

UNIVERSIDAD NACIONAL DE AGRICULTURA
FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA

IDENTIFICACIÓN DE PARÁSITOS EN LAGARTOS DE LOS GÉNEROS
CTENOSAURA, ABRONIA Y SCELOPORUS EN LA COLECCIÓN PRIVADA Y
CENTRO DE RESCATE «EL OCOTAL», FRANCISCO MORAZÁN, HONDURAS

POR:

DEIRY LOANA ORDOÑEZ PINOT

INFORME DE TESIS



CATACAMAS, OLANCHO

HONDURAS, C.A.

NOVIEMBRE, 2025

IDENTIFICACIÓN DE PARÁSITOS EN LAGARTOS DE LOS GÉNEROS
CTENOSAURA, ABRONIA Y SCELOPORUS EN LA COLECCIÓN PRIVADA Y
CENTRO DE RESCATE «EL OCOTAL», FRANCISCO MORAZÁN, HONDURAS

POR:

DEIRY LOANA ORDOÑEZ PINOT

HELEN ESTEFANY MARTINEZ LOBO M.Sc

ASESOR PRINCIPAL

CYNTHIA SARAHI RAMOS FIGUEROA M.S.c

JUAN PABLO SUAZO EUCEDA PhD.

ASESORES SECUNDARIOS

INFORME DE TESIS PRESENTADO A LA UNIVERSIDAD NACIONAL DE
AGRICULTURA COMO REQUISITO PREVIO A LA OBTENCIÓN DEL TÍTULO DE
MÉDICO VETERINARIO

CATACAMAS, OLANCHO

HONDURAS, C.A.

NOVIEMBRE, 2025

DEDICATORIA

Le dedico este maravilloso logro, en primer lugar, al divino **Creador** de los cielos y la tierra, por cuidarme y guiarme en este camino, por su inmenso amor y misericordia.

A mis padres, **Jorge Ordoñez y Ledis Pinot**, con el corazón lleno de gratitud, porque este triunfo no es solo mío, sino también de ellos.

A mi sobrina **Hillary Zelaya**, con todo el amor de mi alma, quien con su ternura y admiración se ha convertido en una de mis mayores motivaciones. Saber que soy su ejemplo a seguir me impulsa a superarme cada día y a no rendirme.

A mi hermana **Michell Pinot**, mi compañera de vida, con quien he compartido alegrías, retos y aprendizajes. Gracias por caminar conmigo en las buenas y en las malas, por tu comprensión y por ser siempre un pilar de amor y fortaleza.

A la memoria de mi amado abuelo **Vicente Pinot**, mi mayor inspiración y ejemplo de nobleza, quien me enseñó el valor de la humildad, la bondad y el amor por los animales. Su recuerdo vive en cada paso que doy y en cada logro alcanzado.

A mi hermana de otra madre, **Angie Fong**, por su amistad sincera e incondicional. Gracias por ser esa voz de aliento cuando las fuerzas flaquean, por celebrar mis logros como si fueran tuyos y por recordarme siempre cuánto valgo; a la distancia, te envío un fuerte abrazo lleno de cariño.

Finalmente, a **Fernando Espinal**, quien ha estado presente en cada etapa de este proyecto, brindándome su apoyo constante, su paciencia y su motivación.

AGRADECIMIENTOS

Quiero expresar mi más sincero agradecimiento a **Dios**, por darme la fortaleza, la guía y la sabiduría necesaria para culminar este proyecto; por acompañarme en cada paso del camino, iluminar mis decisiones y bendecirme con las oportunidades que me permitieron alcanzar este logro. A Él encomiendo cada triunfo y cada aprendizaje que me ha hecho crecer como persona y profesional.

A mi papá, **Jorge Ordoñez**, quien siempre ha sido mi ejemplo de trabajo, disciplina y perseverancia. Gracias por apoyarme en cada etapa de mi vida, por hacer posible que mis sueños se hicieran realidad y por confiar en mí incluso cuando las circunstancias parecían difíciles. Con mucho amor y gratitud, gracias por caminar a mi lado.

A mi mamá, **Ledis Pinot** mi mejor amiga y confidente, gracias por sus oraciones, su paciencia y amor incondicional. Gracias por luchar conmigo por este sueño, por no soltar mi mano y por impulsarme a seguir adelante aun en los momentos de duda. Le agradezco con todo mi corazón, mami, por ser mi mayor fuente de inspiración, mi refugio y mi fortaleza.

A mis asesores, **Helen Martínez, Juan Pablo Suazo y Cynthia Ramos**, por su guía, apoyo constante, paciencia y valiosos conocimientos. Gracias por dedicar su tiempo, compartir su experiencia y orientarme con sabiduría a lo largo de este proceso. Su compromiso y acompañamiento fueron fundamentales para la culminación de esta tesis.

A **Alejandro Velásquez**, por brindarme la oportunidad de realizar mi proyecto de investigación en la Colección Privada y Centro de Rescate **El Ocotal**, y por su apoyo, disposición y confianza. Extiendo también mi agradecimiento a **Moisés Velásquez y Lisbeth Bautista**, quienes compartieron conmigo sus conocimientos y su tiempo, contribuyendo de manera significativa al desarrollo del proyecto.

A **Juan Espinoza** y **Edward Ordoñez**, por su apoyo incondicional, por motivarme en los momentos de cansancio y por acompañarme en largas noches de trabajo. Gracias por su amistad, su ánimo y por recordarme que todo esfuerzo tiene su recompensa.

A **Fernando Espinal**, por ser mi compañero en todo este proceso, por su amor, comprensión y paciencia. Gracias por estar presente en cada paso, por celebrar mis logros, levantarme en los días difíciles y brindarme la motivación necesaria para seguir adelante. Tu apoyo ha sido una pieza clave en este camino.

Finalmente, mi gratitud a todas las personas que, de una u otra forma, contribuyeron al desarrollo de esta tesis. A quienes ofrecieron su tiempo, conocimientos, ayuda técnica o palabras de aliento, muchas gracias. Cada gesto de apoyo, por pequeño que parezca, tuvo un gran significado en este proceso. Este logro no es solo mío, sino también de todos aquellos que creyeron en mí y me acompañaron en esta etapa tan importante de mi vida.

CONTENIDO

I.	INTRODUCCIÓN.....	1
II.	OBJETIVOS.....	3
	2.1 Objetivo General.....	3
	2.2 Objetivos Específicos	3
III.	REVISIÓN DE LITERATURA	4
	4.1 Antecedentes de parásitos hemáticos y gastrointestinales en lagartos	4
	4.2 Especies consideradas para el estudio	5
	4.3 Parásitos en lagartos	7
	4.3.1 Hemoparásitos	7
	4.3.2 Parásitos gastrointestinales	13
IV.	MATERIALES Y MÉTODOS.....	17
	5.1 Descripción del sitio de investigación	17
	5.2 Enfoque metodológico y diseño del estudio.....	18
	5.3 Población y muestra	18
	5.5 Materiales y equipo	19
	5.6 Metodología.....	19
	5.6.1 Etapa 1. Selección de individuos, evaluación clínica y marcaje	19
	5.6.2 Etapa 2. Condiciones de manejo.....	19
	5.6.3 Etapa 3. Toma de muestras biológicas	20
	5.6.4 Etapa 4. Procesamiento de muestras en laboratorio	21
	5.6.5 Etapa 5. Registro, y clasificación de datos	22

5.6.6 Etapa 6. Análisis de resultados	23
5.6.7 Consideraciones éticas.....	23
V. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	24
6.1 Presencia de hemoparasitos y parásitos gastrointestinales en pequeños lagartos de los géneros <i>Ctenosaura</i> , <i>Abronia</i> y <i>Sceloporus</i>	24
6.1.1 Presencia de parásitos hemáticos y gastrointestinales en <i>Abronia moreletii</i>	25
6.1.2 Presencia de parásitos hemáticos y gastrointestinales en <i>Sceloporus</i> spp.....	29
6.1.3 Presencia de parásitos hemáticos y gastrointestinales en <i>Ctenosaura flavidorsalis</i>	34
6.2 Discusión	39
VI. CONCLUSIONES	43
VII. RECOMENDACIONES	44
VIII. BIBLIOGRAFÍA	45
IX. ANEXOS	51

LISTA DE CUADROS

Cuadro 1. Principales protozoos gastrointestinales reportados en pequeños lagartos, detallando su localización, morfología observada al microscopio según Jacobson (2021).	14
Cuadro 2. Helmintos gastrointestinales más comunes encontrados en pequeños lagartos, organizados por tipo (nematodos, cestodos y trematodos), incluyendo su localización, características morfológicas de los huevos según Jacobson (2021).	16
Cuadro 3. Prevalencia de hemoparásito en <i>Abronia moreletii</i> .	25
Cuadro 4. Frecuencia de parásitos gastrointestinales en <i>Abronia moreletii</i> .	26
Cuadro 5. Distribución de parásitos gastrointestinales por terrario en <i>Abronia moreletii</i> .	27
Cuadro 6. Prevalencia de géneros de hemoparásitos en <i>Sceloporus spp.</i>	30
Cuadro 7. Prevalencia de parásitos gastrointestinales en <i>Sceloporus spp.</i>	31
Cuadro 8. Prevalencia de hemoparásitos en <i>Ctenosaura flavidorsalis</i> .	35
Cuadro 9. Prevalencia de parásitos gastrointestinales en <i>Ctenosaura flavidorsalis</i> .	36

LISTA DE FIGURAS

Figura 1. Representación esquemática del ciclo de vida de Hepatozoon spp. 9

Figura 2. Características clave de los cinco conjuntos de hemoprotozoos (O'Donoghue, 2017:). 12

