (ver anexo I: Cuadro 7).

En cuanto a la presencia de parásitos, de acuerdo a la condición de vida del hospedero, silvestre o cautiverio, se detectó que el 59.3% de muestras de heces de animales cautivos, presentaron mayor parasitismo, en comparación con las muestras de animales silvestres, en las cuales se obtuvo 40.7% de muestras positivas (ver anexo I: Cuadro 8); se obtuvo  $p:0.19183$ , lo cual refleja que no hay asociación significativa entre la condición de vida y la carga parasitaria. El índice de diversidad de Shannon-Wiener fue de  $H': 1.09$  en los caimanes en cautiverio y  $H':2.02$  en los silvestres, basado en esto, tenemos poca diversidad parasitaria en nuestros grupos de datos, sin embargo, se encontró una relación significativa en cuanto a la condición de vida y la diversidad

parasitaria, siendo los caimanes silvestres los que presentaron mayor diversidad parasitaria ( $p: 0.0001974$ ) (ver anexo II: Gráfico 1).

De las 12 muestras de heces de caimanes silvestres se detectó que el 91.7 % se encontraban parasitadas (ver anexo I: Cuadro 9). Mientras que de las 22 muestras de heces en caimanes en cautiverio el 72.7% presentaron formas parasitarias (ver anexo I: Cuadro 10).

Se logró determinar la prevalencia de grupos parasitarios, en *C. c. fuscus*, los cuales fueron ubicados en tres grupos respectivamente, en donde los protozoarios fueron los más prevalentes con un 64.7% (cautiverio 93.8% y silvestre 61.1%), seguidos por los nemátodos con 14.7% (cautiverio 6.3% y silvestre 22.2%) y los trematodos con 11.8% (sólo fueron detectados en animales silvestre 16.7%) (ver anexo 1: Cuadro 11 y 12). El índice de diversidad de Shannon-Wiener en cuanto a la prevalencia de grupos parasitarios mostró una diversidad de  $H': 0.21$  y  $H': 0.88$  en cautiverio y silvestre respectivamente, presentando una diferencia significativa de  $p: 0.0008655$  (ver anexo II: Gráfico 2).

Se determinó la prevalencia de géneros parasitarios en el total de muestras, en la cual se logró reconocer diez géneros parasitarios, sólo una forma parasitaria, perteneciente a la clase Trematoda, no se logró reconocer hasta la categoría taxonómica de género; esto debido a falta de datos morfométricos.

Dentro del grupo de los protozoarios se detectaron los siguientes géneros: *Entamoeba* sp. con un 50.0% (cautiverio 57.9% y silvestre 33.3%), *Eimeria* sp. con un 29.4% (cautiverio 21.1% y silvestre 18.2%), *Blastocystis* sp. con un 14.7% (cautiverio 15.8% y silvestre 6.1%) y *Trichomonas* sp. con un 5.9% (sólo se detectó en hospedadores silvestre 6.1%); el segundo grupo parasitario más prevalentes fue el de los nemátodos, representado por los géneros: *Ascaris* sp.

8.8% (sólo se detectó en animales silvestre 9.1%) *Toxocara* sp. 2.9% (sólo se detectó en animales en cautiverio 5.3%) y *Strongyloides* sp. 2.9% (sólo se detectó en animales silvestre 3%). Los trematodos fueron el tercer grupo parasitario más prevalencia y sólo se detectaron en animales silvestres en un 6.1%, y estuvo representados por los géneros: *Schistosoma* sp., *Diplostomun* sp., *Proterodiplostomun* sp., Digenio no identificado (ver anexo I: Cuadro 13 y 14).

El cuadro 15 hace referencia a las capturas de *C. c. fuscus* de acuerdo con la condición de vida, sitios de muestreo y sexo. De un total de 34 capturas, 14 caimanes resultaron ser hembras (cautiverio: 7 y silvestre: 7) y 20 caimanes machos (cautiverio: 15 y silvestre: 5), distribuidos en ocho sitios de nuestros (4 sitios de muestreos en cautiverio y 4 sitios de nuestros silvestres).

En cuanto a la frecuencia de hospedadores parasitados según su condición de vida y sitio de muestreo encontramos que los animales en cautiverio del Zoológico Privado de Buenaventura presentaron mayor carga parasitaria con un 50% de prevalencia, el Serpentario Maravillas Tropicales, presentó un 31.3%, el Parque Municipal Summit con 12.5% y el Zoológico El Níspero, presentó 6.3% (Anexo 1: Cuadro 16).

Por otro lado, en la frecuencia de hospedadores silvestres parasitados según el sitio de muestreo se encontró que los animales de la Finca Privada de Natá presentaron mayor prevalencia parasitaria con un 54.5% de muestras positivas, la Finca Privada Albina Grande presentó 27.3% y los animales capturados en Capira, pero muestreados en el Serpentario Maravillas Tropicales presentaron 27.3%; mientras que el caimán capturado en Villa Zaita no presentó formas parasitarias (Anexo 1: Cuadro 17).

En cuanto al sexo, los machos presentaron mayor carga parasitaria con un 63% (cautiverio 70.6% y silvestre 29.4%) mientras que las hembras, presentaron una carga parasitaria de 37% (cautiverio 40% y silvestre 60%) (Anexo 1: Cuadro 18 y 19).

El índice de diversidad de Shannon-Wiener en cuanto al sexo, para las hembras en cautiverio fue de  $H'$ : 1.75 y  $H'$ : 2.03 para las hembras silvestre con una  $p$ : 0.35453, la cual no presenta diferencia significativa; los machos en cautiverio obtuvieron  $H'$ :1.03 y los machos silvestres  $H'$ :2.03, con lo cual tenemos que la diversidad parasitaria en las hembras y machos silvestres es un poco mayor en comparación con las hembras y machos en cautiverio, con una  $p$ : 0.0023275, lo cual demuestra que hay diferencia significativa (Anexo II: Gráfica:3 y 4).

Divididas según la condición de vida y sitio de muestreo (Anexo 1: Cuadro 20 y 21); dentro de machos parasitados en cautiverio, los del Zoológico Privado de Buenaventura fueron los que presentaron una mayor prevalencia parasitaria en un 58.3% de los casos, seguido por Serpentario Maravillas Tropicales y Parque Nacional Summit con 16.7% y el Zoológico El Níspero con 8.3%; por otro lado, las hembras en cautiverio con mayor carga parasitaria pertenecían al Serpentario Maravillas Tropicales en un 75% y el otro 25% al Zoológico El Níspero. En cuanto al grupo silvestre, se obtuvo que las hembras muestreadas en la Finca Privada de Natá presentaron un 50% de parasitismo; Capira, 33.3% y la Finca Privada Albania Grande, 16.67%; los machos de la Finca Privada Natá resultaron positivos en un 60% y el otro 40% perteneciente a aquellos capturados en la Finca Privada Albania Grande. La prueba de asociación de  $\chi^2$  no mostró significancia entre las variables sexo y sitio de muestro con respecto a la carga parasitaria ( $p$ : 0.18451).

Dentro de lo identificado observamos que el grupo de los Protozoarios presentó mayor prevalencia dentro de los hospedadores en cautiverio tanto en hembras (100%) como en machos (92%); sin embargo, en los hospedadores silvestres también fue el grupo parasitario más sobresaliente encontrándose en un 67% y 56% en hembras y machos respectivamente; con esto notamos que, según el sexo, fue en las hembras donde se identificaron con mayor frecuencia. Los Nematodos, prevalecieron en su mayoría en los hospedadores silvestres hallándose en un 22% tanto en hembras como en machos; mientras que, en cautiverio, hubo mayor prevalencia en los machos (8%). El grupo de los Trematodos, identificado únicamente en caimanes silvestres, prevaleció mayormente en machos (22%) sobre las hembras (11%) (Anexo 1: Cuadro 22).

Según los sitios de muestreos y condición de vida, los caimanes cautivos del Zoológico Privado Buenaventura presentaron con mayor frecuencia protozoarios en un 53.3% de los casos (Anexo 1: Cuadro 23), seguido por Serpentario Maravillas Tropicales (33.3%) y Zoológico El Níspero y Parque Nacional Summit con 6.7% de frecuencia. Los nematodos, sólo fueron identificados en los caimanes del Parque Nacional Summit (100%). En los sitios de muestreo de caimanes silvestres (Anexo 1: Cuadro 24), los protozoarios fueron identificados en un 54.5% en la Finca Privada Natá, en la Finca Privada Albina Grande estuvieron en un 27.3% y en Capira, 18.2%; los nematodos y trematodos fueron identificados únicamente en los caimanes de la Finca Privada Natá (100% ambos grupos parasitarios).

Los hospederos fueron divididos en cuatro grupos de acuerdo con sus tallas y/o grupo etario, en donde los animales pertenecientes al grupo III presentaron 66.6% de muestras positivas, seguido por el grupo II con 29.7% de muestras positivas, y grupo IV con 3.7 % de muestras positivas. El valor de Chi<sup>2</sup> (p=0.20) indica que no hay asociaciones significativas entre las variables de talla y parasitismo. (ver anexo I: Cuadro 25).

Basándonos en la longitud total del cuerpo de los animales capturados, obtuvimos que los animales que se encontraban en un rango de 134 cm a 144 cm presentaron un parasitismo de 27.3%. (ver anexo I: Cuadro 26).

## 4.2. Muestras de Sangre.

De los 34 caimanes muestreados, se logró extraerle sangre a 28 (cautiverio 17 y silvestres 11).

Los datos obtenidos muestran que, el porcentaje de glóbulos rojos o el hematocrito general obtenido de los caimanes estudiados, es de 34.6%. (ver anexo I: Cuadro 27).

Al clasificar a los individuos según la condición de vida, obtuvimos que los caimanes mantenidos en cautiverio presentaron un hematocrito promedio de 37.2%, y los caimanes silvestres presentaron un hematocrito de 30.7%. (ver anexo I: Cuadro 27).

La hemoglobina promedio calculada para todos los caimanes fue de 10.7 g/dl; los animales mantenidos en cautiverio obtuvieron un promedio de 10.9 g/dl y los animales silvestres obtuvieron un promedio de 10.2 g/dl. (ver anexo I: Cuadro 27).

En general, un grupo de 9 caimanes (32.1% de individuos), los cuales representan a la mayoría, presentaron niveles de glóbulos rojos entre 36 % y 43 %. (ver anexo I: Cuadro 28).

En general el 50% de individuos (n=14) presentaron niveles de hemoglobina entre 12g/dl y 15.9 g/dl. (ver anexo I: Cuadro 29).

No se encontraron formas parasitarias en las muestras de sangre de caimanes analizados.

### 4.3. Muestras de Aguas.

El desarrollo de formas parasitarias se ve favorecido de acuerdo con los factores ambientales del habitat, de un total de 15 muestras de agua se detectó una positiva con la presencia de una larva de vida libre de agua dulce.

De acuerdo con sus características morfológicas se reconoció como:

Seinura sp. B Hodda, Stewart, FitzGibbon, Longstaff, Reid, Packer, 1998

**Reino:** ANIMALIA

**Filo:** NEMATODA

**Clase:** CHROMADOREA

**Subclase:** PLECTIA

**Superorden:** RHABDITICA

**Orden:** PANAGROLAIMIDA

**Suborden:** APHELENCHINA

**Superfamilia:** APHELENCHOIDOIDEA

**Familia:** SEINURIDAE

**Subfamilia:** Seinurinae

**Género:** *Seinura*

# Capítulo V: Discusión.

# Discusión.

Muchos reptiles son rescatados y mantenidos en cautiverio, lo cual conlleva a un estrés constante, donde sus capacidades de adaptación se antepondrán ocasionándoles diversos grados de sufrimiento al no estar en su hábitat natural. El control insuficiente de estos reptiles podría abrir puertas a enfermedades infecciosas, incluyendo la parasitosis; lo cual ha sido de incentivo para el estudio de estos animales y los parásitos que estos hospedan. Anteriormente los estudios sólo se enfocaban en los mantenidos en cautiverio, por tal razón se detecta la deficiencia de la descripción de ciertas enfermedades o la poca información sobre estas (Beltran *et al.*, 2008; Rataj *et al.*, 2011; Rinaldi *et al.*, 2012; García, 2013, Ras-Norynska, 2015).

## 5.1. Muestras coprológicas.

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; García, 2013).

Los caimanes en cautiverio de nuestro estudio, presentaron una mayor prevalencia parasitaria (59.3%) la cual asociamos con los diferentes factores a los que estos están expuestos en el sitio, como las condiciones de las instalaciones, medidas higiénicas, clima, humedad y condiciones biológicas del animal, además del manejo, la calidad del alimento y la alta densidad poblacional en un espacio inadecuado o reducido lo cual aumenta la cantidad de materia fecal por metro cuadrado, que contribuyen con la susceptibilidad a enfermedades infecciosas como son las

ocasionadas por parásitos (Mader, 1996; Quiroz, 2005; Jacobson, 2007; Oyola *et al.*, 2010; Atanaskova *et al.*, 2011; García, 2013; Rodríguez, 2015).

Rodríguez (2015), en su estudio compara los parásitos entre cierto grupo de animales, y son los reptiles los que alcanzan la mayor carga parasitaria superando a las aves, mamíferos y humanos. Dentro de este estudio se incluía el *Caiman crocodilus*, pero, sólo una muestra positiva en la fauna silvestre; sin embargo, en el estudio realizado por García en el 2013 se analizaron once muestras de cocodrilianos, pero, las once fueron negativas; si bien los resultados son diversos, nuestros datos son bastante significativos al tratarse de la misma especie de reptil.

Jacobson (2007), menciona que los reptiles en vida libre están infectados por una gran variedad de parásitos; esto responde al hecho de que nuestros caimanes silvestres presentaron una frecuencia parasitaria del 91.7% a pesar de que dentro de nuestro total de muestras este grupo presentó una prevalencia de 40.7%, lo cual Mader (1996) nos respalda al mencionar que la concentración de estos no es alta debido a que los parásitos se encuentran en equilibrio con su hospedador.