Figura 3. Mapa de ubicación De la Colección Privada y Centro de Rescate "El Ocotal" (QGIS, 2025). 17

Figura 4. Muestras positivas a hemoparásitos y parásitos gastrointestinales. 24

LISTA DE ANEXOS

Anexo 1. Formato para ficha de registro de las especies a muestreadas.....	52
Anexo 2. Ficha de registro acerca de las condiciones de manejo de los individuos.	53
Anexo 3. Formato para exámenes parasitológicos.....	54
Anexo 4. Resumen general de resultados.....	55
Anexo 5. Diferentes imágenes resultantes de la investigación.	56
Anexo 6. Imágenes de fases parasitarias encontradas en la investigación.	59
Anexo 7. Comparación de la frecuencia de hemoparásitos entre <i>Ctenosaura flavidorsalis</i> , <i>Sceloporus</i> spp. y <i>Abronia moreletii</i> utilizando la prueba de Chi-cuadrado.	65
Anexo 8. Prevalencia de hemoparásitos según sexo y estadio en <i>Abronia moreletii</i>	66
Anexo 9. Frecuencia de parásitos gastrointestinales según sexo y estadio <i>Abronia moreletii</i>	66
Anexo 10. Frecuencia de parásitos gastrointestinales según sexo y estadio en <i>Sceloporus</i> spp.	67
Anexo 11. Prevalencia de hemoparásitos en <i>Ctenosaura flavidorsalis</i> según etapa de desarrollo.	67
Anexo 12. Frecuencia de parásitos gastrointestinales según sexo y estadio en <i>Ctenosaura</i> <i>flavidorsalis</i>	67

LISTA DE IMAGENES

Imagen 1. Sceloporus spp. individuos ubicados en recipientes plásticos tomando el sol de la mañana y siendo colocados en agua para desprendimiento de muda pegada.	56
Imagen 2. Alimentación de los ejemplares estudiados. A). Sceloporus spp alimentándose de cucarachas juveniles (Blaptica dubia). B). Ctenosaura flavidorsalis alimentados con rallado de zanahoria y remolacha. C). Abronia moreletii alimentándose de tenebrios.	57
Imagen 3. Termohigrómetros permanentes en terrarios para evaluación continua de temperatura y humedad.	57
Imagen 4. Aislamiento de individuos para la obtención de muestras fecales.	57
Imagen 5. Parásitos adultos extraídos de muestra fecal a individuo 22 de <i>Ctenosaura flavidorsalis</i> tras la muerte súbita.	58
Imagen 6. Hemoparásitos encontrados en <i>Abronia moreletii</i>	59
Imagen 7. Parásitos gastrointestinales encontrados en <i>Abronia moreletii</i>	61
Imagen 8. Hemoparásitos encontrados en <i>Sceloporus</i> spp.	61
Imagen 9. Parásitos gastrointestinales encontrados en <i>Sceloporus</i> spp.	63
Imagen 10. Hemoparásitos encontrados en <i>Ctenosaura flavidorsalis</i>	63
Imagen 11. Parásitos gastrointestinales encontrados en <i>Ctenosaura flavidorsalis</i>	64
Imagen 12. Estadios adultos encontrados en <i>Ctenosaura flavidorsalis</i>	65

RESUMEN

El presente estudio se llevó a cabo en el Centro de Rescate El Ocotal con el objetivo de identificar hemoparásitos y parásitos gastrointestinales en tres especies de lagartos: *Ctenosaura flavidorsalis*, *Abronia moreletii* y *Sceloporus* spp. Se recolectaron 144 muestras sanguíneas y fecales, las cuales fueron procesadas mediante extendidos teñidos con Giemsa y la técnica coproparasitológica directa. Los resultados mostraron una prevalencia general del 45.2% para hemoparásitos, con predominio de *Schellackia* sp., *Plasmodium* sp. y *Hepatozoon* sp., mientras que la prevalencia de parásitos gastrointestinales fue del 100%, destacando *Entamoeba* sp., *Giardia* sp., Oxiuros, *Eimeria* sp. y estructuras compatibles con huevos de *Capillaria* sp. No se evidenciaron diferencias significativas entre sexos o especies en la presencia de parásitos. Los individuos parasitados presentaron signos clínicos como letargia, pérdida de peso y anorexia, compatibles con cuadros de anemia y alteraciones gastrointestinales leves. Las condiciones ambientales caracterizadas por alta humedad, favorecen la supervivencia y desarrollo de las formas infectantes, incrementando el riesgo de transmisión. Este estudio destaca la necesidad de mantener un monitoreo sanitario constante en reptiles bajo cuidado humano, así como fortalecer las medidas de bioseguridad y el manejo ambiental en los centros de rescate.

Palabras clave: Hemoparásitos; parásitos gastrointestinales; reptiles; *Ctenosaura flavidorsalis*; *Abronia moreletii*; *Sceloporus* spp.; prevalencia.

I. INTRODUCCIÓN

Los reptiles, en particular los lagartos, son hospedadores de una amplia variedad de hemoparásitos y parásitos gastrointestinales, como *Haemogregarina* sp, *Hepatozoon* sp. y diversos nemátodos y protozoarios. Estos organismos pueden alterar funciones fisiológicas, afectar la inmunidad y reducir el rendimiento reproductivo del hospedador. La transmisión suele implicar vectores hematófagos o la ingestión de estadios infectantes. Variables ambientales como la temperatura, humedad y densidad influyen en la dinámica parasitaria. Además, los parásitos actúan como indicadores biológicos del estado de salud de las poblaciones silvestres (Navarre 2011, Mendoza *et al.* 2020).

En la Colección Privada y Centro de Rescate “El Ocotal” ubicado en Sabanagrande, Francisco Morazán, Honduras se reciben frecuentemente individuos de estas especies producto de tráfico ilegal o en algunas ocasiones por accidentes humanos. Estos animales pueden llegar en condiciones de salud comprometidas, y la presencia de parásitos puede representar un riesgo adicional para su recuperación. Identificar estos parásitos sanguíneos y gastrointestinales permite detectar posibles agentes que afectan la fisiología, el bienestar e incluso la reproducción de las especies afectadas. Además, esta información puede ser utilizada para establecer medidas sanitarias y protocolos de diagnóstico oportuno en el centro.

Con el compromiso de la Universidad Nacional de Agricultura de fortalecer los lazos con la sociedad por medio de la vinculación social y el compromiso del desarrollo de investigación en el manejo de la fauna silvestre, a través de la carrera de Medicina Veterinaria en conjunto con En la Colección Privada y Centro de Rescate “El Ocotal” se realizó la investigación que presento como finalidad la identificación microscópica de endoparásitos en pequeños lagartos presentes en el centro, con el fin de establecer su presencia y posible relación con el

estado clínico general. Al centrarse en especies endémicas en Centroamérica, esta investigación también contribuye a la generación de conocimiento científico necesario para guiar futuras estrategias de conservación y mejorar el manejo veterinario en reptiles silvestres en cautiverio temporal.

II. OBJETIVOS

2.1 Objetivo General

Identificar la presencia de hemoparásitos y parásitos gastrointestinales en lagartos de los géneros *Ctenosaura*, *Abronia* y *Sceloporus* en la Colección Privada y Centro de Rescate “El Ocotal”, Sabanagrande, Francisco Morazán.

2.2 Objetivos Específicos

1. Identificar los géneros de hemoparásitos y parásitos gastrointestinales presentes en los individuos del género *Ctenosaura*, *Sceloporus* y *Abronia*, a través análisis coproparasitológicos.
2. Evaluar la signología clínica en los reptiles que resulten positivos a hemoparásitos y parásitos gastrointestinales de los tres géneros evaluados.
3. Identificar factores de riesgo asociados a infecciones parasitarias en lagartos en cautiverio.

III. REVISIÓN DE LITERATURA

4.1 Antecedentes de parásitos hemáticos y gastrointestinales en lagartos

Distintos estudios han evidenciado la presencia de hemoparásitos y parásitos gastrointestinales en reptiles silvestres y en cautiverio (Jacobson, 2021; Divers, 2020). En países como Colombia, México y Panamá se han identificado diversos protozoarios hemáticos como *Plasmodium*, *Hepatozoon*, *Schellackia*, *Trypanosoma*, *Lainsonia* y *Sauroplasma*, en especies de lagartos de los géneros *Anolis*, *Sceloporus*, *Iguana*, *Tupinambis* y otros (Telford, 2009; González, 2019). Estos parásitos pueden encontrarse en eritrocitos, leucocitos o libremente en la sangre, y presentan diferentes formas evolutivas como esporozoítos, gamontes, merozoítos o gametocitos. Asimismo, se han reportado infecciones por agentes rickettsiales, clamidiales y virales en células sanguíneas de reptiles.

En cuanto a los parásitos gastrointestinales, se ha documentado la presencia de protozoarios como *Eimeria*, *Isospora*, *Entamoeba* y *Nyctotherus* en diversas especies de lagartos como *Phelsuma*, *Gonatodes*, *Hemidactylus* y *Pogona*, a través de ooquistes esporulados recuperados de heces o vesícula biliar. Además, se han identificado helmintos como cestodos del género *Oochoristica*, nematodos como *Pharyngodon*, *Ascaris*, *Strongyloides*, *Rhabdias*, y trematodos con estadios larvales como miracidios, así como pentastómidos del género *Raillietiella*. Estos parásitos representan un riesgo potencial para los reptiles en condiciones de estrés, hacinamiento o cambios ambientales, por lo que su identificación y monitoreo resulta clave en contextos de conservación (Jacobson y Garner 2020, Valls 2020).

4.2 Especies consideradas para el estudio

El presente estudio se desarrolló con el objetivo de identificar hemoparásitos presentes en pequeños lagartos atendidos en La Colección Privada y Centro de Rescate "El Ocotal". Para ello se trabajó con ejemplares de distintas especies incautadas por las autoridades debido al tráfico ilegal de fauna silvestre. A continuación, se describen las especies incluidas en la investigación.

4.2.1 *Ctenosaura flavidorsalis*

Es una especie omnívora e insectívora de comportamiento terrestre, usa grietas en rocas o huecos en árboles. Habita bosques secos tropicales/subtropicales y zonas de transición con pino o roble en Guatemala, El Salvador y el sur de Honduras. Su población es escasa y poco estudiada. No existen estimaciones claras del tamaño poblacional, pero se sospecha una disminución continua. No es una especie migrante, sin embargo, puede sobrevivir en entornos alterados, pero en menor densidad (Köhler 2008).

Alcanza una longitud hocico-cloaca de hasta 24.4 cm y un peso máximo de 148 g, según registros recientes. La cola puede medir hasta 25.5 cm. Juveniles pueden medir desde 4.8 cm y pesar 16 g. En cautiverio, las hembras depositan entre 6 y 13 huevos. También enfrenta amenazas humanas por creencias erróneas y su caza para consumo o usos medicinales tradicionales. Ha sido vista en mercados locales y forma parte del comercio internacional de mascotas, motivo por el cual fue incluida en el Apéndice II de CITES y actualmente se clasifica como NT (casi Amenazada) en la lista roja de la UICN (CITES 2019, Reynoso *et al.* 2020).

4.2.2 *Abronia moreletii*

También conocido como lagarto caimán de morelet, es un lagarto escamoso endémico de Centroamérica. Es una especie terrestre, no migratoria. Su área de distribución va desde México a Nicaragua, en Honduras se puede encontrar en el suroeste, sureste, oeste y sierra noroeste. Se trata de una especie de hábitos diurnos, vivípara, semi arbórea y habita principalmente en bosques de pino-encino y bosques nubosos. También se encuentra en zonas parcialmente perturbadas, donde prefiere parches soleados para tomar el sol y acceder a más alimento (Köhler 2008).

Los machos presentan una longitud hocico-cloaca (SVL) promedio de 86.6 mm y las hembras de 78.5 mm. La relación longitud de cola/SVL varía entre 1.56 y 1.75 en machos, y entre 1.42 y 1.81 en hembras, lo que indica colas más largas que el cuerpo. Aunque no se reporta un peso corporal específico en esta fuente, con base en el tamaño, se estima que los adultos pueden pesar entre 30 y 60 gramos, dependiendo del estado corporal (McCranie 2018).

Según Ariano Sánchez *et al.* 2013, esta especie ha sido clasificada como LC (preocupación menor) según la lista roja de UICN en 2013, ya que presenta poblaciones estables y es considerada una especie común dentro de su rango de distribución. Aunque puede verse afectada por la degradación del hábitat, esta amenaza parece ser localizada. Se han registrado casos de comercio internacional de mascotas, pero en una escala muy reducida. Actualmente no existen medidas de conservación específicas para esta especie, aunque sí está presente en varias áreas protegidas.

4.2.3 *Sceloporus* spp.

También conocido como lagarto espinoso hondureño, son especies endémicas de Honduras que habitan en elevaciones moderadas e intermedias de la vertiente atlántica, desde la

Cordillera Nombre de Dios y la Montaña Pico Pijol, hasta la Sierra de Agalta, la Sierra de Dipilto y las montañas de Choluteca. Se ha registrado a altitudes de hasta 2,300 metros, y su localidad tipo se encuentra entre los ríos Catacamas y Seco, en la Sierra de Agalta, departamento de Olancho, a 1,520 m de elevación (McCranie 2018).

La longitud hocico-cloaca (SVL) varía entre 69 y 88 mm en machos (promedio: 81.4 mm) y entre 56 y 89 mm en hembras (promedio: 73.5 mm). La relación cola/SVL oscila entre 0.94 y 1.31 en machos y 0.97 a 1.11 en hembras, indicando que en general poseen colas tan largas o más largas que el cuerpo. Aunque el peso corporal no está especificado, con base en el tamaño, se estima que los adultos pueden pesar entre 15 y 40 gramos, dependiendo del estado corporal (McCranie, 2018).

4.3 Parásitos en lagartos

Los reptiles, tanto silvestres como en cautiverio, pueden albergar diversos como protozoos, helmintos, pentastómidos y artrópodos vectores que utilizan a los reptiles como hospedadores definitivos o paraténicos, lo que puede representar un riesgo para la salud pública. Este peligro zoonótico se relaciona con el contacto directo entre humanos y reptiles, así como prácticas de su consumo o su tenencia como mascotas. Además, las especies exóticas de reptiles pueden introducir parásitos no nativos en regiones donde aún no existen (Mendoza *et al.* 2020).

4.3.1 Hemoparásitos

Los hemoparásitos que afectan a los lagartos pertenecen a diversos grupos. Su identificación es fundamental para comprender el impacto que estas infecciones pueden tener sobre la salud, fisiología y supervivencia de los reptiles en cautiverio. A continuación, se describen los

principales grupos reportados en la literatura destacando sus características biológicas, ciclos de transmisión, morfología y relevancia clínica en saurios.

4.3.1.1 Hemogregarinas

Las *Hemogregarinas*, pertenecientes a la familia *Haemogregarinidae* y al filo *Apicomplexa*, son hemoparásitos comunes en reptiles como lagartos, serpientes, cocodrilos y algunas tortugas, así como en otros vertebrados poiquilotermos. Forman un grupo diverso de coccidios heteroxenos adaptados tanto a ambientes terrestres como acuáticos. Se alojan en los eritrocitos del huésped vertebrado y son difíciles de identificar morfológicamente, ya que los gametocitos no presentan características distintivas; su diferenciación se basa principalmente en la forma de los ovocitos presentes en los huéspedes invertebrados (Campbell 2009).

En cuanto a su ciclo de vida, es indirecto e involucra tanto a vertebrados como a invertebrados. En ambientes terrestres, se desarrollan las fases de merogonia y gamogonia en el vertebrado, mientras que la fecundación y esporogonia ocurren en el vector, que puede ser una garrapata, mosquito, ácaro o sanguijuela. En ambientes acuáticos, los merozoítos se transmiten a través de la picadura del vector. Algunas especies también emplean la transmisión por depredación entre vertebrados, mecanismo utilizado especialmente cuando el huésped no consume directamente al vector. Generalmente, presentan poca patología (McAllister 2023).

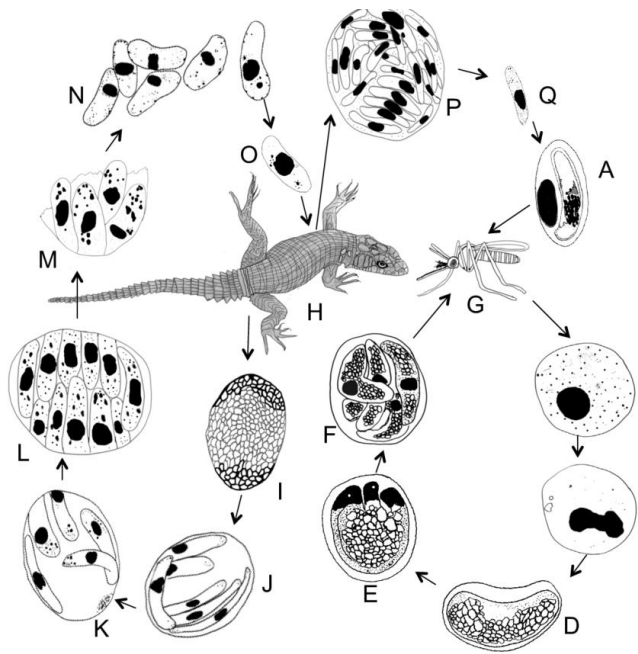


Figura 1. Representación esquemática del ciclo de vida de *Hepatozoon* spp.

n. A-gamontes maduros en la sangre periférica de un lagarto; B, C-ooquistes uninucleados y binucleados desarrollados 3 días después de la alimentación; D, E-esporocistos con esporozoítos en desarrollo; F-esporocistos, que contienen esporozoítos maduros o en maduración que residen en el contenido intestinal; G-mosquito *C. (A.) lineata* hembra con esporozoítos maduros son ingeridos por *Pseudocordylus melanotus* (H); I, L-merontes jóvenes en el tejido hepático del desarrollo de *P. melanotus* a macromerontes maduros con macromerozoítos; M-el macromeronte se rompe y los macromerozoítos son liberados; N-los macromerozoítos vuelven a infectar el hígado (O); Los micromerontes P-maduros liberan micromerozoítos (Q) que infectan a los eritrocitos (Van As *et al.* 2015).

4.3.1.2 Hemococcidias

Los hemococcidios en lagartos pertenecen a los géneros *Schellackia*, *Lainsonia* y *Lankesterella*, todos relacionados con coccidios intestinales. A diferencia de estos, no forman esporocistos y su transmisión ocurre principalmente por depredación de artrópodos infectados, que actúan como vectores mecánicos. Los esporozoítos ingresan a células

sanguíneas del hospedador (eritrocitos o leucocitos) y, al ser ingeridos por el vector, el ciclo continúa. La especificidad por especie hospedadora es alta, y aunque existen descripciones morfológicas, se requieren estudios moleculares para una clasificación más precisa.