Las heces de reptiles presentan ciertas diferencias si las comparamos con las del resto de animales; ya que la cantidad de heces obtenida en reptiles es muy pequeña para un análisis de laboratorio y en su composición se pueden encontrar uratos, restos de alimentos y tierra que dificultan el diagnóstico rápido y efectivo. De esta manera muchas metodologías tienen ventajas y limitaciones específicas (Martínez de la Puente, 2010; Figueiroa *et al.*, 2001; Beltrán *et al.*, 2008; Thawait *et al.*, 2014; Wolf *et al.*, 2014; Rodríguez, 2015).

Tellez (2013) resalta que los estudios realizados en reptiles no incluyen a los cocodrilianos, de lo contrario suelen ser pocos los ejemplares utilizados; por tal razón, el porcentaje de prevalencia

de parásitos varía según el estudio. Por su parte Jorge *et al.* (2013) mencionan que los exámenes coprológicos simples no son muy relevantes, ya que la presencia parasitaria se muestra sólo en un 36% en comparación con los exámenes post muerte, lo cual podría explicar la baja diversidad parasitaria hallada en nuestro estudio ( $H': 1.02$  y  $H': 2.02$ ).

Brotons y Martínez (2001) mencionan que, dentro de los parásitos intestinales más frecuentes diagnosticados en reptiles, los nematodos, han sido siempre los parásitos que comúnmente son encontrados, entre estos: Ascáridos (*Ascaris* sp.), Oxyuros (*Kalicephalus* sp.), *Strongyloides* sp. *Capillaria* sp.; dentro de los protozoarios, los géneros más comunes son los Coccidios (*Cyclospora* sp., *Crypostoridium* sp. y *Eimeria* sp.).

Chávez (2015), sin embargo, anuncia a los protozoarios como los más prevalentes en un 25% de los casos; a la igual forma, Oyola *et al* (2010), identifica a los protozoarios como los parásitos más representativos de su proyecto, lo cual concuerda con lo obtenido; pero a diferencia de Chávez nuestra prevalencia es superior (64.7%), siendo los géneros *Entamoeba* sp., *Eimeria* sp. y *Blastocystis* sp., los más prevalentes dentro de nuestros datos, que se asemeja mayormente con lo encontrado por Zhao *et al.* (2015) quien menciona a *Entamoeba* sp., *Eimeria* sp. e *Isospora* sp. como los protozoarios más prevalentes en caimanes chinos en cautiverio (*Alligator sinensis*). La divergencia de resultados puede ser por la posición geográfica de los estudios, siendo estos en diferentes áreas y/o temporada de muestreo e inclusive, que se trabajó con una misma especie de hospedador (Quiroz, 1990; Herrera, 2008; García, 2013; Enríquez *et al.*, 2014; Rodríguez, 2015).

García (2013) señala que la presencia de amebas en *Caimán crocodilus*, se asocia con la falta de aseo en los sitios de confinamiento en el caso de los ejemplares en cautiverio, porque estas se transmiten en su mayoría a través de agua contaminada con heces. Jacobson (2007) reporta

ejemplares silvestres con amebiasis, sin embargo, no señala las posibles vías de transmisión. A diferencia de Jiménez y Torres (2017) los cuales señalan una posible transmisión de forma cruzada entre mamíferos herbívoros y reptiles silvestre, por lo que existe la posibilidad de que los ejemplares silvestres analizados presentaran entre su dieta pequeños mamíferos reservorios de estos parásitos lo cual explicaría la presencia de estos en los caimanes silvestres.

En cocodrilianos, sólo ha sido reportado un caso por amebiasis (*Entamoeba* sp.), que ocurrió en el curso de un brote en serpientes y otros reptiles; la especie del hospedador no fue estipulada dando a conocer sólo género (*Crocodylus* sp.), por consiguiente, el hallazgo e identificación de estas se considera muy significativo (Huchzenmeyer, 2003; Tellez, 2013).

Los coccidios son diagnosticados en la mayoría de los estudios relacionados con reptiles; sin embargo, a pesar de la gran cantidad de especies que este grupo presenta, son pocos los que reportan las especies que se encuentran parasitando. La razón es porque los coccidios son protozoarios comensales inofensivos y su hallazgo es interesante desde el punto de vista ecológico, ya que son específicos; por ende, la extinción del hospedador causaría la extinción del parásito al mismo tiempo (Huchzermeyer, 2003).

Dentro de nuestro estudio, *Eimeria* sp. fue el segundo grupo identificado como más prevalente en la fauna cautiva y silvestre (21.1% y 18.2% respectivamente). En cocodrilos, nueve especies de *Eimeria* sp., han sido descritas, sin embargo, en *C. cocodrilus*, sólo hay una referencia de coccidiosis descrita, pero sin especificación de la especie de coccidia involucrada. Carini (1932) logró describir *Eimeria pintoii*, pero incompleta según otros autores ya que no mostró dibujo, fotografía y no especificó la especie del caimán examinado (Huchzermeyer, 2003; Téllez, 2013).

*Blastocystis* sp., hallado en un 15.8% en ejemplares cautivos, son parásitos intestinales con una posición taxonómica incierta en reptiles. Teow *et al.* (1992) menciona que estos son parásitos comensales inofensivos, producto de una encuesta realizada en el Jardín Zoológico de Singapur, en donde lo identifican en una de tres especies de reptiles incluyendo caimanes (Huchzermeyer, 2003). Actualmente *Blastocystis* se ha reportado con importancia como patógeno de transmisión zoonótica en diversos animales, y el estudio molecular de esta especie en caimanes podría dilucidar este hecho.

Avendaño *et al.* (1992) reporta *Trichomonas* sp., como la causa de muerte de un juvenil de *Caiman crocodilus*; sin embargo, no queda claro si el parásito fue la causa de muerte o el mal tratamiento de este, ya que este parásito parece ser no patógeno para cocodrilianos. *Trichomona prowaseki* Alexeieff, 1909, parasita salamandras y tritones, y según varios estudios, es la única especie que se ha encontrado parasitando cocodrilos específicamente *Crocodylus palustris*. Por otro lado, este género es común en reptiles; teniendo un ciclo de vida simple en donde la transmisión se reduce a contacto directo con heces frescas contaminadas o bien, presas contaminada (Mehlorm, 1993; Mader, 1996; Huchzenmeyer, 2003; Téllez, 2013).

Los cocodrilos albergan una rica y variada fauna de trematodos digenios, la cual ha sido utilizada para ilustrar la coevolución de estos con sus parásitos. Mediante nuestro análisis, fueron observados en los hospederos silvestres y se identificaron los géneros de *Proterodiplostomiun* sp., *Diplostomum* sp., *Schistosoma* sp. y otro organismo no identificado hasta el momento con prevalencia de 5.9%. El ciclo de vida de este grupo necesita dos hospedadores intermediarios, los primeros suelen ser crustáceos o caracoles y los segundos, pescados; y el mismo no se completa si falta alguno de estos. Entonces, de acuerdo con su ciclo de vida, este grupo es bien esperado en la fauna silvestre pudiéndose encontrar todos los elementos para que el ciclo se complete a

diferencia de la fauna en cautiverio, en donde no sería conveniente, ya que las piscinas de estos no las compartían con pescados.

Las especies de *Ascaris* sp., en cocodrilos son muy numerosas; en nuestro trabajo, el 9.1% de los ejemplares silvestres se encontraban parasitados por este, y no se logró detectar en los caimanes en cautiverio. En cocodrilos existe la probabilidad que los ascáridos requieran de un hospedador paraténico, pero esto sólo ha sido demostrado un par de veces. Walton (1936), menciona que las formas larvianas de ciertas especies de áscaris pueden ser transportadas por anfibios y en estos madurar a adultos, como ocurrió con *Alligator mississippiensis*. De esta manera, el hallazgo de este grupo parasitario (Ascáridos) era esperado ya que estos son comunes del canal alimentario (Huchzenmeyer, 2003).

En *C. c. fuscus* subespecie *C.c. chiapsius* se reportó *Ascaris* sp. sin especificar la especie y Téllez (2013) menciona que el autor no ha hecho público los datos (2011). *Toxocara mystax* ha sido la única especie descrita en caimanes habiéndose hallado en *Melanochus niger* (caimán negro), sin embargo, en nuestras muestras sólo determinamos género ya que no se encontró el estado adulto del mismo (Stossich, 1896; Téllez, 2013). La presencia de *Strongyloides* sp., se ha reportado anteriormente en reptiles; sin embargo, en cocodrilos, es el género *Strongylus* sp. el que se describe en *Alligator mississippiensis* (Tellez, 2013).

El análisis de sexo y sitio de muestreo en relación con el parasitismo, no mostraron asociaciones significativas ( $p > 0.05$ ) lo cual se asemeja con Chávez (2015), quien no encuentra significancia en el análisis no sólo de estas variables sino también en la procedencia, lo cual asocia con el bajo número de muestras en algunos de los grupos.

Álvares (2015) menciona que el sexo es uno de los factores más importantes en cuanto al grado de parasitismo. Nuestros hospedadores machos, en comparación con las hembras, fueron los más parasitados, lo cual concuerda con este autor, el cual resalta que la mayor carga y prevalencia parasitaria normalmente se encuentra en los machos, relacionándolo con la concentración de testosterona la cual reduce la inmunocompetencia del individuo dejándolo expuesto a las infecciones por parásitos (Alexander y Stimson 1988; Folstad y Karter 1992; Klein 2004; Klukowski *et al.* 1998; Olsson *et al.*, 2000; Pickering y Christie 1980; Salvador *et al.* 1996; Salvador *et al.*, 1999; Zuk 1990).

De acuerdo con el sitio de muestro, El Zoológico Privado Buenaventura (50,0%) y la Finca Privada de Natá (54.5%) fueron los que presentaron una mayor prevalencia parasitaria; sin embargo ambos sitios son ubicados en las tierras bajas de la Provincia de Coclé la cual se caracteriza por un clima árido el cual pudo influir directamente con el desarrollo del parasitismo en los hospedadores de estos lugares; ya que, las temperaturas elevadas, con esto áreas más secas o húmedas, favorecen la modulación de la fase exógena de diversos parásitos y el desarrollo de estos dentro de sus hospedadores intermediarios lo cual incrementa el número de parásitos y con eso las infestaciones (Rodríguez *et al.*, 2013; Molina, 2017).

Schall y Marghoob (1995) mencionan una relación entre tamaño y parasitismo en aligatónidos, la cual establece que, a mayor edad o tamaño, mayor es la carga parasitaria, sin embargo, en nuestros resultados hallamos que no hay asociación significativa entre la talla y la carga parasitaria (p:0.20).

## 5.2. Muestras hematológicas.

La hematología en reptiles cuenta con pocos estudios tanto a nivel nacional como internacional. En años recientes diferentes países han realizado investigaciones con el fin de conocer las células sanguíneas, su morfología y establecer valores hemáticos, que son de utilidad para determinar el estado de salud de estas especies. Sin embargo, hoy la evaluación de estos valores sanguíneos poco a poco va tomando más auge en la clínica de animales de compañía o en la conservación de fauna silvestre (Cortéz 2015).

Los estudios hematológicos en caimanes están siendo llevados a cabo con fines científicos y productivos, aplicándose a proyectos de conservación, reproducción o aprovechamiento de cuero y carne con reintroducción de ejemplares al ambiente (Barbosa, 2006; Oliveira-Monteiro, 2004).

Los valores hematológicos en cocodrilos son muy diversos, encontrándose referencias de prácticamente todas las especies de cocodrilianos. Nuestros valores de hematocrito [34 (12-56) %] y hematología [10.7 (4-18.7) g/dl], son muy similares a lo referenciado por varios autores. (ver anexo I: Cuadro 30). Sin embargo, dentro de nuestro conjunto de datos, tenemos valores fuera de los rangos normales; por ejemplo, el individuo en cautiverio con hematocrito y hemoglobina elevados con 56% y 18.7 g/dl respectivamente; lo cual se puede atribuir a factores característicos del hospedador, como: el estrés o alimentación (Guerrero, 2002; Barboza *et al.*, 2006; Ferreyra *et al.*, 2007; Santa María, 2014).

Cabrera *et al.* (2011) y Santa María (2014) mencionan la edad, sexo, estrés de captura o hacinamiento, nutrición, niveles hormonales, cantidad de agua en el cuerpo, hábitat, sitio de extracción de sangre y el medioambiente (temperatura y presión de oxígeno), como variaciones

que dificultan el análisis hematológico y que deben tomarse en cuenta al momento de la interpretación (Aguirre *et al.*, 1995; Dessauer, 1970; Doxey, 1987).

La determinación de los parámetros hematológicos es muy importante ya que se ha demostrado que los animales con bajos niveles de hemoglobina y/o hematocrito están sujetos a presentar mayor carga parasitaria. (Morales *et al.*, 2002).

Los resultados negativos en la revisión de las láminas sanguíneas pudieron estar asociados con el almacenamiento prolongado de sangre en anticoagulante ya que estos pueden alterar el número de células y la morfología; por ejemplo, generar la desgranulación de los granulocitos, vacuolización de las células de la sangre o lisis celular. (Weiner, 2000; Jacobson, 2007).

### 5.3. Muestras de Agua

*Seinura* spp., juega un papel importante en el equilibrio natural entre las especies de nematodos porque son depredadores de otros nematodos (Huang y Ye, 2008); lo cual explica el hallazgo negativo de otras especies de parásitos.

# Capítulo VI: Conclusión.

# Conclusión.

Se determinó la prevalencia enteroparasitaria en *Caiman crocodilus fuscus*, la cual fue de 79.4% muestras positivas. Se detectó que los animales en cautiverio presentaron una mayor prevalencia de parásitos, con un 59.3% de muestras positivas ( $p:0.19183$ ), no se encontró asociación significativa entre la condición de vida y la carga parasitaria.

En nuestro estudio se logró identificar diez formas parasitarias, en dónde las más prevalentes fueron *Entamoeba* sp. (50%), *Eimeria* sp (29.4%). y *Blastocystis* sp (14.7%).

Al comparar la parasitofauna de acuerdo con la condición de vida de *Caiman crocodilus fuscus* obtuvimos que en los animales mantenidos en cautiverio presentaron entre los parásitos más prevalentes los géneros *Entamoeba* sp. (57.9%), *Eimeria* sp. (21.1%) y *Blastocystis* sp. (15.8%) mientras que en los silvestres los más prevalentes fueron *Entamoeba* sp. (33.3%), *Eimeria* sp. (18.2%) y *Ascaris* sp. (9.1%).

Se logró detectar como posibles fuentes de contaminación parasitaria de los caimanes las actividades antropogénicas, como la ganadería, deforestación y erosión del suelo, cercanas a los sitios de muestreo de animales silvestres; así como la interacción con otros animales (peces, anfibios, aves, mamíferos, insectos entre otros) los cuales logramos reconocer en los sitios de muestreos y pueden ocasionar una infestación cruzada.

Para el grupo en cautiverio, la fauna con la cual compartían recinto y la alimentación pueden ser las principales fuentes de parasitismo.

Puesto que este estudio no fue un monitoreo no se determinó la relación entre el parasitismo y el desarrollo fisiológico de los hospedadores; sin embargo, no se halló asociación significativa entre sexo, talla y carga parasitaria.

# Capítulo VII: Recomendaciones.

# Recomendaciones.

Entrenarse primeramente en relación con las medias de contención y manipulación de muestras, así como realizar horas de entrenamiento en laboratorio para agilizar el procesamiento y análisis de muestras.

Seguir trabajando con cocodrilos y caimanes, ya que es muy poca la información de parásitos que se tiene sobre estos en Panamá.

Con este trabajo de investigación surgen ideas para otros que se relacionen a este, ya sea para comparación (silvestres vs cautiverio) o independientes (silvestres o cautiverios).

Utilizar muestras poblacionales de tamaño considerable para obtener datos más precisos; así como ampliar los estudios por sexos, grupos etarios, por altitud y zonas.

Ampliar el estudio e incorporar ectoparásitos y vectores de hemoparásitos.

Utilizar más métodos de diagnóstico, como cultivos para huevos o larvas, estudios genéticos, además el procesamiento casi inmediato de las muestras sanguíneas y coprológicas.

Estar anuente del equipo a utilizar y la disponibilidad de estos.

# Capítulo VIII: Referencias Bibliográficas.

# Referencias Bibliográficas.

**Aguirre, A., Balazs G., Speaker, T. y Gross, T.** 1995. Adrenal and hematological responses to stress in juvenile green turtles (*Chelonia mydas*) with and without fibropapilomas. *Physiological Zoology* 68(5), 831-854.

**Alarcón, S.** 2002. Los parásitos y su importancia en el equilibrio de ecosistemas. Red de Biología y Conservación de Vertebrados, Instituto de Ecología, A.C.

**Alderton, D.** 1991. Crocodiles and alligators of the world. Facts on File, Inc (pp. 96-144).

**Alexander, P., Bahret, M. J., Chaves, J., Courts, G., y D'Alessio, N.** 1992. Biología. New Jersey: PRENTICE HALL.

**Álvarez, L.** 2015. Variación altitudinal en la prevalencia de ecto- y endo- parásitos de *Psammodromus algirus*, en Sierra Nevada.

**Álvarez del Toro, M.** 1974. Los Crocodylia de México. Instituto Mexicano de Recursos Naturales Renovables, México.

**Alexander, J. y Stimson, W. H.** 1988. Sex hormones and the course of parasitic infection. *Parasitology Today*, 4(7), 189-193.

**Amo, L., López, P., y Martín, J.** 2005. Prevalence and intensity of haemogregarine blood parasites and their mite vectors in the common wall lizard, *Podarcis muralis*. *Parasitology Research*, 96(6), 378-381.

**Aranda C., Serrano, E., Tantaleán, M., Quispe, M. y Casas G.** 2013. Identificación y frecuencia de parásitos gastrointestinales en félidos silvestres en cautiverio en el Perú. *Rev Inv Vet Perú*; 24(3): 360-368.

**Arrojo, L.** 2002. Parasites of wild animals in captivity from Lima, Peru. *Rev. peru. biol.* 9(2): 118 – 120.

**Asanza, E.** 1985. Distribución, biología reproductiva y alimentación de cuatro especies de Alligatoridae, especialmente *Caiman crocodilus* en la Amazonia del Ecuador. Tesis de grado. Quito –Ecuador.

**Atlas of living Australia.** *Seiruna* sp. Recuperado de: <https://bie.ala.org.au/species/urn:lsid:biodiversity.org.au:afd.taxon:5cab7306-3f8c-42b5-910a-4b8aaabe1168> (Fecha de acceso: enero 2016).

**Autoridad Nacional del Ambiente (ANAM).** 2010. Atlas Ambiental de la República de Panamá, Panamá. ISBN 978-9962-651-49-9.

**Avendano, G., L. Baez, y L. Michaelangeli.** 1992. Effect of diets complemented with sodium lthyroxine, white corn flour and a complement of vitamins and essential amino acids in *Caiman crocodilus* growth. (pp. 31-42). In Proceedings of the 11th Working Meeting of the Crocodile Specialist Group, Species. Survival Commission of the IUCN-The World Conservation Union, Gland, Switzerland.

**Baer, J.G.** 1951. Ecology of animal parasites. University of Illinois Press, Urban, III.

**Barboza, N. N., Mussart, N. B., Prado, W., Kosa, G. A. y Coppo, J. A.** 2006. Cambios del eritrograma durante el cautiverio de *Caiman latirostris* y *Caiman yacare*. Universidad Nacional del Nordeste, Comunicaciones Científicas y Tecnológicas, Argentina. Resumen: V-006.

**Baker, D. G.** 2009. *Flynn's parasites of laboratory animals*. DOI: 10.1002 / 9780470344552.

**Becerril, M. A.** 2014. *Parasitología médica*. 4ª Ed. McGraw-Hill/Interamericana Editores S.A. de C.V. (pp. 437).

**Beltran, L. F., Beldomenico, P. M. y Gonzáles, J. L.** 2008. Estudio coproparasitológico de mamíferos silvestres en cautiverio con destino a recolección en Santa Cruz, Bolivia. Recuperado de <http://vip.ucaldas.edu.co/vetzootec/downloads/v3n1a06.pdf> (fecha de acceso: julio2017).

**Benbrook, A. E. y Sloss, W. M.** 1965. *Parasitología clínica veterinaria*. Continental. Estados Unidos, (pp. 256).

**Biagi, F.** 2004. *Enfermedades parasitarias*. 3ª. Ed. México: Ed. El manual Moderno, (pp. 31-35).

**Bogitsh, B. J., Carter, C. E. y Oeltmann, T. N.** 2013. *Human parasitology*. 4ª Ed., (pp. 1).

**Botero, D. y Restrepo, M.** 2005. *Parasitosis humana: incluye animales venenosos y ponzoñosos, y atlas en color al final* (4ª Ed). Colombia., (pp. 5).

**Brotóns N. J. y Martínez - Silvestre A.** 2001. Patología de reptiles. Canis et felis, (pp. 9).

**Caballero, E.** 1955. Helminths de la República de Panamá, XVIII. Algunos tremátodos de cocodrilos, la parte. Anales Instituto de Biología Universidad Autónoma de México, Serie *Zoología* 26:433-446.

**Caballero, C.E., Hidalgo, E.E. y R.G. Grocott.** 1957. Helmintos de la República de Panamá. XX. Algunos tremátodos de crocodilianos. 2<sup>a</sup> Ed. *Acta Científica Potos* I: 99-116.

**Campbell, N., Reece, J., y Mitchel, L.** 1999. *Biology*. 5th Edition. Menlo Park: Benjamin/Cummings.

**Camin, J. H.** 1948. Mite transmission of a hemorrhagic septicemia in snakes. *The Journal of Parasitology*, pp. 345-354.

**Carini, A.** 1932. *Eimeria pintoï* n. sp. parásita de un Jacaré. *Sociedad Argentina de Patologie Regional del Norte* 2: 922–923.

**Chamorro, J. y Cubillos, P.** 2007. *Caiman crocodilus* L., 1758. Colombia, s.e. <http://www.siac.net.co/sib/catalogoespecies/especie.do?idBuscar=335&method=display>

(Fecha de consulta: julio 2017).

**Chávez, L., Serrano-Martínez, E., Tantaleán, M., Quispe, M. y Casas, G.C.** 2015. Gastrointestinal parasites in captive reptiles in Metropolitan Lima. *Rev Inv Vet Perú*; 26(1): 127-134.

**Cheng, T.C.** 1964. The biology of animal parasites. W.B. Saunders Company, Philadelphia and London, (pp. 68-74).

**Cole, F.** 1926. The history of protozoology. University of London Press: London; (pp. 64).

**Convention International Trade in Endangered Species of Wild Fauna and Flora (CITES).** 2017. *Caiman crocodilus*. *Apéndices I, II y III*. Recuperado de:

<https://www.cites.org/esp/app/appendices.php> (Fecha de acceso: diciembre 2017).

**Cordero, M. y Rojo, F.** 1999. *Parasitología veterinaria*. Mc Graw – Hill Interamericana, (pp. 3-21).

**Cordero, M.; Rojo, F.** 1999. *Relaciones parásito-hospedador. Parasitología veterinaria*. Ed. MacGraw Hill, España, 142-183.

**Cortéz, M.A.** 2015. Perfil hemático y presencia de hemoparásitos en reptiles del Parque Zoológico Nacional, El Salvador. Universidad de El Salvador. Recuperado de: <http://ri.ues.edu.sv/7630/1/13101585.pdf> (Fecha de acceso: julio 2017).

**CROMACROM.** 1999. Proyecto para la conservación y aprovechamiento de los cocodrilos en México.

**Densmore Llewellyn y Robert Owen.** 1989. Molecular systematics of the Order Crocodilia. Symposium on Biology of the Crocodilia presented at the Annual Meeting of the American Society of Zoologists, 27-30 December 1987, at New Orleans, Louisiana. *Amer.Zool.*,29:831-841.

**Dessauer H.** 1970. Blood chemistry of reptiles: physiological and evolutionary aspects. In: Gans C, Parsons TC (Ed). *Biology of the reptilia*, Vol 3, 1-172.

**Doxey D.** 1987. *Patología clínica de diagnóstico en veterinaria*. 2ª Ed. México: Ed El Manual Moderno, (pp. 316).

**Enríquez C., Elías, R., Montes, D. y Saldarriaga, F.** 2014. Presencia de hemoparásitos de los géneros hepatozoon y haemoagregina en ejemplares de cocodrilo americano (*Crocodylus acutus*) mantenidos en cautiverio en tumbes, Perú. *Zoológica* 1(1).

**Escobedo-Galván, A. H.; Cupul-Magaña, F. G. y Velasco, J.A.** 2011. Misconceptions about the taxonomy and distribution of *Caiman chiapasius* and *C. crocodilus fuscus*, (Reptilia: Alligatoridae). *Zootaxa* 3015: 66-68.

**Ferreira, H.; Uhart, M.; Romano, M.; Beldoménico, P.; Samartino, L.; Paolicchi, F.; Lauricella, M.; Jorge, M.; Schettino, A.; Guida, N. y Martín, A.** 2007. Inmovilización química y evaluación de salud de vizcachas salvajes (*Lagostomus maximus*) en el chaco árido argentino. *Arq. Cienc. Vet. Zool. Unipar, Umuarama*. 10 (2) 91-99.

**Figueiroa Lyra de Freitas M., Bianque de Oliveira A., Dowell de Brito M., Alves Oliveira R. y Evêncio Sobrinho A.** 2001. Perfil Coproparasitológico de mamíferos silvestres en cautiverio en el estado de Pernambuco, Brasil. *Parasitología al día*, (pp. 21-125).

**Fittkau E.J.** 1970. Role of caimans on the nutrient metabolism of mouth-lakes of Amazon effluents (A hypothesis). *Biotropica* 2 (2): 132-142.

**Folstad, I., y Karter, A. J.** 1992. Parasites, bright males, and the immunocompetence handicap. *American Naturalist*. (pp. 603-622).

**Fontanilla, C.** 1996. Los reptiles: Origen y estudio a través de la historia. Recuperado de <http://racve.es/publicaciones/los-reptiles-origen-y-estudio-a-traves-de-la-historia/> (Fecha de acceso: enero 2018).

**Gállego, J.** 2006. Manual de Parasitología. Morfología y biología de los parásitos de interés sanitario. Barcelona: Universidad Barcelona (pp. 30) (Fecha de acceso: marzo 2017).

**García, V.** 2013. Frecuencia de parásitos de reptiles en cautiverio en diferentes colecciones del estado de Morelos. Tesis de grado. Universidad Autónoma del Estado de Hidalgo, México. Recuperado de:

[https://www.academia.edu/22405348/Tesis\\_Frecuencia\\_de\\_Parasitos\\_en\\_reptiles.\\_VERONICA\\_GARCIA](https://www.academia.edu/22405348/Tesis_Frecuencia_de_Parasitos_en_reptiles._VERONICA_GARCIA) (Fecha de acceso: octubre 2017).

**Gillespie, S. y Pearson, R.D.** 2001. Principles and practice of clinical parasitology. ISBN 0-471-97729-2.

**González, Y.M., Ochoa, I.E., González, G., Ciuderis, A.K., Cruz, P.F., Quiroz, N. y**

**Guerrero, S.** 2002. Contribución al estudio de los valores hemáticos y bioquímicos de mustélidos del Zoológico Regional "Miguel Álvarez del Toro", Tuxtla Gutiérrez, Chiapas (Tesis de grado). Universidad Veracruzana, México.

**Hamilton, W. D., y Zuk, M.** 1982. Heritable true fitness and bright birds: a role for parasites? *Science*, 218(4570), 384-387.

**Herrera, J.R.** 2008. Estudio patológico retrospectivo de mortalidad en reptiles del Zoológico Jaime Duque entre el año 1991 y el 2006. Tesis de grado. Universidad de la Salle, Bogotá D.C, Colombia.

**Hoepli, R.** 1959. Parasites and parasitic infections in early medicine and science. University of Malaya Press, Singapur: 7: 3-17.

**Holmes, J. C.** 1995. Population regulation: a dynamic complex of interactions. *Wildlife Research*, 22 (1), 11-19.

**Huang, R.E. y Ye, J.R.** 2008. Advance in taxonomy of the genus *Seinura*. J. Nanjing For. Univ. (*Nat. Sci. Edn.*), 32: 129-132.