Los ooquistes de *Schellackia* y *Lainsonia* producen ocho esporozoítos, mientras *Lankesterella* genera 32 o más. Los esporozoítos pueden invadir células epiteliales intestinales, órganos del sistema reticuloendotelial y sangre. En el vector, los parásitos no se desarrollan, sino que permanecen latentes. La transmisión también puede lograrse por inoculación de sangre infectada. Ultra estructuralmente, los hemococcidios muestran similitudes con *Eimeria*. No se han documentado signos clínicos específicos, aunque en infecciones crónicas puede observarse daño leve a células intestinales o hepáticas (Telford 2016).

4.3.1.3 Haemosporidias

El género *Plasmodium* comprende hemoparásitos intracelulares pertenecientes al filo Apicomplexa, ampliamente distribuidos en reptiles, especialmente lagartos de zonas tropicales y subtropicales (González, 2020). Su transmisión ocurre mediante vectores hematófagos, como mosquitos o flebótomos, y la prevalencia puede variar según el hábitat, época del año y especie hospedadora. Aunque muchas infecciones en reptiles son subclínicas, la presencia de estos parásitos puede influir en la ecología y fisiología de sus hospedadores (Telford 2016).

Morfológicamente, *Plasmodium* presenta merontes y gametocitos que se desarrollan en eritrocitos, cuya forma, tamaño y número de merozoítos permiten la diferenciación entre especies. El ciclo de vida incluye fases asexuales en el hospedador vertebrado y sexuales en el vector. Bajo microscopía se observan alteraciones celulares como desplazamiento del núcleo, hipertrofia o pigmentos intracelulares. Aunque muchos reptiles infectados no

muestran signos clínicos evidentes, en casos severos puede presentarse anemia, letargo o reducción del estado corporal (Telford 2016, González *et al.* 2019).

4.3.1.4 Piroplasmas

Son parásitos intracelulares clasificados en la familia *Haemohormidiidae*, considerados piroplásmidos con escasa afinidad con los géneros típicos de mamíferos como *Babesia* y *Theileria*. Se han encontrado exclusivamente en lagartos de varias familias distribuidos en Asia, África, Europa y América. A menudo han sido pasados por alto en frotis sanguíneos por su semejanza con vacuolas eritrocíticas. Su prevalencia puede variar desde infecciones leves (5–10%) hasta parasitemias del 56% en algunos casos. No se ha demostrado que estas infecciones causan enfermedad evidente en los lagartos, por lo que se consideran clínicamente poco patógenas (O'Donoghue 2017).

Morfológicamente, los parásitos son pequeños (menores de 2.5 μm en etapas tempranas), con forma anular o granular, y pueden estar acompañados de vacuolas. En tinciones adecuadas se observan tanto la cromatina como el citoplasma. *Sauroplasma* se reproduce por fisión binaria, gemación y por una forma inusual tipo “X”. Estas divisiones ocurren dentro de los eritrocitos nucleados de los lagartos. Aunque no se ha identificado con certeza el vector, se sugiere que, como otros piroplásmidos, podrían transmitirse mediante artrópodos hematófagos. No se han documentado signos clínicos significativos en lagartos infectados, y la mayoría de las infecciones parecen ser subclínicas (O'Donoghue 2017).

4.3.1.5 Trypanosomas

Los *Trypanosoma* en lagartos presentan baja parasitemia y suelen pasar desapercibidos en exámenes comunes. Se han descrito 48 especies en saurios, aunque muchas podrían ser sinónimos. La transmisión ocurre principalmente por flebótomos, únicos vectores conocidos

en reptiles terrestres. En sangre, los tripomastigotes rara vez se dividen, lo que explicaría la baja carga parasitaria. La mayoría de estudios se basa en frotis sanguíneos, poco sensibles. Métodos como cultivos o sangre fresca ofrecen mejores resultados. La especificidad del hospedador es alta y muchos lagartos son refractarios a infecciones experimentales (Peláez 2023).

En lagartos, los tripanosomas aparecen como tripomastigotes en sangre y epimastigotes en el insecto vector. Tras ser ingeridos por el flebótomo, atraviesan fases de amastigote, esferomastigote y finalmente epimastigote, que es la forma infectante. La transmisión ocurre principalmente por moscas hematófagas y sanguijuelas. Los animales infectados pueden presentar letargo, rechazo al alimento y en casos graves, morir por la carga parasitaria. Sin embargo, los signos clínicos suelen ser escasos o leves en la mayoría de los casos (Navarre 2011, González Blázquez *et al.* 2021).

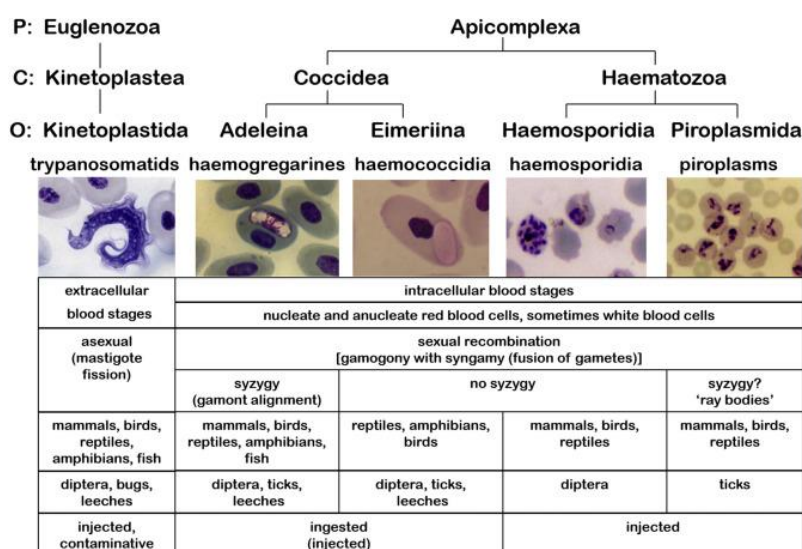


Figura 2. Características clave de los cinco conjuntos de hemoprotozoos (O'Donoghue 2017).

La imagen compara distintos grupos de parásitos sanguíneos, destacando su clasificación, ciclo de vida y vectores. Los tripanosomátidos (extracelulares) y los apicomplejos como hemogregarinas, haemosporidios y piroplasmas (intracelulares) infectan células sanguíneas, especialmente glóbulos rojos de vertebrados como mamíferos, aves, reptiles y peces. Su

reproducción puede incluir sicigia (alineación de gametos), como en hemogregarinas y piroplasmas. El ciclo de vida es indirecto, involucrando vectores como garrapatas, dípteros y sanguijuelas, y la transmisión ocurre por picadura o ingestión del vector, según el grupo parasitario.

4.3.2 Parásitos gastrointestinales

Los parásitos gastrointestinales son uno de los grupos patológicos más comunes en reptiles silvestres y en cautiverio, ya que se transmiten fácilmente por contacto con heces contaminadas, vectores, presas infectadas o condiciones de manejo inadecuadas. (Rodríguez 2015). A continuación, se presentan los principales tipos de parásitos gastrointestinales identificados en lagartos.

4.3.2.1 Protozoos

En lagartos, los protozoarios patógenos más relevantes pertenecen a los grupos de amebas, flagelados, ciliados, coccidios y *Cryptosporidium*. *Entamoeba invadens* es una ameba altamente patógena que causa diarrea, pérdida de peso y vómitos, transmitida por quistes presentes en las heces. Entre los flagelados, *Hexamita spp.* destaca por su patogenicidad en el tracto gastrointestinal; tiene forma piriforme, movilidad activa y se transmite por vía fecal-oral. Otros flagelados como *Giardia*, *Trichomonas* y *Tritrichomonas* también están presentes, generalmente como comensales. Los ciliados *Balantidium* y *Nyctotherus* se encuentran en lagartos herbívoros, y aunque suelen ser comensales, pueden causar enfermedad bajo estrés o inmunosupresión (Divers 2020).

Los coccidios como *Eimeria* e *Isospora* son intracelulares, de forma ovalada, y causan anorexia, hemorragia intestinal y regurgitación. Su ciclo es directo, con replicación intestinal y liberación de ooquistes en las heces, favorecidos por ambientes sucios. *Cryptosporidium saurophilum* afecta el intestino, produce engrosamiento mucoso y diarrea crónica, y se

transmite por ingestión de ooquistes esporulados altamente resistentes. El diagnóstico se realiza con frotis fecales y tinciones especiales. Estos protozoos pueden alterar la flora intestinal y multiplicarse rápidamente en reptiles inmunocomprometidos, contribuyendo al deterioro general del animal (Navarre 2011).

Cuadro 1. Principales protozoos gastrointestinales reportados en pequeños lagartos, detallando su localización, morfología observada al microscopio según (Jacobson y Garner 2020).

Género	Localización habitual	Morfología microscópica
<i>Eimeria</i> spp.	Células intestinales	Ooquistes ovoides (15–30 μm), doble membrana, esporulados o no
<i>Isospora</i> spp.	Células intestinales	Ooquistes ovoides (20–30 μm), con dos esporoblastos
<i>Entamoeba</i> spp.	Colon	Quistes esféricos (10–20 μm), con 4 núcleos visibles
<i>Giardia</i> spp. (ocasional)	Intestino delgado	Quistes ovales (8–15 μm), 2–4 núcleos, simetría bilateral
<i>Cryptosporidium</i> spp.	Epitelio intestinal	Ooquistes esféricos (4–6 μm), doble pared, acidorresistentes

4.3.2.2. Nematodos

Diversas especies de nematodos han sido reportadas en lagartos, tanto en vida silvestre como en cautiverio. Rataj *et al.* 2011 identificaron *Pharyngodon* sp. en *Uromastix* sp. y geckos, *Physaloptera* sp. en el tracto gastrointestinal de varanos, y *Setaria digitata* en granulomas subcutáneos. También se hallaron nematodos filarioides como *Oswaldofilaria* sp. en cavidades abdominales. Divers 2020 complementa que *Strongyloides*, *Kalicephalus* y *Rhabdias* spp. pueden producir lesiones pulmonares, estomatitis y enteritis, siendo más frecuentes en condiciones de higiene deficiente.