**Huchzermeyer, E.W.** 2003. Crocodiles: biology, husbandry and diseases. CABI Publishing, (pp. 182-202).

**Hudson, P. J., Dobson, A. P., y Newborn, D.** 1998. Prevention of population cycles by parasite removal. *Science*, 282 (5397), 2256-2258.

**Union of Conservation of Nature (IUCN).** 2008. *Caiman crocodilus*, Spectacled Caiman. Global Species Programme Red List Unit. T46584A3009688

**Jacobson, R. E.** 2007. Infectious diseases and pathology of reptiles: Color Atlas and Text. (1<sup>a</sup> Ed.) CRC Press. E.U.A, 12, 572-591.

**Jiménez, L. y Torres, A.** 2017. Hallazgos coproparasitológicos en muestras de aves y reptiles remitidas al laboratorio clínico veterinario U.D.C.A del 2009 al 2012. Tesis de grado. Colombia. Recuperado de: <https://www.repository.udca.edu.co/jspui/bitstream> (Fecha de acceso: mayo 2018).

**Jorge F., Carretero M. A., Roca V., Puulin R. y Perera A.** 2013. What you get is what they have? Detectability of intestinal parasites in reptiles using faeces. *Parasitology Research* 112,4001-4007. DOI: 10.1007/s00436-013-3588-8.

**King, F.W.; Ross, J.P.; J.V. Morales; Gutiérrez, D.** 1993. Censo del estatus de los cocodrilidos de Nicaragua. Reporte para el IRENA y CITES. (pp. 43).

**Kohler G.** 2008. Reptiles of Central America. 2<sup>a</sup> Ed. Offenbach. *Herpeton Verlag*. ISBN 3-936180-28-8. (pp. 30 - 34)

**Klein, S. L.** 2004. Hormonal and immunological mechanisms mediating sex differences in parasite infection. *Parasite immunology*, 26 (6 - 7), 247-264.

**Klukowski, M., Nelson, C. E., y Jenkinson, N. M.** 1998. Effects of testosterone on locomotor performance and growth in field-active northern fence lizards, *Sceloporus undulatus hyacinthinus*. *Physiological and Biochemical Zoology*, 71 (5), 506-514.

**Koh, L.P., Dunn, R.R., Sodhi, N.S., Colwell, R.K., Proctor, H.C. y Smith, V.S.** 2004. Species coextinctions and the biodiversity crisis. *Science*, 305, 132-134.

**Lightfoot, T. L.** 1999. Iguana medicine and surgery, Ed. M. E. Fowler & R. E. Miller en: Zoo & Wild animal medicine. Current therapy. <sup>a</sup>Ed. Philadelphia: Ed. WB. Saunders, (pp. 34-48).

**Lane, T. I. y Mader, D.R.** 1996. Parasitology in: Reptile medicine and surgery, Philadelphia. Ed. WB. Saunders, (pp. 185-203).

**Lescano, J.D.** 2016. Valores hematológicos y de bioquímica sanguínea en el *Caiman crocodilus*. Tesis de grado. Universidad Técnica de Ambato, Ecuador.

**Loukrakpam Bina Chanu y Naorem Mohilal Meitei.** 2014. *Seinura manipurensis* nov. (Nematoda: Tylenchina) de Manipur, noreste de la India. *Asian Journal of Nematology*. 3 (1): 9 – 14. DOI: 10.3923/ajnm.2014.9.14.

**Mader, R. D.** 1996. *Reptile medicine and surgery*. Elsevier. Canada, (pp. 512).

**Madera, R.** 2011. Monitoreo de caimanes (Alligatorinae): Aplicación en estudios poblacionales en la laguna de Limoncocha, Provincia de Sucumbíos. Tesis de grado. Facultad de Ciencias Ambientales, Universidad Internacional SEK. Ecuador. Recuperado de:

<http://repositorio.uisek.edu.ec/bitstream/123456789/179/3/Monitoreo%20de%20caimanes%20Alligatorinae.pdf> (Fecha de acceso: noviembre 2017).

**Manzanilla, A., Seijas, E. y Rossini, M.** 2011. Valores hematológicos en ejemplares jóvenes de caimán del Orinoco (*Crocodylus intermedius*) en Venezuela. *Revista científica*, FCV Luz, 21 (4), 360-364. (Fecha de acceso: agosto 2016).

**Marquardt, W.C., Demaree, R.S. y Grieve, R.B.** 2000. *Parasitology and vector biology* (2<sup>a</sup> Ed.). USA: Academic Press (pp. 1-21).

**Martínez de la Puente, J.** 2010. Interrelaciones entre hospedadores, vectores y parásitos sanguíneos en poblaciones de aves silvestres (Tesis de Doctoral). Universidad Complutense de Madrid, España.

**Martínez Silvestre, Albert.** 2007. *Parásitos digestivos en reptiles*. Argos, Informativo veterinario. 88. 48-49.

- Maya García, O.; Alfonso Méndez, M.; Pérez R.; Ortiz, R. y Sierra C.** 2012. Análisis de las células sanguíneas de aves y reptiles por microscopia de luz, Cuernavaca Morelos, México. Recuperado de: <http://www.academia.edu/4354311/BCC3> (Fecha de acceso: mayo 2018).
- Medem, F.** 1981. Los Crocodylia del sur de américa. vol. 1. Los Crocodylia de Colombia. Bogotá: Ed. Carrera 7ª LTDA. 354 p.
- Medem F.** 1983. Los Crocodylia de Sur América. Volumen 1. Los Crocodylia de Colombia. Colciencias. Bogotá, Colombia. Editorial Carrera. V:1-2, 270-354.
- Mehlorm, H., Duwel, D. y Reether, W.** 1993. Manual de parasitología veterinaria. Editorial GRASS IATROS, Bogotá-Colombia.
- Merino, S., y Potti, J.** 1995. Mites and blowflies decrease growth and survival in nestling pied flycatchers. *Oikos*, 95-103.
- Minister of Environment.** 1995. CITES Identification Guide - Crocodilians: Guide to the Identification of Crocodilian Species Controlled under the Convention on International Trade in Endangered Species of Wild Fauna and Flora. Canadá: Minister of Supply and Services.
- Mi Ambiente.** 2016. Especies de flora y fauna amenazadas de Panamá, Gaceta oficial digital, Resolución N° DM-0657-2016.
- Mitchell, M. A. y Díaz, F.** 2005. Orlando, clinical reptile gastroenterology en: The Veterinary Clinics off North America: Exotic Animal Practice. V: 8 No. 2, 277-296.
- Molina, C.** 2017. Parásitos y medio ambiente (Tesis de grado). Universidad de Sevilla, España. (Fecha de acceso: abril 2017)

**Møller, Anders.** 1990. Effects of Parasitism by a Haematophagous Mite on Reproduction in the Barn Swallow. *Ecology*. 71. 10.2307/1938645.

**Møller, A. P., Christe, P., y Lux, E.** 1999. Parasitism, host immune function, and sexual selection. *Quarterly Review of Biology*, 74 (1): 3-20.

**Møller, A. P., y Nielsen, J. T.** 2007. Malaria and risk of predation: a comparative study of birds. *Ecology*, 88 (4), 871-881.

**Morales, M., Pino, L., Graterol, D. y Perdomo, L.** 1991. Técnica de muestreo para la estimación de la abundancia y la prevalencia de nematodos parásitos de bovinos. *Revista científica, FCV de Luz*, 1 (2), 46-50.

**Municipio de Panamá.** Parque municipal Summit. 2017. Recuperado de:

[mupa.gob.pa/planaccion/22-fijos/el-municipio/74-](http://mupa.gob.pa/planaccion/22-fijos/el-municipio/74-) (Fecha de acceso: diciembre 2017)

**Navarro, S. y Almaraz, A.** 2012. *Cálculo de índices Sanguíneos*. Recuperado de: <https://prezi.com/m/z4ssfurusifi/clínicos/> (Fecha de acceso: marzo 2018).

**Negroni, M.** 2009. Microbiología Estomatológica. Fundamentos y guía práctica. Buenos Aires: *Medica Panamericana* (pp. 213-246).

**Nunn, J.F.** 1996. Ancient egyptian medicine. British Museum Press, (pp. 240).

**Ocaranza, F.** 1934. Historia de la medicina. *Revista de la Sociedad Mexicana de Historia*. 21 – 25, 351. (pp. 178)

**Oliveira-Monteiro, A.** 2004. Patología Clínica de Réptiles. Recuperado de:

[www.abma.com.br/2004/notes/216.pdf](http://www.abma.com.br/2004/notes/216.pdf). (Fecha de acceso: mayo 2018).

**Olsson, M., Wapstra, E., Madsen, T., y Silverin, B.** 2000. Testosterone, ticks and travels: a test of the immunocompetence-handicap hypothesis in free-ranging male sand lizards. *The Royal Society of London B: Biological Sciences*, 267 (1459), 2339-2343.

**Oyola, N., Torres, G., Ríos, L. y Zapata, M.** 2010. Parásitos intestinales en fauna exótica y silvestre del zoológico Santa Fe.

**Palacio, J.; Muñoz, E.; Gallo, S. y Rivera-Correa, M.** 2006. Guía de Campo: Anfibios y Reptiles del Valle de Aburra, Colombia.

**Panayotova-Pencheva, M. S.** 2013. Parasites in captive animals: A Review of Studies in some European zoo. *Zool. Garten N.F.* 82. *ELSEVIER* 60–71.

**Pickering, A. D., y Christie, P.** 1980. Sexual differences in the incidence and severity of ectoparasitic infestation of the brown trout, *Salmo trutta L.* *Journal of Fish Biology*, 16 (6), 669-683.

**Poulin, R.** 1995. Evolution of parasite life history traits: myths and reality. *Parasitology Today*, 11 (9), 342-345.

**Poulin, R.** 2001. Evolutionary ecology of parasites: from individuals to communities. London: Chapman & Hall. *Journal of Wildlife Diseases*, 37 (1), 212–214.

**Price, P.W.** 1980. Evolutionary biology of parasites. Princeton University Press. (pp. 3-14 y 149-170).

**Quiroz, R. H.** 1990. *Parasitología*. (1ª. Ed.) Limusa S.A. de C.V. México, (pp. 803).

**Quiroz, H.** 2005. *Parasitología y enfermedades parasitarias de animales domésticos*. México D.F: Editorial Limusa (pp. 15-43).

**Raś-Noryńska, M. y Sokół, R.** 2015. Internal parasites of reptiles. *Annals of Parasitology*, 61 (2), 115–117.

**Rataj V. A., Knific L. R., Vlahovic, K., Mavric, U. y Dovc, A.** 2011. Parasites in pet reptiles. *Journal Acta Veterinaria Scandinavica* 53:33.

**Rinaldi L., Mihalca A. D., Cirillo R., Maurelli M. P., Montesano M. y Rivero, J. A.** 1978. Los anfibios y reptiles de Puerto Rico.

**Rodríguez V.** 2007. Animales en peligro de extinción en Panamá. Recuperado de: <https://biota.wordpress.com/2007/11/01/animales-en-peligro-de-extincion-en-panama/> (Fecha de acceso: noviembre 2017)

**Rodríguez, J.G., Olivares, J.L., Sánchez, Y., Alemán, Y. y Arece, J.** 2013. Cambios climáticos y su efecto sobre algunos grupos de parásitos. Cuba. *Rev. Salud Anim.* Vol. 35 No. 3 pp 145-150.

**Rodríguez, M.E.** 2015. Identificación de parásitos intestinales presentes en reptiles en cautiverio en dos centros de manejo de fauna silvestre. Tesis de grado. Universidad Central de Ecuador.

**Ross, J.P.** 1998. Crocodiles. UICN/SSC Crocodile Specialist Group. UICN, (pp. 96).

**Rowam, W. B. y Gram, A. L.** 1959. Relation of water velocity of *Schistosoma mansoni* infection in mice. *Am. J. Trop. Med.* 8 (6): 630-634.

**Rudolphi, K.K.** 1819. Entozoorum synopsis cui accedunt mantissa duplex et indices locupletissimi. Berlin, Germany: Sumtibus Augusti Rucker, (pp. 1-200).

**Rueda-Almonacid, J.V., J. L. Carr, R. A. Mittermeier, J. V. Rodríguez-Mahecha, R. B. Mast; R. C. Vogt, A. G. J. Rhodin, J. de la Ossa-Velásquez, J. N. Rueda & C. G. Mittermeier.** 2007. Las tortugas y los cocodrilianos de los países andinos del trópico. Serie de guías tropicales de campo N° 6. Conservación Internacional. Editorial Panamericana, Formas e Impresos. Bogotá, Colombia (pp. 337-431)

**Schall, J. J. y Marghoob, A. B.** 1995. Prevalence of a malarial parasite over time and space: *Plasmodium mexicanum* in its vertebrate host, the western fence lizard *Sceloporus occidentalis*. *Journal of Animal Ecology*, 64 (2), 177-185. DOI: 10.2307/5753.

**Salvador, A., Veiga, J. P., Martín, J., López, P., Abelenda, M., y Puertac, M.** 1996. The cost of producing a sexual signal: testosterone increases the susceptibility of male lizards to ectoparasitic infestation. *Behavioral Ecology*, 7 (2), 145-150.

**Salvador, A., Veiga, J. P., y Civantos, E.** 1999. Do skin pockets of lizards reduce the deleterious effects of ectoparasites? An experimental study with *Psammodromus algirus*. *Herpetologica*, 55 (1), 1-7.

**Sánchez P., Tantalean, N., Richards, M. y Colaboradores.** 2004. Parásitos helmintos en *Boa constrictor*, *Epicrates cenchria* y *Corallus caninus* (Ophidia: Boidae) criadas en cautiverio. *Rev. investig. Vet. Perú*, 15 (2), 166-169.

**Santa María, M. I.** 2014. Estudio comparativo de los valores de Hemograma entre el caimán negro (*Melanosuchus niger*) y caimán blanco (*Caiman crocodilus*) del parque Zoológico Huachipa. Tesis de grado. Universidad Científica del Sur, Perú.

**Santillana, P.;** 2012. Valores hematológicos y bioquímicos sanguíneos de tortugas anidantes de Golfina (*Lepidochelys olivacea*) en El Salvador. Tesis de grado. Universidad de El Salvador.