4.3.2.3 Cestodos

Los cestodos se presentan en varios órdenes de reptiles, siendo más comunes en iguanas y lagartos del género *Uromastyx*. Según Rataj *et al.* 2011, *Oochoristica* sp. (familia Anoplocephalidae) se encontró en intestinos de *Iguana iguana* y *Uromastyx* sp., con hasta 25 individuos por huésped. Divers 2020 señala que, aunque muchas especies no suelen ser patógenas, pueden causar pérdida de peso y muerte. La detección se basa en la observación de proglótides o huevos en heces, tratándose comúnmente con praziquantel.

4.3.2.4 Trematodos

Aunque son más comunes en tortugas y serpientes, los trematodos también pueden afectar a reptiles como los lagartos. Divers 2020 menciona que especies espiroquidas pueden invadir el sistema vascular y órganos como riñones, tráquea y cavidad oral. Su detección es difícil, y el praziquantel ha mostrado cierta eficacia, aunque el tratamiento no siempre es exitoso.

4.3.2.5 Acantocéfalos

Se han detectado larvas cistacanto de acantocéfalos del grupo Centrorhynchidae en el mesenterio e intestino de varanos y *Uromastyx* sp. durante necropsias (Rataj *et al.* 2011). Estas formas larvarias representan estadios infectivos que pueden causar inflamación local. Divers 2020 señala que los acantocéfalos requieren hospedadores intermediarios, por lo que son menos frecuentes en reptiles mantenidos en cautividad controlada por periodos prolongados.

Cuadro 2. Helmintos gastrointestinales más comunes encontrados en pequeños lagartos, organizados por tipo (nematodos, cestodos y trematodos), incluyendo su localización, características morfológicas de los huevos según Jacobson y Garner 2020.

Género	Tipo	Localización habitual	Morfología microscópica
<i>Strongyloides</i> spp.	Nematodo	Intestino delgado	Huevos ovalados (60–80 μm), delgados, larva en su interior
<i>Parapharyngodon</i> spp.	Nematodo	Intestino grueso	Huevos ovales simétricos (60–70 μm), cáscara gruesa y rugosa
<i>Physaloptera</i> spp.	Nematodo	Estómago	Huevos ovales (40–50 μm), cáscara gruesa, embrión no desarrollado
<i>Oochoristica</i> spp.	Cestodo	Intestino delgado	Huevos esféricos (30–40 μm), embrión hexacanto con cápsula interna
<i>Mesocoelium</i> spp.	Trematodo	Intestino delgado	Huevos ovoides (80–100 μm), con opérculo y cáscara lisa

IV. MATERIALES Y MÉTODOS

5.1 Descripción del sitio de investigación

La presente investigación se desarrolló durante un período de cinco meses, comprendido entre 02 de junio hasta el 02 noviembre del año 2025. El estudio se llevó a cabo en la Colección Privada y Centro de Rescate “El Ocotal”, ubicado en el sector de Cerro Grande, municipio de Sabanagrande, en el departamento de Francisco Morazán, Honduras. Este centro se encuentra en las coordenadas geográficas aproximadas 13°47'27" N y 87°18'47" W.

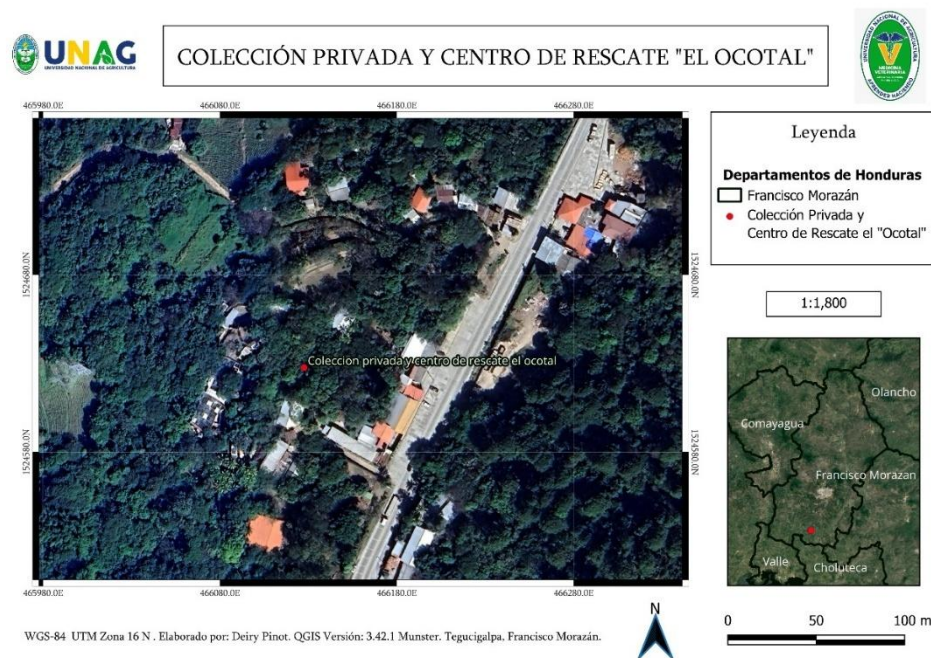


Figura 3. Mapa de ubicación De la Colección Privada y Centro de Rescate “El Ocotal” (QGIS, 2025).

5.2 Enfoque metodológico y diseño del estudio

La investigación adopto un enfoque cualitativo, de tipo descriptivo, no experimental y de corte transversal. Identificar hemoparásitos y parásitos gastrointestinales en estos pequeños lagartos bajo condiciones de cautiverio, donde se evaluó además variables biológicas como sexo, estadio de desarrollo, peso corporal, índice de condición corporal y presencia de signos clínicos. No se realizó ninguna intervención experimental, y el estudio se limitó a la observación y análisis de muestras recolectadas en un momento puntual.

5.3 Población y muestra

La población total estaba conformada por 238 individuos de lagartos incautados en el sur del país e ingresados a la Colección Privada y Centro de Rescate “El Ocotil”. Estos pertenecían a los géneros *Ctenosaura* (72 individuos), *Sceloporus* (113 individuos) y *Abronia* (50 individuos). La identificación final de la especie fue confirmada mediante el uso de claves taxonómicas especializadas.

El cálculo muestral se realizó sobre la población total (N=238), con un margen de error del 5% y un nivel de confianza del 95%. Aplicando la fórmula para poblaciones finitas:

$$n = \frac{N Z^2 p(1 - p)}{e^2(N - 1) + Z^2 p(1 - p)}$$

Asumiendo $p = 0.5$ y $Z = 1.96$, se obtuvo un tamaño de muestra de 144 individuos. Este número fue dividido proporcionalmente según el tamaño de cada grupo poblacional: *Ctenosaura* (30.25% de la población): 44 individuos, *Sceloporus* (47.48% de la población): 70 individuos y *Abronia* (22.27% de la población): 30 individuos.

Los individuos fueron seleccionados aleatoriamente dentro de cada grupo para evitar sesgos. Luego de ser muestreados, se marcaron con marcador indeleble utilizando numerología, lo que permitió identificarlos posteriormente y evitar duplicaciones en la toma de datos.

5.5 Materiales y equipo

Para el estudio se utilizaron jeringas de 0.5 ml con agujas finas, portaobjetos, cubreobjetos, y un microscopio óptico con aceite de inmersión. Se aplicaron tinciones de Giemsa y Lugol, y se usó solución salina para exámenes coprológicos. Se contó con balanza digital y un caliper para registrar peso y talla. Los individuos se aislaron temporalmente en contenedores plásticos limpios. Para la manipulación de muestras se usaron palillos de madera, papel toalla y guantes de látex. El registro de datos se realizó con lápiz, papel y computadora. Además, se empleó una cámara fotográfica para documentación visual.

5.6 Metodología

5.6.1 Etapa 1. Selección de individuos, evaluación clínica y marcaje

Se seleccionaron aleatoriamente los individuos a estudiar, respetando el cálculo muestral proporcional por grupo taxonómico. Cada lagarto fue manipulado con técnicas de contención adecuadas y seguras. Se evaluaron signos clínicos visibles (lesiones, debilidad, secreciones, ectoparásitos, etc.), se pesó con balanza digital, se midió su longitud con un caliper y se determinó sexo y estadio de desarrollo. Para evitar repetir el muestreo, cada individuo fue marcado mediante numerología utilizando marcador indeleble.

5.6.2 Etapa 2. Condiciones de manejo

En esta etapa se documentó las condiciones de manejo y alojamiento de los individuos dentro del centro, incluyendo aspectos como el tipo de contenedores o recintos, densidad poblacional, limpieza, frecuencia de alimentación, temperatura ambiental y presencia de

enriquecimiento ambiental. Esta información se registró mediante una ficha de observación directa. Los datos obtenidos permitieron analizar posibles factores de riesgo asociados a la presencia de parásitos.

5.6.3 Etapa 3. Toma de muestras biológicas

Esta etapa comprendió en la recolección de sangre periférica para el análisis de hemoparásitos y la recolección de heces para la identificación de parásitos gastrointestinales. Ambos procedimientos se realizaron bajo condiciones controladas, con medidas de bioseguridad, y minimizando el estrés de los individuos.