**Secretaría de Medio Ambiente, Recursos Naturales y Pesca (SEMARNAP).** 1999. Proyecto para la conservación, manejo y aprovechamiento sustentable de los Crocodylia en México (COMACROM).

**Stacy, N.I., Alleman, A.R. y Sayler, K.A.** 2011. Diagnostic hematology of reptiles. *Clin Lab Med*, 31(1):87-108. DOI 10.1016/j.cll.2010.10.006.

**Staton, M., y Dixon, J. R.** 1977. Breeding biology of the spectacled caiman, *Caiman crocodilus crocodilus*, in the Venezuelan Llanos. Research report 5. U.S. Fish and Wildlife Service, Washington, D.C.

**Sthall, S.** 2006. Reptile hematology and serum chemistry, The North American Veterinary Conference. Vienna. Virginia, USA.

**Stossich, M.** 1896. Il genere ascaris linne lavoro monografico. *Bolletino della Societa Adriatica Di Scienze Naturali* 17, 9-137.

**Tarjan, A., Esser, R. y Chang, S.** 2012. Clave de diagnóstico interactivo de nematodos parásito, vida libre y depredadores.

**Tejeira, M.** 1998. Aspecto sobre la biología de los reptiles panameños más importantes. Universidad de Panamá. Facultad de Ciencias Naturales, Exactas y tecnología. Departamento de Zoología. Panamá. (pp.10).

**Tellez, M.** 2013. Checklist of host-parasite interactions of the Order Crocodylia. Universidad de California, Los Ángeles, California. Recuperado de: <http://escholarship.org/uc/item/3tr1g60k> (Fecha de acceso: febrero 2018)

**Teow, W.L., Ng, G.C., Chan, P.P., Yap, E.H., Zaman, V. y Singh, M.** 1992. A survey of *Blastocystis* in reptiles. *Parasitology Research* 78 (5), 453–455.

**Thawait, V., Maiti, S. y Dixit A.** 2014. Prevalence of gastro-intestinal parasites in captive wild animals of Nandan Van Zoo, Raipur, Chhattisgarh, 7 (7), 448-451.

**Thorbjarnarson, J.** 1989. Ecology of the American crocodile, *Crocodylus Acutus*. En: Crocodile, Their ecology, Management and Conservation. A special publication of the Crocodile specialist Group. IUCN. Gland, Switzerland. Pp. 228-259.

**Thorbjarnarson, J., & Velasco, A.** 1999. Economic Incentives for Management of Venezuelan Caiman. *Conservation Biology*, 13(2), 397-406.

**Troiano, J.; Silva, M.; Esarte, M.; Márquez, A; Mira, G.** 1996. Valores hematológicos de las especies argentinas del género caimán (Crocodylia- Alligatoridae). *Facena*, 12, 111- 118.

**Velasco, A. y Ayarzagüena, J.** 1995. Situación actual de las poblaciones de baba (*Caiman crocodilus*) sometidas a aprovechamiento comercial en los Llanos Venezolanos. Publicaciones de la Asociación Amigos Doñana 5:1-71.

**Venegas–Anaya, M., Crawford, A. J., Escobedo – Galván, A. H., Sanjur, O., Densmore III, L. D. y Bermingham, E.** 2008. Mitochondrial DNA phylogeography of *Caiman cocodilus* in Mesoamerica and South America. *Journal of experimental zoolo*, 309A, 614 – 627.

**Viana, L.A. y Marques, E.J.** 2005. Haemogregarine parasites (Apicomplexa: Hepatozoidae) in *Caiman crocodilus yacare* (Crocodilia:Alligatoridae) from Pantanal, Corumbá, MS, Brazil. Hemogregarina (Apicomplexa: Hepatozoidae) em *Caiman crocodilus yacare* (Crocodilia:Alligatoridae) no Pantanal, Corumbá, MS, Brasil. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária*, 14 (4), 173-175.

**Walton, A.C.** 1936. A suggested life cycle for *Multicaecum tenuicolle* (Rud., 1819) Walton, 1927. *Journal of Parasitology*, 22, 537.

**Wolf D., Vrhovec M.G, Failing K., Rossier C., Hermosilla C. y Pantchev N.** 2014. Diagnosis of gastrointestinal parasites in reptiles: comparison of two coprological methods. *Acta Veterinaria Scandinavica*, 56:44.

**Yarto, E.** 2011. Alojamiento y problemas relacionados en reptiles: quemaduras, problemas digestivos y respiratorios. En 4to. Congreso LAVECCS, 1 – 11.

**Zhao, J., Zhou Y., Wang, S., Tu, G., Tang, X. y Wu, X.** 2015. Preliminary report on the intestinal parasites and their diversity in captive Chinese alligators. *Nutr Hops* 31(2): pp 813-819. ISSN 0212-1611.CODEN NUH0EQ. S.V.R.318.

**Zuk, M.** (1990). Reproductive strategies and disease susceptibility: an evolutionary viewpoint. *Parasitology Today*, 6(7), 231-233.

# Capítulo IX: Anexos.

# Anexo I: Cuadros.

**Cuadro 1.** Clasificación morfológica de los parásitos y sus características generales.

---

<b>Grupo Parasitario</b>	<b>Características Morfológicas</b>
Phyllum Protozoa	Un cuerpo protozario consiste en solo una masa de protoplasma, por lo que se llaman animales acelulares o no celulares.
Phyllum Platyhelminthes	Gusanos planos o acintados.
Phyllum Acontocephala	Cuerpo cilíndrico con gancho en la parte anterior.
Phyllum Nematelminthes	Cuerpo cilíndrico con extremos terminados en punta o esféricos.
Phyllum Arthropoda	Con exoesqueleto quitinoso y patas articuladas.

---

**Cuadro 2.** Protozoarios descritos en *Caiman crocodilus*.

Lista de verificación de interacción parásito - hospedador del Orden Crocodylia (Tellez, 2013).

Grupo	Orden	Familia	Especie	Hospedador	Nota
Protozoarios	Trichomonadida	Trichomonidae	<i>Trichomonas</i> sp. Donne 1836.	<i>C. c.</i> <i>crocodilus</i>	
	Trypanosomatida	Trypanosomatidae	<i>T. cecili</i> Lainson, 1977.	<i>C. c.</i> <i>crocodilus</i>	Brasil
	Cocciidiida	Gardiidae	<i>Progarnia archosauriae</i> Lainson, 1995	<i>C. c.</i> <i>crocodilus</i>	Brasil
			<i>Especie de coccidia no identificada</i>	<i>C. c.</i> <i>crocodilus</i>	Colombia
	Eucoccidiorida	Haemogregarinidae	<i>Haemogregarina</i> sp. Danilewsky, 1885	<i>C. c.</i> <i>crocodilus</i>	Paraguay
			<i>Haemogregarina brasiliensis</i> / <i>Hepatozoon brasiliensis</i> Di Primio 1925	<i>C. c.</i> <i>crocodilus</i>	Brasil
		Hepatozoidae	<i>Hepatozon caimani</i> Carini, 1909	<i>C. c.</i> <i>crocodilus</i>	Brasil

**Cuadro 3.** Platyhelminthes descritos en *Caiman crocodilus*.

Lista de verificación de interacción parásito - hospedador del Orden Crocodylia (Tellez, 2013).

Filo	Orden	Familia	Especie	Hospedador	Nota
Platyhelminthes.	Echinostomi- da	Echinostomatidae	<i>Stephanoprora sp.</i>	<i>C. c. crocodilus</i>	Brasil
			Odhner, 1902		
			<i>Stephanoprora campomica</i>	<i>C. c. crocodilus</i>	Río Chagres, Panamá
			Nasir and Díaz, 1971		(Ostrowski de Nuñez, 1984).
			<i>Stephanoprora jacaretinga</i>	<i>C. c. crocodilus</i>	Panamá
			Teixeira de Freitas and Lent, 1938		(Caballero, 1955).
			o		
			<i>Echistosoma jacaretinga</i>		
			Hughes <i>et al.</i> , 1941		
	Plagiochiida	Cryptogonimidae	<i>Acanthostomun minimum</i>	<i>C. c. crocodilus</i>	Brasil
Stunkard, 1937					
<i>Acanthostomun sp.</i>			<i>C. c. fuscus</i>	Río Chagres, Panamá	
Looss, 1899				(Ostrowski de Nuñez, 1984)	
<i>Acanthostomun caballeroi</i>			<i>C. c. crocodilus</i>	Panamá	
		Huchzenmeyer, 2003		(Caballero, 1955)	
		o	<i>C. c. fuscus</i>	Panamá	

<i>Proctocaecum caballeroi</i>		(Caballero, 1955; CCNH,1997)
Lamothe and Ponciano, 1986		
o		
<i>Caimancola caballeroi</i>		
Pelaez & Cruz, 1953		
<i>Caimanicola marajoara</i>	<i>C. c. crocodilus</i>	Brasil,
Teixeira de Freitas and Lent 1938	<i>C. c. fuscus</i>	Colombia, Venezuela
o		Panamá (NPC,2010)
<i>Acanthostomun marajoarum</i>		
Tratcher, 1942		
<i>Proctocaecum coronarium</i>	<i>C. c. crocodilus</i>	
Cobbold 1861		
<i>Proctocaecum dorsal</i>	<i>C. c. crocodilus</i>	Brasil
Catto and Amato,1993		
<i>Timoniella incognita</i>	<i>C. c. crocodilus</i>	Venezuela
Brooks, 1980		
<i>Timoniella scyphocephalum</i>	<i>C. c. crocodilus</i>	Venezuela
Braun, 1899	<i>C. c. fuscus</i>	Brasil
o		Panamá (Caballero,
<i>Acanthostomun</i>		

		<i>scyphocephalum</i>		1955; Ostrowsky , 1986)
		Lamothe and Ponciano, 1986		
		o		
		<i>Proctocaecum syphocephalum</i>		
		CCNH,1997		
	Pachypsolidae	<i>Pachypsolus sclerops</i>	<i>C. c. crocodilus</i>	Brasil
		Travassos, 1922		
			<i>C. c. fuscus</i>	Panamá (Caballero and Herrera, 1947; CCNH,1997)
	Telorchiiidae	<i>Pseudotelorchis caimanis</i>	<i>C. c. crocodilus</i>	Brasil
		Catto and Amato, 1993		
Strigeidida	Clinostomidae	<i>Odhneriotrema microcephala</i>	<i>C. c. crocodilus</i>	Brasil
		Travassos, 1922	<i>C. c. fuscus</i>	Colombia
		o		
		<i>Nepthrocephalus microcephalus</i>		
		Hughes et al., 1941		
	Cyathocotylidae	<i>Cyathocotyle brasiliensis</i>	<i>C. c. crocodilus</i>	Brasil
		Ruiz and Leao, 1943		
	Proterodiplostomidae	<i>Cystodiplostomun hollyi</i>	<i>C. c. crocodilus</i>	Brasil Venezuela
		Dubois ,1936		

<i>Herpetodiplostomun caimancola</i>	<i>C. c. crocodilus</i>	Brasil
Dollfus 1935	<i>C. c. fuscus</i>	Panamá (Caballero <i>et al.</i> , 1957; CCNH,1997)
<i>Massoprostatum longum</i>	<i>C. c. fuscus</i>	Colombia
Caballero, 1948		
<i>Mesodiplostomun gladiolum</i>	<i>C. c. crocodilus</i>	
Dubois, 1936		
<i>Paradiplostomun abbreviatum</i>	<i>C. c. crocodilus</i>	Brasil
Brandes, 1888		
<i>Prohemistomun babai</i>	<i>C. c. crocodilus</i>	Venezuela
Nasir and Díaz, 1971		
<i>Prolecithodiplostomun cavum</i>	<i>C. c. crocodilus</i>	Brasil
Dubois, 1936	<i>C. c. fuscus</i>	Costa Rica  Panamá (CCNH,1997) )  Colombia  Columbia
<i>Prolecithodiplostomun constrictum</i>	<i>C. c. crocodilus</i>	Brasil  Panamá  (Skrjabin, 1964)  Costa Rica
Dubois, 1936		

	<i>C. c. fuscus</i>	Panamá (Caballero et al., 1957; Skrzabin, 1964; Thatcher, 1964)
<i>Proterodiplostomum brasilensis</i>	<i>C. c. crocodilus</i>	Brasil
Ruiz and Rangel, 1954		
<i>Proterodiplostomum breve</i>	<i>C. c. crocodilus</i>	
Catto and Amato, 1994		
<i>Proterodiplostomum globulare</i>	<i>C. c. crocodilus</i>	Brasil
Catto and Amato, 1994		
<i>Proterodiplostomum intermedium</i>	<i>C. c. crocodilus</i>	Venezuela
Nasir and Rodriguez, 1967		
<i>Proterodiplostomum longum</i>	<i>C. c. crocodilus</i>	Brasil
Brandes, 1888		Venezuela
<i>Proterodiplostomum medusae</i>	<i>C. c. crocodilus</i>	Brazil
Dubois, 1936		Panamá
o		(Skrzabin, 1964)
<i>Diplostome medusae</i>		Costa Rica
Hughes et al., 1941	<i>C. c. fuscus</i>	Panamá (Caballero et.al., 1957)

<i>Proterodiplostomum tumidulum</i>	<i>C. c. crocodilus</i>	Brasil Panamá (Skrjabin, 1964)
Dubois 1936; Thatcher, 1993	<i>C. c. fuscus</i>	Panamá  (Caballero et al., 1957; Skrjabin, 1964; Yamaguti, 1971; CCNH, 1997)
<i>Digenio sin identificar</i>	<i>C. c. crocodilus</i>	Travassos, 1940

---

**Cuadro 4.** Nematoda descritos en *Caiman crocodilus*.

Lista de verificación de interacción parásito - hospedador del Orden Crocodylia (Tellez, 2013).