5.6.3.1 Contención física del animal

Antes de cualquier toma de muestra, se llevó a cabo la contención física del reptil. Para ello se sostuvo al ejemplar firmemente, pero con cuidado, sujetando cabeza y cuerpo (a nivel torácico-abdominal) con una mano.

5.6.3.2 Obtención de muestra sanguínea

- Con el individuo contenido, se limpió con alcohol al 70 % la región ventral de la base de la cola (zona coxígea) o en la base de la fosa axilar izquierda.
- Se utilizó jeringas de 0.5 ml con aguja fina.
- La aguja se insertó cuidadosamente, localizando la vena coxígea en la cola o la vena axilar en la fosa axilar izquierda.
- Se extrajo una pequeña cantidad de sangre para poder realizar los frotis.
- Inmediatamente, se colocó una gota de sangre sobre portaobjetos para elaborar frotis delgados, los cuales fueron extendidos con otro portaobjetos a 45°, rotulados y fijados con metanol.
- Posteriormente, los individuos fueron retornados a un recipiente aislado indefinidamente para observación, con su respectiva marca de identificación.

5.6.3.3 Obtención de muestra fecal

- Luego de tomar la muestra sanguínea los individuos fueron colocados temporalmente en contenedores plásticos limpios y secos, sin sustrato, durante un periodo de observación indefinido.
- Los recipientes fueron desinfectados previamente y secados.
- Durante este tiempo, se monitoreó la emisión espontánea de heces.
- Las heces fueron recolectadas con palillos desechables limpios y papel toalla.

5.6.4 Etapa 4. Procesamiento de muestras en laboratorio

5.6.4.1 Procesamiento de frotis sanguíneos

Una vez en el laboratorio, los frotis sanguíneos previamente se fijaron sumergiéndolos en metanol absoluto durante 10 segundos para luego teñirlos utilizando la coloración de Giemsa, siguiendo estos pasos:

1. **Preparación del colorante:** Se diluyó el colorante Giemsa en agua destilada en una proporción 4:6, es decir, cuatro partes de Giemsa para cada seis partes de agua destilada.
2. **Tinción:** Los portaobjetos se colocaron horizontalmente y se cubrieron completamente con la solución colorante durante 30 minutos, procurando una coloración nítida de los elementos celulares y posibles hemoparásitos.
3. **Lavado:** Se enjuagaron cuidadosamente con agua destilada para eliminar el exceso de tinte sin arrastrar la muestra.
4. **Secado:** Se dejaron secar al aire, sin aplicar calor directo.
5. **Observación:** Los frotis se examinaron bajo microscopio óptico en los aumentos de 400x y 1000x (con aceite de inmersión), buscando formas intraeritrocíticas o

extracelulares compatibles con hemoparásitos. Se hizo énfasis en bordes y zonas intermedias del frotis donde la distribución celular es óptima.

5.6.4.2 Procesamiento de muestras fecales

Las muestras fecales se trabajaron lo antes posible tras su recolección. El análisis coproparasitológico incluirá los siguientes pasos:

- **Montaje directo:**
 - Se tomo una pequeña porción con un aplicador de madera.
 - Se mezcló con una gota de Lugol en un portaobjetos limpio y se cubrió con un cubreobjetos.
 - Se observo al microscopio en los aumentos de 100x y 400x, buscando quistes, larvas, huevos o trofozoítos.

5.6.4.3 Registro de hallazgos

- Se anotaron tipo de parásitos observados, ubicación (en sangre, heces u órganos), estadio del parásito, y otras observaciones relevantes en los formatos (ver anexos 1-4)
- Se realizo una carpeta fotográfica de los hallazgos como apoyo documental.
- Todos los datos se fueron agregando a un formato general en Microsoft Excel para análisis de datos.

5.6.5 Etapa 5. Registro, y clasificación de datos

Los datos recolectados (especie, peso, sexo, signos clínicos, presencia/ausencia de parásitos, tipo de parásito, etc.) fueron organizados en hojas de cálculo en Microsoft Excel. Se validó

la integridad de los registros mediante revisiones cruzadas entre fichas físicas y archivos digitales. Las imágenes representativas fueron archivadas para respaldo y documentación.

Además, se aplicó un análisis estadístico mediante la prueba de Chi cuadrada (χ^2) para evaluar asociaciones entre variables categóricas, como sexo, edad, con la presencia de hemoparásitos o parásitos gastrointestinales.

5.6.6 Etapa 6. Análisis de resultados

Se aplicó estadística descriptiva (frecuencias, porcentajes, medidas de tendencia central) para caracterizar la presencia de parásitos. Se analizaron asociaciones entre variables como: signos clínicos vs. infección parasitaria; sexo/edad vs. prevalencia de hemoparásitos o parásitos gastrointestinales. El análisis se realizó con apoyo de Microsoft Excel como software estadístico.

5.6.7 Consideraciones éticas

Todos los procedimientos se realizaron cumpliendo normas de bienestar animal. El equipo a cargo está debidamente capacitado y se minimizó al máximo el estrés de los animales. Se respetaron los protocolos internos del Centro y se contó con las autorizaciones requeridas para la manipulación, muestreo y análisis de los individuos.

V. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

6.1 Presencia de hemoparasitos y parásitos gastrointestinales en pequeños lagartos de los géneros *Ctenosaura*, *Abronia* y *Sceloporus*

Se recolectaron muestras sanguíneas y fecales de un total de 144 individuos, distribuidos en tres especies de pequeños lagartos: *Abronia moreletii* (30), *Sceloporus* spp. (70) y *Ctenosaura flavidorsalis* (44). Los análisis realizados permitieron identificar la presencia de parásitos hemáticos y gastrointestinales, así como su distribución general en la población evaluada. A continuación, se presenta el porcentaje de las muestras positivas y negativas a ambos tipos de parásitos.

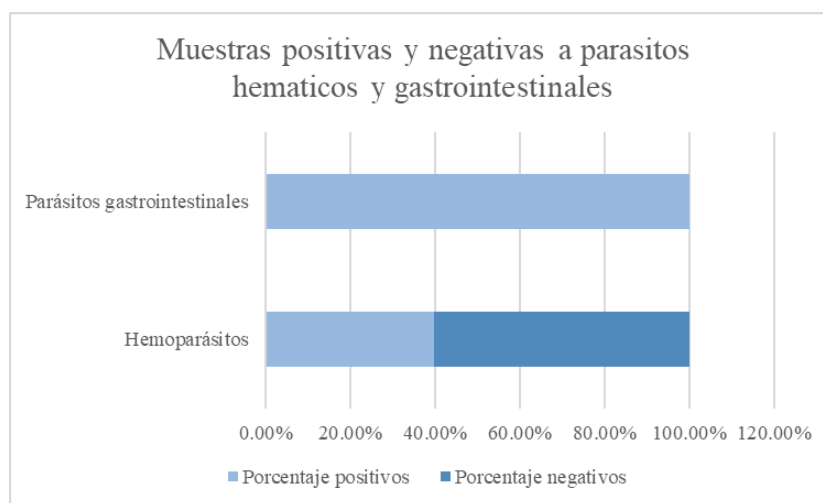


Figura 4. Muestras positivas y negativas a hemoparásitos y parásitos gastrointestinales.

El análisis muestra que el 39.60 % de los individuos fueron positivos a hemoparásitos, reflejando una presencia moderada, mientras que el 60.40 % resultó negativo. En contraste, se alcanzó el 100 % de positividad en parásitos gastrointestinales, evidenciando su presencia en todos los individuos evaluados.

6.1.1 Presencia de parásitos hemáticos y gastrointestinales en *Abronia moreletii*

Se muestrearon 30 individuos de *Abronia moreletii*, 16 machos (11 adultos y 5 juveniles) y 14 hembras (10 adultas y 4 juveniles). La muestra estuvo compuesta mayoritariamente por adultos, con un leve predominio de machos (53.3%).

6.1.1.1 Hemoparásitos

El análisis hemoparasitario permitió determinar la presencia de distintos géneros de protozoarios sanguíneos en los ejemplares muestreados. Los frotis sanguíneos revelaron la ocurrencia de infecciones por *Schellackia* sp., *Plasmodium* sp. y *Sauroplasma* sp., con variaciones en frecuencia según sexo y estadio de desarrollo.

Cuadro 3. Prevalencia de hemoparásito en *Abronia moreletii*.

Género	N individuos	% sobre N total (30)
<i>Schelleckia</i> sp.	5	16.7%
<i>Plasmodium</i> sp.	4	13.3%
<i>Sauroplasma</i> sp.	3	10.0%
Morfotipo NI 1.1	1	3.3%

Nota: la suma de los géneros supera 10 porque hay coinfecciones (un individuo puede contarse en más de un género). *NI (No identificado)

La prevalencia general de hemoparásitos fue del 33.3%, con 10 individuos positivos de los 30 evaluados, con *Schelleckia* sp. como el género más frecuente, seguido por *Plasmodium* sp. y *Sauroplasma* sp. También se registraron coinfecciones en tres ejemplares, lo que indica la circulación simultánea de varios géneros dentro de la población.

6.1.1.2 Parásitos gastrointestinales

En cuanto a los parásitos gastrointestinales, se observaron ooquistes, quistes y huevos compatibles con diversos géneros de protozoos y helmintos. Evidenciando una elevada diversidad parasitaria representada por *Eimeria*, *Choleoeimeria*, *Entamoeba*, *Giardia*, *Balantidium*, *Oxiuros* y *Nyctotherus*. A continuación, se describen las frecuencias de cada género parasitario, su distribución por sexo y estadio, así como las coinfecciones registradas entre los diferentes terrarios.