Filo	Orden	Familia	Especie	Hospedador	Nota
Nematoda	Ascaridida	Ascarididae	<i>Ascaris sp.</i>	<i>C. c. chiapsius</i>	México
			<i>Brevimulticaecum baylisi</i>	<i>C. c. crocodilus</i>	Brasil Venezuela
			Travassos, 1933		
			<i>Brevimulticaecu, pintoii</i>	<i>C. c. crocodilus</i>	Holanda Paraguay
			Sprent, 1979		
			<i>Brevimulticaecum stekhoveni</i>	<i>C. c. crocodilus</i>	Brasil
			Baylis, 1947		
			<i>Brevimulticaecum tenuicolle</i>	<i>C. c. crocodilus</i>	
			Rudolphi, 1819		
			<i>Ascaris tenuicollis</i>		
			Diesing, 1851		
			<i>Dujardinascaris chabaudi</i>	<i>C. c. crocodilus</i>	Venezuela
Rudolphi, 1819					
<i>Dujardinascaris helicina</i>	<i>C. c. crocodilus</i>				
Molin, 1860					
<i>Dujardinascaris longispicula</i>	<i>C. c. crocodilus</i>	Brasil Venezuela			

		Travassos, 1933		
		<i>Dujardinascaris paulista</i>	<i>C. c. crocodilus</i>	Brasil Venezuela
		Travassos, 1933		
		<i>Multicaecum sp.</i>	<i>C. c. crocodilus</i>	USA
		Baylis, 1923		
		<i>Ortleppascaris alata</i>	<i>C. c. crocodilus</i>	Trinidad Venezuela
		Baylis, 1947		Brasil
		o		
		<i>Dujardinascaris alata</i>		
		Skryabin et al., 1969		
		<i>Trispiculascaris trispiculascaris</i>	<i>C. c. crocodilus</i>	Panamá (NPC,2010)
		Travassos, 1920	<i>C. c. fuscus</i>	
Trichocephalida	Trichinellidae	<i>Tricginella sp.</i>	<i>C. c. crocodilus</i>	
		Railliet, 1895		
Enoplida	Dioctophymatidae	<i>Eustrongylides ignotus</i>	<i>C. c. crocodilus</i>	
		Jagerskiold, 1990		
Rhabditida	Oswaldofilariidae	<i>Oswaldofilaria bacillaris</i>	<i>C. c. crocodilus</i>	Brazil, Venezuela ,
		<i>Molin, 1858</i>		Guinea Francesa, USA
Camallanida	Micropleudidae	<i>Micropeura sp.</i>	<i>C. c. crocodilus</i>	USA
		<i>Linstow, 1906</i>		

*o*

*Micropleura*  
*ascariforme*

NPC, 2010

*Micropleura vazi*  
*Travassos, 1933*

*C. c.*  
*crocodilus*

Brasil

---

**Cuadro 5.** Descripción de sitios de muestreo.

	Los Santos			Coclé			Panamá			
	Guararé	El Valle de Antón	Niatá	Penonomé	Zoológico Zummít	Villa Zaita				
	Albina Grande	Serpentario Mil Maravillas	Finca Ganadera Carlos Lee	Zoológico Privado Buena Ventura						
<b>Coordenadas</b>	7°52'4.55" N 80°18'36.10" O	8°36'40.90" N 80° 7'35.68" O	8°21'2.43" N 80°31'22.15" O	8°20'44.63" N 80°10'15.24" O	9°3'54.32" N 79°38'43.06" O	9°5'25.91" N 79°30'23.77" O				
<b>Descripción</b>	Finca ganadera.	Es un centro de investigación en el Valle de Antón, dedicado al manejo, conservación y rescate de fauna.	Centro de rescate, conservación e investigación de fauna silvestre.	Finca ganadera.	Es una comunidad costera exclusiva que posee un Zoológico privado, situado en un entorno tropical que se caracteriza por la conservación del medio natural y mantener un equilibrio en el mismo.	Parque municipal que da a conocer la fauna y flora nacional y cuenta con el atractivo del águila arpia.	Residencial privado.			
<b>Clima Temperatura y Precipitación</b>	<i>Clima Tropical con estación seca prolongada:</i> Cálido con temperaturas medias de 26 a 27°C. Los totales pluviométricos en esta área tienen un rango de 1275- 1500mm.	<i>Clima Subecuatorial con estación seca:</i> Se presenta como el clima de mayor extensión en Panamá; sin embargo, en el Valle de Antón presenta precipitaciones anuales de 2701-3000mm y temperaturas entre 22-24 °C	<i>Clima Tropical con estación seca prolongada:</i> Cálido con temperaturas medias de 27 a 28°C y precipitaciones inferiores a 2.500 mm son los más bajos de todo el país	<i>Clima Tropical con estación seca prolongada:</i> Cálido con temperaturas medias de 26 a 27°C. Los totales pluviométricos anuales, siempre inferiores a 1.500 mm	<i>Clima Tropical con estación seca prolongada:</i> Cálido con temperaturas medias de 27 a 28°C y precipitaciones inferiores a 2.500 mm son los más bajos de todo el país					
<b>Ecorregiones</b>	<i>Bosque Seco de Panamá:</i> Es de importancia local y producto de las amenazas a las que está inducido (Expansión ganadera y agrícola, quemas, contaminación por herbicidas, cacería, entre otros), se encuentra en estado crítico de conservación.	<i>Bosque Húmedo del lado Pacífico del Istmo:</i> Sobresale por presentar una diversidad biológica con prioridad para conservar y se considera en peligro, ya que está amenazada por la deforestación, agricultura, ganadería, contaminación por quema e introducción de especies exóticas.	<i>Bosque Seco de Panamá:</i> Es de importancia local y producto de las amenazas a las que está inducido (Expansión ganadera y agrícola, quemas, contaminación por herbicidas, cacería, entre otros), se encuentra en estado crítico de conservación.	<i>Bosque Húmedo del lado Atlántico del Istmo:</i> Presenta una biodiversidad sobresaliente a escala biorregional; pero, la extracción forestal, así como la expansión agrícola, cacería y extractivismo, hacen de esta región vulnerable en conservación.						
<b>Zonas de Vida Vegetación</b>	Bosque Seco Premontano con sistema productivo con vegetación leñosa natural o espontánea significativa	Bosque Muy Húmedo sobresaliendo un bosque perennifolio ombrofílo tropical latifoliado de tierras bajas, bastante intervenido.	Bosque Seco Premontano	Bosque Húmedo Tropical						

**Cuadro 2.** Capturas de *Caiman crocodilus fuscus* según sus condiciones de vida.

<b>Condición de vida</b>	<b>Capturados</b>
Cautiverio	22
Silvestre	12
Total	34

**Cuadro 3.** Frecuencia de muestras de *C. c. fuscus* parasitadas.

<b>Característica</b>	<b>Frecuencia (n)</b>	<b>Porcentaje (%)</b>
Parasitadas	27	79.4
No Parasitadas	7	20.6
Total	34	100

**Cuadro 4.** Frecuencia de parásitos en muestra de heces de *C. c. fuscus* según la condición de vida, cautiverio versus silvestre.

<b>Condición de vida</b>	<b>Muestra Parasitadas</b>	<b>Porcentaje (%)</b>
Cautiverio (n: 22)	16	59.3
Silvestre (n: 12)	11	40.7
Total	27	100

**Cuadro 5.** Presencia de parásitos en muestra de heces de *C. c. fuscus* silvestres.

<b>Condición de vida</b>	<b>Frecuencia parasitadas</b>	<b>Porcentaje (%)</b>	<b>Frecuencia no parasitadas</b>	<b>Porcentaje (%)</b>	<b>Total %</b>
Silvestre (n: 12)	11	91.7	1	8.3	100

**Cuadro 6.** Presencia de parásitos en muestra de heces de *C. c. fuscus* en cautiverio.

<b>Condición de vida</b>	<b>Frecuencia parasitadas</b>	<b>Porcentaje (%)</b>	<b>Frecuencia no parasitadas</b>	<b>Porcentaje (%)</b>	<b>Total %</b>
Cautiverio (n: 22)	16	72.7	6	27.3	100

**Cuadro 7.** Prevalencia de grupos parasitarios en *C. c. fuscus*.

<b>Grupo parasitario</b>	<b>Hospedadores (n)</b>	<b>Prevalencia (%)</b>
Protozoarios	22	64.7
Trematodos	4	11.8
Nematodos	5	14.7

**Cuadro 8.** Frecuencia de grupos parasitarios presentes en muestras de heces de *C. c. fuscus* según la condición de vida, cautiverio o silvestre.

Grupos parasitarios	Hospedadores en cautiverio (n: 22)		Hospedadores en silvestre (n: 12)	
	Frecuencia	Porcentaje (%)	Frecuencia	Porcentaje (%)
Protozoarios	15	93.8	11	61.1
Trematodos	0	0.0	3	16.7
Nematodos	1	6.3	4	22.2
Total	16	100	18	100

**Cuadro 9.** Prevalencia de géneros parasitarios.

Géneros Parasitarios	Hospedadores Parasitados	Prevalencia (%)
<i>Trichomonas sp.</i>	2	5.9
<i>Blastocystis sp.</i>	5	14.7
<i>Eimeria sp.</i>	10	29.4
<i>Entamoeba sp.</i>	17	50.0
<i>Schistosoma sp.</i>	2	5.9
<i>Diplostomun sp.</i>	2	5.9
<i>Proterodiplostomun sp.</i>	2	5.9
<b>Digenido no Identificado</b>	2	5.9
<i>Ascaris sp.</i>	3	8.8
<i>Strongyloides sp.</i>	1	2.9
<i>Toxocara sp.</i>	1	2.9

**Cuadro 10.** Frecuencia de géneros parasitarios presentes en *C. c. fuscus* según la condición de vida, cautiverio o silvestre.

Géneros	Hospedadores en cautiverio (n: 22)		Hospedadores en silvestre (n: 12)	
	Frecuencia	Porcentaje %	Frecuencia	Porcentaje %
<i>Trichomona sp.</i>	0	0	2	6.1
<i>Blastocystis sp.</i>	3	15.8	2	6.1
<i>Eimeria sp.</i>	4	21.1	6	18.2
<i>Entamoeba sp.</i>	11	57.9	11	33.3
<i>Schistosoma sp.</i>	0	0	2	6.1
<i>Diplostomun sp.</i>	0	0	2	6.1
<i>Proterodiplostomun sp.</i>	0	0	2	6.1
Digenido no Identificado	0	0	2	6.1
<i>Ascaris sp.</i>	0	0	3	9.1
<i>Toxocara sp.</i>	1	5.3	0	0
<i>Strongyloides sp.</i>	0	0	1	3.0
Total	19	100	33	100

**Cuadro 11.** Capturas de *C. c. fuscus* según condiciones de vida, sitios de muestreo y sexo.

<b>Condición de vida</b>	<b>Sitio de muestreo</b>	<b>Hembras (n:14)</b>	<b>Machos (n:20)</b>
Cautiverio (n: 22)	Serpentario Maravillas tropicales (n: 5)	3	2
	Zoológico el Níspero (n: 2)	1	1
	Zoológico Privado Buenaventura (n: 13)	3	10
	Parque Municipal Summit (n: 2)	0	2
Silvestres (n: 12)	Finca Privada en Nata (n: 6)	3	3
	Capira (n: 2)	2	0
	Finca Privada Albina Grande (n: 3)	1	2
	Villa Zaita (n: 1)	1	0

**Cuadro 12.** Frecuencia de hospedadores parasitados según su condición de vida (cautiverio) y sitio de muestreo.

Condición de vida	Sitios de muestreo	Hospedadores parasitados (n: 16)	
		Frecuencia	Porcentaje (%)
Hospedadores en cautiverio (n: 22)	Serpentario Maravillas tropicales (n: 5)	5	31.3
	Zoológico el Níspero (n: 2)	1	6.3
	Zoológico Privado Buenaventura (n: 13)	8	50.0
	Parque Municipal Summit (n: 2)	2	12.5
Total		16	100

**Cuadro 13.** Frecuencia de hospedadores parasitados según su condición de vida (silvestre) y sitio de muestreo.

Condición de vida	Sitios de muestreo	Hospedadores parasitados (n: 11)	
		Frecuencia	Porcentaje (%)
Hospedadores en silvestre (n: 12)	Finca Privada en Nata (n: 6)	6	54.5
	Capira/Serpentario Maravillas tropicales (n: 2)	2	18.2
	Finca Privada Albina Grande (n: 3)	3	27.3
	Villa Zaita (n: 1)	0	0
Total		11	100

**Cuadro 14.** Frecuencia parasitaria de acuerdo con el sexo.

Sexo	Frecuencia parasitaria	Porcentaje (%)
Hembras (n: 14)	10	37.0
Machos (n: 20)	17	63.0
Total	27	100

**Cuadro 15.** Carga Parasitaria de *Caiman crocodrilus* según condición de vida y sexo.

Condición de vida	Hembras (n: 14)				Machos (n: 20)			
	Parasitados		No parasitados		Parasitados		No parasitados	
	Frecuencia	Porcentaje (%)	Frecuencia	Porcentaje (%)	Frecuencia	Porcentaje (%)	Frecuencia	Porcentaje (%)
Hospedadores en cautiverio (n: 22)	4	40	3	75	12	70.6	3	100
Hospedadores en Silvestres (n: 12)	6	60	1	25	5	29.4	0	0
Total	10	100	4	100	17	100.0	3	100

**Cuadro 16.** Frecuencia hospedadores en cautiverio, parasitados y no parasitados, según sitio de colecta y el sexo.

Condición de vida	Sitio de muestreo	Hembras (n: 14)				Machos (n: 20)			
		Parasitados		No parasitados		Parasitados		No parasitados	
		Frecuencia	Porcentaje (%)	Frecuencia	Porcentaje (%)	Frecuencia	Porcentaje (%)	Frecuencia	Porcentaje (%)
Hospedadores en cautiverio (n: 22)	Serpentario Maravillas tropicales (n: 5)	3	75	0	0	2	16.7	0	0
	Zoológico el Níspero (n: 2)	0	0	1	33.3	1	8.3	0	0
	Zoológico Privado Buenaventura (n: 13)	1	25	2	66.7	7	58.3	3	100
	Parque Municipal Summit (n: 2)	0	0	0	0	2	16.7	0	0
Total		4	100	3	100	12	100	3	100

**Cuadro 17.** Frecuencia hospedadores en silvestre, parasitados y no parasitados, según sitio de colecta y el sexo.

Condición de vida	Sitio de muestreo	Hembras (n: 14)				Machos (n: 20)			
		Parasitados		No parasitados		Parasitados		No parasitados	
		Frecuencia	Porcentaje (%)	Frecuencia	Porcentaje (%)	Frecuencia	Porcentaje (%)	Frecuencia	Porcentaje (%)
Hospedadores en Silvestres (n: 12)	Finca Privada en Nata (n: 6)	3	50	0	0	3	60	0	0
	Capira/Serpentario Maravillas tropicales (n: 2)	2	33.3	0	0	0	0	0	0
	Finca Privada Albina Grande (n: 3)	1	16.67	0	0	2	40	0	0
	Villa Zaita (n: 1)	0	0	1	100	0	0	0	0
Total		6	100	1	100	5	100	0	0

**Cuadro 18.** Frecuencia de grupos parasitarios presentes en *C. c. fuscus* según la condición de vida, silvestre o cautiverio, y el sexo.

Grupos parasitarios	Hospedadores en cautiverio (n: 22)				Hospedadores en Silvestres (n: 12)			
	Hembras positivas (n: 11)		Machos Positivos (n: 16)		Hembras positivas (n: 11)		Machos Positivos (n: 16)	
	Frecuencia	Porcentaje (%)	Frecuencia	Porcentaje (%)	Frecuencia	Porcentaje (%)	Frecuencia	Porcentaje (%)
	Protozoarios	4	100	11	92	6	67	5
Trematodos	0	0	0	0	1	11	2	22
Nematodos	0	0	1	8	2	22	2	22
Total	4	100	12	100	9	100	9	100

**Cuadro 19.** Frecuencia de grupos parasitarios presentes en *C. c. fuscus* según sitio de muestreo y condición de vida, cautiverio.

Condición de vida	Sitios de muestreo	Protozoarios		Trematodos		Nematodos	
		Frecuencia	Porcentaje (%)	Frecuencia	Porcentaje (%)	Frecuencia	Porcentaje (%)
	Serpentario Maravillas tropicales (n: 5)	5	33.3	0	0	0	0
Hospedadores en cautiverio (n: 22)	Zoológico el Níspero (n: 2)	1	6.7	0	0	0	0
	Zoológico Privado Buenaventura (n: 13)	8	53.3	0	0	0	0
	Parque Municipal Summit (n: 2)	1	6.7	0	0	1	100
	Total	15	100	0	0	1	100

**Cuadro 20.** Frecuencia de grupos parasitarios presentes en *C. c. fuscus* según sitio de muestreo y condición de vida, silvestre.

Condición de vida	Sitios de muestreo	Protozoarios		Trematodos		Nematodos	
		Frecuencia	Porcentaje (%)	Frecuencia	Porcentaje (%)	Frecuencia	Porcentaje (%)
Hospedadores en Silvestres (n: 12)	Finca Privada en Nata (n: 6)	6	54.5	3	100	4	100
	Capira/Serpentario Maravillas tropicales (n: 2)	2	18.2	0	0	0	0
	Finca Privada Albina Grande (n: 3)	3	27.3	0	0	0	0
	Villa Zaita (n: 1)	0	0.0	0	0	0	0
	Total	11	100	3	100	4	100

**Cuadro 21.** Parasitismo según la talla de los hospederos.

<b>Grupo etario*</b>	<b>Parasitado</b>		<b>No parasitado</b>	
	<b>Frecuencia (n)</b>	<b>Porcentaje (%)</b>	<b>Frecuencia (n)</b>	<b>Porcentaje (%)</b>
Neonatos - Clase I (n= 0)	0	0	1	14.3
Prejuveniles - Clase II (n= 1)	8	29.7	1	14.3
Juveniles - Clase III (n= 11)	18	66.6	5	71.4
Adultos - Clase IV (n=21)	1	3.7	0	0

**Grupo etario\*:** Clase I: < 30 cm, Clase II: 30.1 – 50 cm, Clase III: 50.1 – 120 cm, Clase IV: 120.1 – 180 cm. (Velasco O, A. & Ayarzagüena, J., 1995)

**Cuadro 22.** Frecuencias de parasitismo según longitud del cuerpo.

Grupos	Intervalos de Grupo		Fi	Fi	Fr	fr %
	<i>Lim. Inf.</i>	<i>Lim. Sup.</i>				
1	79	89	4	4	0.182	18.2
2	90	100	2	6	0.091	9.1
3	101	111	2	8	0.091	9.1
4	112	122	4	12	0.182	18.2
5	123	133	2	14	0.091	9.1
<b>6</b>	<b>134</b>	<b>144</b>	<b>6</b>	<b>20</b>	<b>0.273</b>	<b>27.3</b>
7	145	155	0	20	0	0
8	156	166	0	20	0	0
9	167	177	1	21	0.045	4.5
10	178	387	1	22	0.045	4.5
			22		1	100

**Cuadro 23.** Valor promedio ( $\pm$  DE) de hematocrito y hemoglobina de *C. c. fuscus*.

Condición de vida.	Hematocrito (%)		Hemoglobina (g/dl)	
	N	%	N	g/dl
Ambas (Todas las capturas)	28	34.6 $\pm$ 10.9	28	10.7 $\pm$ 3.9
Cautiverio	17	37.2 $\pm$ 9.7	17	10.9 $\pm$ 4.1
Silvestre	11	30.7 $\pm$ 11.8	11	10.2 $\pm$ 3.9

**Cuadro 24.** Hematocrito general de *C. c. fuscus*.

Grupos	Intervalos de Grupo					
	Lim. Inf.	Lim. Sup.	Fi	Fi	Fr	fr %
1	12	19	3	3	0.107	10.7
2	20	27	4	7	0.143	14.3
3	28	35	5	12	0.179	17.9
<b>4</b>	<b>36</b>	<b>43</b>	<b>9</b>	<b>21</b>	<b>0.321</b>	<b>32.1</b>
5	44	51	6	27	0.214	21.4
6	52	59	1	27	0.036	3.6
			28		1.0	

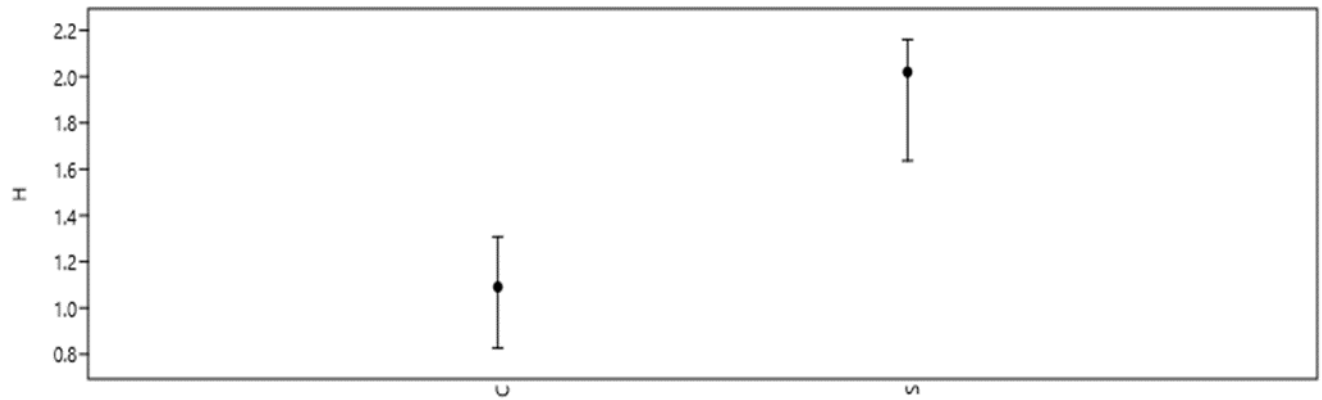
**Cuadro 25.** Hemoglobina (g/dl) de *C. c. fuscus*.

<b>Grupos</b>	<b>Intervalos de Grupo</b>		<b>Fi</b>	<b>Fi</b>	<b>Fr</b>	<b>fr %</b>
	<i>Lim. Inf.</i>	<i>Lim. Sup.</i>				
1	4	7.9	5	5	0.179	17.9
2	8	11.9	7	12	0.250	25.0
<b>3</b>	<b>12</b>	<b>15.9</b>	<b>14</b>	<b>26</b>	<b>0.500</b>	<b>50.0</b>
4	16	19.9	2	28	0.071	7.1
			28		1.0	100

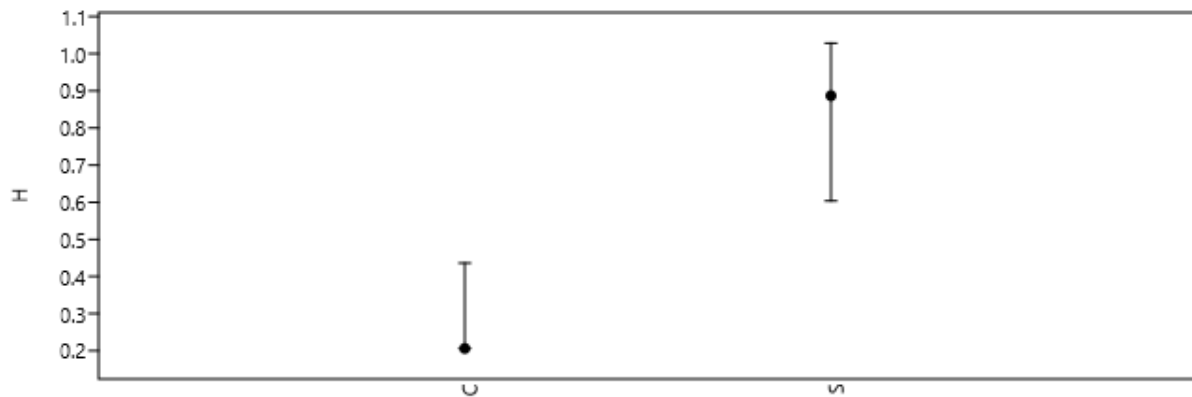
**Cuadro 26.** Comparación de los valores hematológicos con otros estudios.

	Hematocrito (%)	Hemoglobina (g/dl)	Especie
Anderson-Aguilar, 2018	<b>34 (12-56)</b>	<b>10.7 (4-18.7)</b>	<b><i>C.c. fuscus</i></b>
Troiano et al., 1996	27	12	<i>C.crocodilus</i>
Troiano et al. 1996	22	9.4	<i>C. latirostris</i>
Molina 2002	18-28	3.5-11.3	<i>A. missisipiensis</i>
Mader, 2006	12-40	3.7-11.3	
Manzanilla, 2011	24.76	8.27	<i>C. intermedius</i>
Cortéz, 2013	31	10.33	<i>C.crocodrilus</i>
Santa María, 2015	26.3	7.8	<i>C.crocodilus</i>

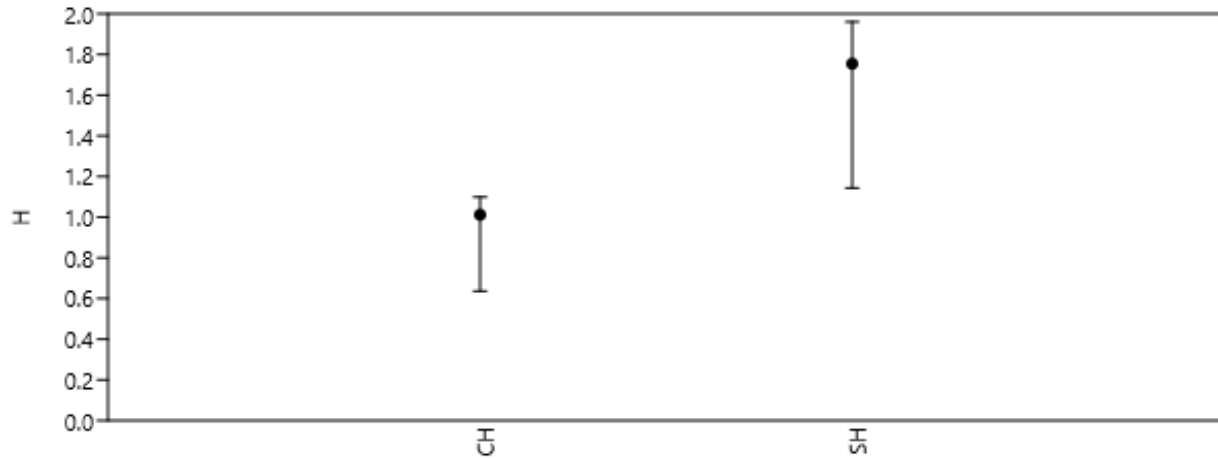
## Anexos II: Gráficos.



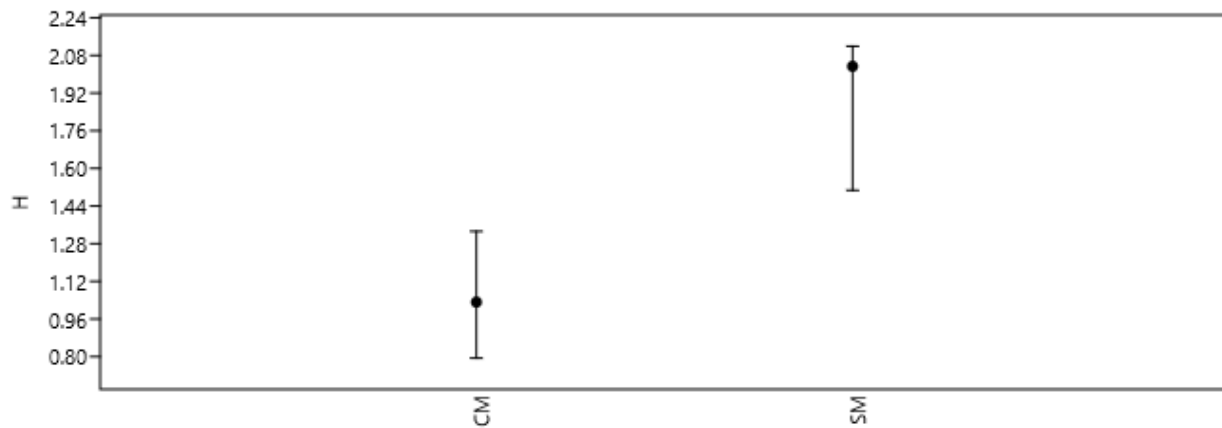
**Gráfica 1.** Comparaciones índices de diversidad de Shannon-Weaver parásitos según condición de vida (Cautiverio-Silvestre), cautiverio H: 1.0909 y silvestre H: 2.0195.