Cuadro 4. Frecuencia de parásitos gastrointestinales en *Abronia moreletii*.

Género	Nº de individuos infectados	% de infección
<i>Entamoeba</i>	21	70.0%
<i>Giardia</i>	16	53.3%
<i>Choleoeimeria</i>	14	46.7%
<i>Eimeria</i>	12	40.0%
<i>Balantidium</i>	5	16.7%
<i>Oxiuros</i>	2	6.7%
<i>Nyctotherus</i>	1	3.3%

Nota: la suma de los géneros supera los 30 positivos y el 100% porque hay coinfecciones (un individuo puede contarse en más de un género).

El análisis coproparasitológico indicó una prevalencia de parásitos gastrointestinales del 100%, donde el 80% de los individuos (24 de 30) presentó coinfección por dos o más géneros gastrointestinales. *Entamoeba* y *Giardia* fueron los géneros más frecuentes; las coccidias (*Eimeria* y *Choleoeimeria*) también tuvieron alta representación y se encontraron ooquistes esporulados en múltiples muestras. El patrón sugiere transmisión fecal-oral sostenida, favorecida por alta densidad poblacional y condiciones comunes de manejo.

Cuadro 5. Distribución de parásitos gastrointestinales por terrario en *Abronia moreletii*.

Terrario	N° individuos muestreados	Parásitos principales	Coinfecciones destacadas
1	10	<i>Eimeria</i> , <i>Choleoeimeria</i> , <i>Entamoeba</i> , <i>Giardia</i> , <i>Balantidium</i>	Coinfecciones múltiples (hasta 4 géneros por individuo)
2	10	<i>Entamoeba</i> , <i>Giardia</i> , <i>Balantidium</i> , <i>Oxiuros</i>	Alta presencia de <i>Entamoeba</i>
3	10	<i>Entamoeba</i> , <i>Giardia</i> , <i>Choleoeimeria</i> , <i>Eimeria</i>	Alta coinfección <i>Entamoeba</i> – <i>Giardia</i>

La presencia de géneros parasitarios fue constante en los tres terrarios. En el Terrario 1 predominó *Eimeria subspherica* con ooquistes esporulados y múltiples coinfecciones con *Choleoeimeria*, *Giardia* y *Balantidium*, observándose registros con hasta tres géneros por individuo. El Terrario 2 presentó una alta frecuencia de *Entamoeba* y *Giardia*, además de algunos casos con *Balantidium* y huevos de *Oxiuros* en dos muestras, lo que sugiere contaminación persistente del sustrato. En el Terrario 3 se observó un predominio de *Entamoeba* y combinaciones *Entamoeba-Giardia-Choleoeimeria-Eimeria*. Estas diferencias pueden deberse a variaciones en densidad, mezcla de individuos de distinta procedencia, microcondiciones ambientales o frecuencia de limpieza, factores que influyen directamente en la dinámica de transmisión y coinfección parasitaria.

6.1.1.3 Signos clínicos y mortalidad

La mayoría de los individuos presentó buena condición corporal (ICC entre 2.5 y 3), sin signos clínicos evidentes durante la evaluación rutinaria. Aunque no se detectaron ectoparásitos en la revisión clínica, se reportó que al momento de su ingreso al centro los individuos sí presentaban infestaciones externas, las cuales fueron retiradas durante su estabilización y alojamiento en los terrarios. Además, durante el estudio se registraron ocho

muerter en juveniles de los 10 muestreados del primer terrario, asociadas principalmente a agresiones intraespecíficas (mordeduras), sin relación clínica directa con parasitismo.

6.1.1.4 Factores ambientales y de manejo

Las condiciones ambientales registradas (temperaturas entre 21–31.8 °C y humedades relativas de 46–89 %) se encuentran dentro del rango óptimo reportado para el mantenimiento de *Abronia* spp. Según Khöler, (2008). No obstante, la combinación de temperaturas cálidas y elevada humedad favorece la supervivencia de formas infectantes de protozoarios intestinales (quistes y ooquistes), así como la esporulación de coccidias del género *Eimeria*.

La densidad poblacional y la mezcla de individuos de distinta procedencia constituyen factores determinantes en la transmisión parasitaria. El Terrario 1, con una densidad inicial de 27 ejemplares, presentó la mayor carga de coccidias, lo que respalda la relación entre hacinamiento, acumulación de heces y aumento del contacto fecal-oral.

En cuanto al manejo, la limpieza semanal, aunque adecuada desde una perspectiva rutinaria, puede resultar insuficiente para eliminar ooquistes y huevos resistentes. Asimismo, el acceso continuo a agua y alimento, si bien reduce el estrés, puede facilitar la transmisión de protozoarios si estos recursos se contaminan con material fecal. Los insectos ofrecidos como dieta (tenebrios, cucarachas) también pueden actuar como vectores mecánicos de parásitos intestinales.

Aunque el enriquecimiento ambiental fue adecuado, la elevada densidad poblacional incrementó la competencia y el estrés, lo cual podría haber debilitado la respuesta inmunitaria y favorecido la recrudescencia de infecciones.

De manera similar, las condiciones ambientales y de manejo descritas también pueden favorecer la transmisión de hemoparásitos. La combinación de temperaturas cálidas, alta

humedad y elevada densidad de individuos crea un entorno propicio para la proliferación de artrópodos hematófagos como mosquitos o garrapatas que actúan como vectores de parásitos hemáticos, entre ellos *Schellackia*, *Plasmodium* y *Sauroplasma*. El estrés generado por el hacinamiento y la competencia puede además comprometer la función inmunitaria, facilitando la parasitemia y aumentando la probabilidad de transmisión vectorial entre individuos susceptibles.

En conjunto, las condiciones observadas pueden considerarse apropiadas para la especie, pero con un riesgo moderado de reinfección endógena. Estos resultados coinciden con lo descrito por Hidalgo Vila *et al.* 2009, Jacobson y Garner 2020), quienes destacan la influencia del hacinamiento y la humedad en la prevalencia parasitaria de reptiles mantenidos en cautiverio.

6.1.2 Presencia de parásitos hemáticos y gastrointestinales en *Sceloporus* spp.

Se muestrearon 70 individuos pertenecientes al género *Sceloporus*, distribuidos en morfoespecies no identificadas. En conjunto, la muestra estuvo conformada por 35 machos (50%) y 35 hembras (50%), de los cuales 48 fueron adultos (68.6%) y 22 juveniles (31.4%).

6.1.2.1 Hemoparasitos

El análisis hemático permitió detectar la presencia de tres géneros de protozoarios sanguíneos: *Schellackia*., *Plasmodium*. y *Sauroplasma*., además de un caso de parasitosis mixta. De los 70 individuos, 5 resultaron positivos, con distribución desigual entre las morfoespecies.

Cuadro 6. Prevalencia de géneros de hemoparásitos en *Sceloporus* spp.

Género de hemoparásito	N individuos	% sobre total (70)
<i>Plasmodium</i> sp.	3	4.3%
<i>Schellackia</i> sp.	2	2.9%
<i>Sauroplasma</i> sp.	1	1.4%
Total positivos	5	7.1%

Los resultados mostraron una prevalencia general baja de hemoparasitosis, con mayor frecuencia de *Plasmodium*, seguido de *Schellackia* y *Sauroplasma*, incluyendo un caso de parasitosis mixta (*Schellackia-Plasmodium*).

La prevalencia global de hemoparásitos en el grupo de *Sceloporus* spp. estudiado fue del 7,1% (5/70), con predominio de *Plasmodium* (4,3 %), seguido de *Schellackia* (2,9 %) y *Sauroplasma* (1,4 %). Tasas de hemoparasitación de magnitud similar han sido reportadas en muestreos regionales de saurios, donde se observa una alta diversidad taxonómica, pero frecuencias que pueden variar ampliamente según la región y el método diagnóstico empleado (Picelli *et al.* 2025).

Estudios filogenéticos y moleculares realizados recientemente indican que *Schellackia* presenta una larga historia evolutiva con múltiples haplotipos en saurios americanos, lo que explica su detección en baja proporción y su frecuencia variable entre estudios (Megía, *et al.*, 2017). Por su parte, *Plasmodium* en lagartos ha mostrado en varias investigaciones una capacidad para detectarse tanto por microscopía como por técnicas moleculares, y en muchos muestreos aparece como uno de los géneros más frecuentemente identificados en ensamblajes de saurios (Carvalho *et al.* 2025).

6.1.2.2 Parásitos gastrointestinales

Durante el análisis coproparasitológico realizado a 70 individuos del género *Sceloporus*. Se toma en cuenta que la identificación de diferentes tipos de parásitos gastrointestinales, como *Giardia* sp., *Entamoeba* sp., *Acaridia* sp., *Capillaria* sp., *Pharyngodon* sp. y un morfotipo no identificado 2.1. En la siguiente tabla se presentan los resultados consolidados, mostrando la distribución por especie, positivos y su relación con la presentación de signos clínicos y mortalidad.

Cuadro 7. Prevalencia de parásitos gastrointestinales en *Sceloporus* spp.

Parásito identificado	Positivos	% total
<i>Giardia</i> sp.	64	91.4 %
<i>Entamoeba</i> sp.	11	15.7 %
<i>Ascaridia</i> sp.	3	4.3 %
<i>Pharyngodon</i> sp.	3	4.3 %
<i>Capillaria</i> sp.	2	2.9 %
Coinfecciones	19	27.1 %
Total positivos	70	100 %

Nota: Los conteos por parásito (p. ej. *Giardia*, *Entamoeba*, *Capillaria*, etc.) se solapan por coinfecciones; por eso la suma de individuos por género puede exceder 70 y el 100%.