**Gráfica 2.** Comparaciones índices de diversidad de acuerdo con su condición de vida (Cautiverio – Silvestre) grupos parasitarios, cautiverio H: 0.20619 y silvestre H: 0.88694.

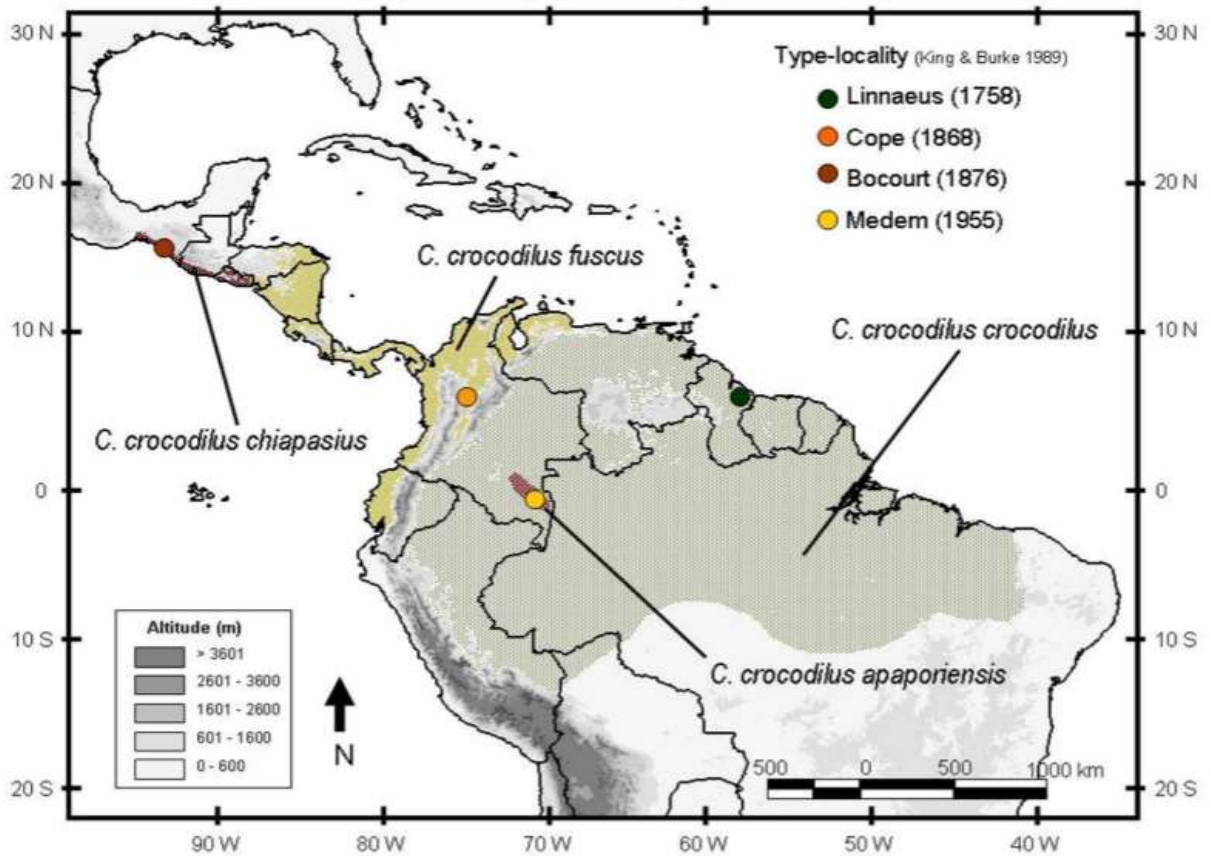


**Gráfica 3.** Comparaciones índices de diversidad de Shannon-Weaver en las Hembras de acuerdo con su condición de vida (Cautiverio – Silvestre), hembras cautiverio H: 1.7541 y hembras silvestre H: 2.0337.

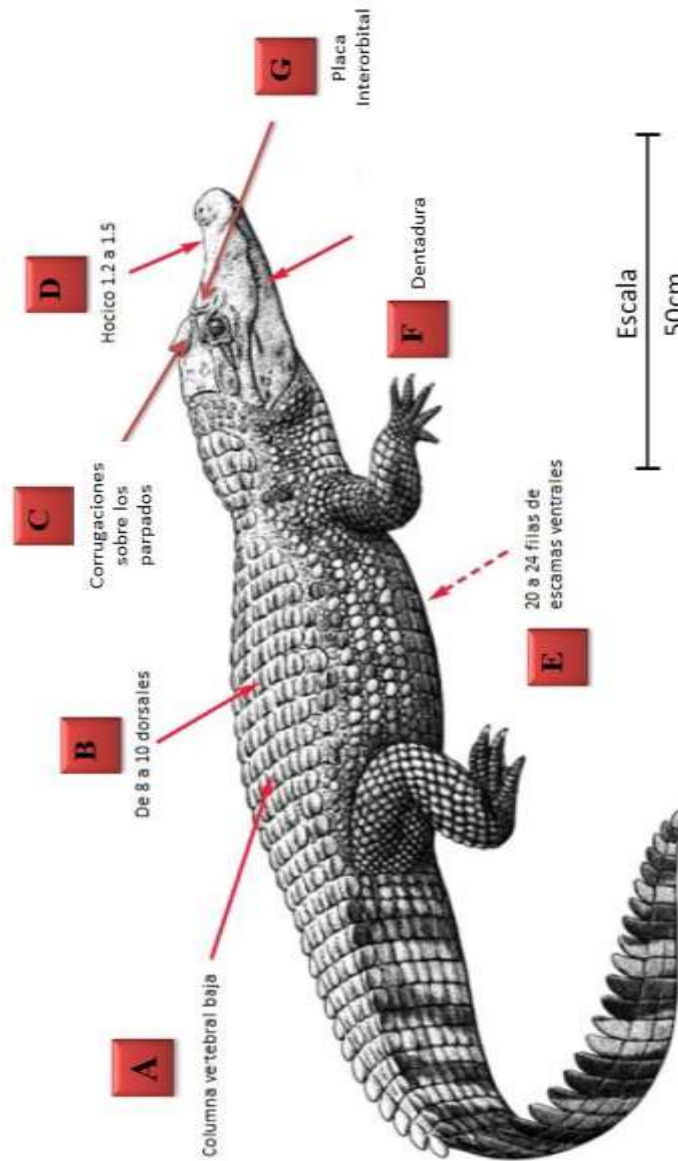


**Gráfica 4.** Comparaciones índices de diversidad de Shannon-Weaver en los Machos de acuerdo con su condición de vida (Cautiverio – Silvestre), machos cautiverio H: 1.0318 y machos silvestre H: 2.0337.

# Anexos III: Figuras.



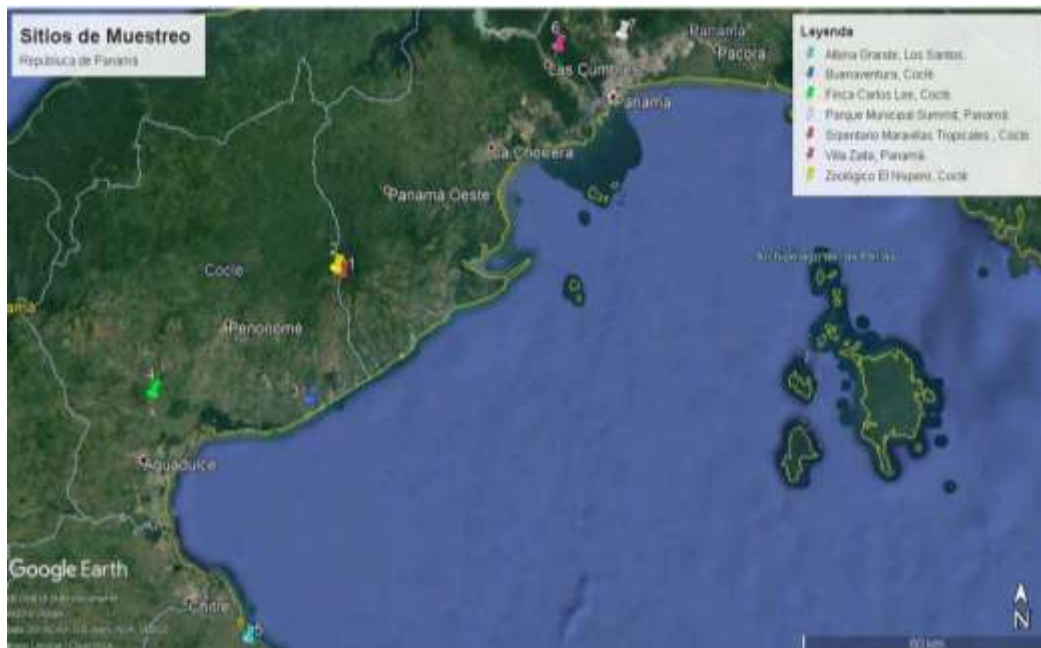
**Figura 1.** Distribución de *Caiman crocodilus*. Distribución de las subespecies del caimán común (*Caiman crocodilus*) de acuerdo con un análisis de mtADN y la posición del haplotipo (Escobedo et al., 2011; Venegas-Anaya, 2008).



**Figura 2.** Características morfológicas del *C. c. fuscus*. A. Columna vertebral baja.; B. 8 – 10 dorsales.; C. Corrugaciones sobre los párpados.; D. Hocico de 1.2 a 1.5 cm.; E. 20 a 24 filas de escamas ventrales.; F. Dentadura.; G. Placa interorbital. (Imagen adaptada de: Minister of environment 1995).



**Figura 3.** Puntos de muestreo, provincia de Coclé, provincia de Los Santos, provincia de Panamá.



**Figura 4.** Puntos de muestreo.



**Figura 5.** Sitios de muestreo.



Lazo corredizo.

Atarraya.

Trampa Tomahawk.

**Figura 6.** Métodos de captura.



Toma de medida.

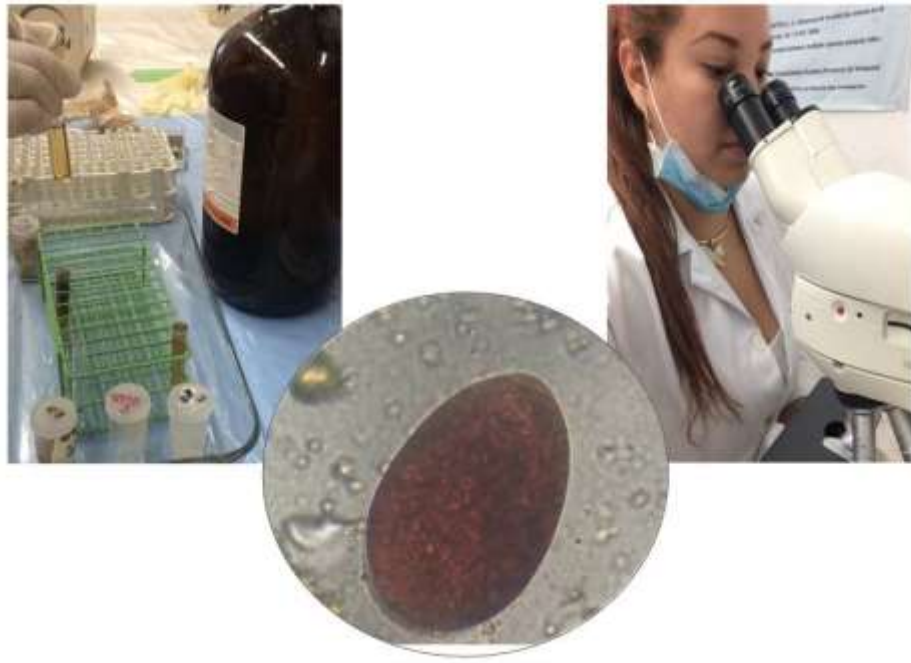
Estimulación ano - rectal.

Venopunción.

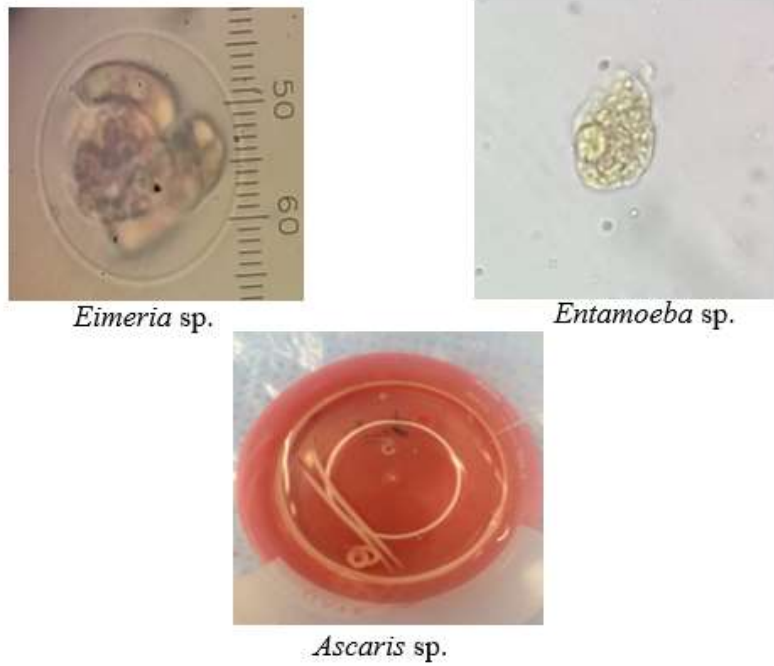
**Figura 7.** Toma de muestra.



**Figura 8.** Liberación.



**Figura 9.** Análisis de muestras fecales, huevo tipo fasciolidae.



**Figura 10.** Formas parasitarias detectadas en heces de *C. c. fuscus*.



**Figura 11.** Análisis de muestras hematológicas.



**Figura 12.** Grupo de trabajo.

Gracias