La especie más frecuente fue *Giardia*., presente en el 91.4 % de los individuos con predominio en adultos (46/64). Este hallazgo coincide con lo reportado por He, *et al.* (2024), quienes documentan una alta tasa de infección por *Giardia* en reptiles, indicando que este protozoo es uno de los más comunes en muestras fecales de saurios. La presencia de *Entamoeba*. (15.7 %) y nematodos del género *Ascaridia*, *Capillaria* y *Pharyngodon* en bajas proporciones (2.9–4.3 %) coincide con lo observado por Rataj *et al.* (2011) y Sazmand *et al.*

(2024), quienes señalan que la diversidad parasitaria en reptiles es amplia, pero con prevalencias específicas variables según las condiciones del hospedador y el ambiente.

La tasa de coinfección alcanzó el 27.1 %, reflejando la presencia simultánea de múltiples parásitos en un mismo hospedador. Las combinaciones más frecuentes fueron *Entamoeba-Giardia*, coherentes con su ruta de transmisión fecal-oral y su alta prevalencia en el grupo. También se registraron mezclas menos comunes que involucraron oxiuros y casos aislados donde coincidieron *Entamoeba* y *Capillaria*.

En conjunto, los resultados indican una alta diversidad parasitaria dentro del género *Sceloporus*, con predominio de infecciones por protozoos, especialmente *Giardia*, lo cual concuerda con estudios realizados en distintas regiones y refuerza la importancia del monitoreo coproparasitoscópico en poblaciones de reptiles tanto silvestres como en cautiverio.

6.1.2.3 Signos clínicos y mortalidad

Durante la evaluación clínica se registró que la condición corporal general de los individuos infestados varió entre 1.5 y 3 en una escala de 1 a 5, lo que indica un estado corporal deficiente en la mayoría de los ejemplares evaluados. En total, se observaron signos clínicos compatibles con procesos parasitarios en 30 individuos (42.8 %). Los signos más frecuentes fueron caquexia, ataxia y decaimiento general, mientras que en algunos casos aislados se documentó inapetencia y regurgitación ocasional.

La presencia de ectoparásitos se detectó únicamente en un individuo durante la revisión clínica, aunque se reportó que al momento del ingreso varios ejemplares presentaban infestaciones externas, las cuales fueron tratadas antes de su inclusión en el estudio.

En cuanto a la mortalidad, se registraron 24 fallecimientos (34.2 %), de los cuales la mitad presentaba signos clínicos previos. Los decesos incluyeron individuos de ambos sexos y diferentes estadios etarios, sin una tendencia definida. Las muertes se asociaron principalmente a infecciones gastrointestinales severas, observadas en ejemplares con marcada pérdida de masa corporal o alteraciones neuromotoras.

Estos hallazgos coinciden con lo reportado por Jacobson y Garner 2020, quien describe que las infecciones parasitarias crónicas en reptiles pueden provocar deterioro progresivo del estado corporal y disfunciones metabólicas asociadas a malabsorción intestinal. De igual forma, Hidalgo Vila *et al.* 2009 documentaron que la alta carga parasitaria en saurios mantenidos en cautiverio puede predisponer a cuadros de debilidad y desequilibrio electrolítico, especialmente cuando existen coinfecciones por protozoos y nematodos. Asimismo, Sazmand *et al.* 2024 mencionan que los efectos clínicos de las parasitosis gastrointestinales varían según la especie hospedadora y la intensidad de infección, pero tienden a manifestarse con pérdida de peso, letargia y anorexia en reptiles bajo condiciones de estrés o confinamiento prolongado.

6.1.2.4 Factores ambientales y de manejo

La mayor parte de individuos de *Sceloporus* spp. estuvieron alojados en recipientes plásticos con sustrato de hojarasca y tierra, sin fuente de calor artificial, con humedad ambiental entre 41 % y 84 % y limpieza semanal. Estas condiciones, junto con la alta densidad poblacional y el suministro de agua por aspersión, favorecen la persistencia y diseminación de huevos de nematodos y quistes de protozoos, así como la reinfección, lo que explica la elevada frecuencia de parasitosis gastrointestinales y coinfecciones observadas.

En contraste, los ejemplares mantenidos en terrarios con tierra esterilizada y focos de calor, donde la temperatura osciló entre 31.8 °C y 21.6 °C y la humedad se mantuvo entre 48 % y 59 %, mostraron mejor condición corporal y menor afectación parasitaria. Esto sugiere que

las condiciones térmicas óptimas y la esterilidad del sustrato reducen la supervivencia de las fases infectantes y el riesgo de reinfección, tal como señalan Jacobson y Garner 2020, quienes destacan la importancia del control de la temperatura y humedad en la prevención de parasitosis en reptiles cautivos.

Por otro lado, los factores que favorecen el desarrollo y transmisión de hemoparásitos en *Sceloporus* spp. están estrechamente vinculados con la presencia de vectores hematófagos, principalmente mosquitos, ácaros y garrapatas, los cuales proliferan en ambientes cálidos y húmedos. Estudios previos han demostrado que la alta humedad relativa, la escasa ventilación y la acumulación de materia orgánica en los sustratos facilitan la supervivencia de estos artrópodos y, por ende, el mantenimiento del ciclo de transmisión de hemoparásitos como *Plasmodium* y *Schellackia* (Telford 2016, O'Donoghue 2017).

Adicionalmente, las condiciones de hacinamiento y el estrés fisiológico en cautiverio pueden comprometer la respuesta inmune de los reptiles, aumentando la susceptibilidad a infecciones tanto gastrointestinales como hemáticas (Pasmans *et al.* 2008). En este sentido, los resultados del presente estudio sugieren que la falta de control ambiental, la densidad poblacional elevada y la limpieza insuficiente constituyen los principales factores que favorecen la persistencia de las parasitosis en *Sceloporus* spp., tanto a nivel intestinal como sanguíneo.

6.1.3 Presencia de parásitos hemáticos y gastrointestinales en *Ctenosaura flavidorsalis*

Se muestrearon un total de 44 individuos pertenecientes a la especie *Ctenosaura flavidorsalis*, de los cuales 15 correspondieron a ejemplares adultos, 22 a subadultos y 7 a juveniles. No se determinó el sexo de los individuos debido a la ausencia de dimorfismo sexual evidente en la especie.

6.1.3.1 Hemoparásitos

De los 44 individuos analizados, 42 (95.4%) resultaron positivos a hemoparásitos, evidenciando una prevalencia considerablemente alta. Se identificaron tres géneros principales: *Schellackia* sp., *Hepatozoon* sp. y *Plasmodium* sp., con 6 individuos coinfectados por más de un parásito.

Cuadro 8. Prevalencia de hemoparásitos en *Ctenosaura flavidorsalis*.

Tipo de hemoparásito	Positivos	% sobre el total
<i>Schellackia</i> sp.	31	70.4 %
<i>Hepatozoon</i> sp.	16	36.3 %
<i>Plasmodium</i> sp.	1	2.3 %
Coinfecciones	6	13.6 %
Totales positivos	42	95.4 %

Nota: la suma de los géneros supera los 42 porque hay coinfecciones (un individuo puede contarse en más de un género).

Los resultados muestran una alta prevalencia de hemoparasitosis (95.4%) en la población evaluada, con predominio de *Schellackia* sp. (70.4%), un parásito común en iguánidos y otros reptiles tropicales. Este género suele transmitirse por ingestión de insectos infectados, y aunque frecuentemente se considera de baja patogenicidad, en condiciones de hacinamiento o estrés puede generar anemia y decaimiento (Telford 2016, O'Donoghue 2017).

La presencia de *Hepatozoon* sp. (36.3%) fue más común en subadultos, lo que podría relacionarse con una mayor exposición ambiental o una inmunocompetencia aún en desarrollo. Este hemoparásito, transmitido principalmente por artrópodos hematófagos como ácaros o garrapatas, es ampliamente reportado en lagartos neotropicales, incluyendo especies del género *Ctenosaura* (Chang *et al.* 2023).

Por su parte, *Plasmodium* sp. se detectó en baja frecuencia (2.3%), lo que coincide con reportes previos que indican una distribución limitada de este género en iguánidos centroamericanos (Perkins y Schaer 2016). La baja prevalencia podría deberse a la especificidad vectorial y a la influencia de microclimas locales que condicionan la abundancia de mosquitos vectores.

Se identificaron seis coinfecciones en *Ctenosaura*: cinco por *Hepatozoon-Schellackia* y una por *Schellackia-Plasmodium*. Estas combinaciones pueden aumentar la carga parasitaria y el estrés fisiológico, favoreciendo alteraciones hematológicas y un mayor deterioro clínico.

6.1.3.2 Parásitos gastrointestinales

De los 44 individuos todos (100%) presentaron algún tipo de parásito gastrointestinal. Se identificaron seis géneros principales: *Entamoeba*, *Oxiuros*, *Giardia*, *Capillaria*, *Oochoristica* y un parásito adulto.

Cuadro 9. Prevalencia de parásitos gastrointestinales en *Ctenosaura flavidorsalis*.

Género parasitario	Individuos infectados	Prevalencia (%)
<i>Entamoeba</i>	30	68.2 %
<i>Oxiuros</i>	25	56.8 %
<i>Giardia</i>	17	38.6 %
<i>Capillaria</i>	8	18.2 %
<i>Oochoristica</i>	1	2.3 %
Coinfecciones	32	72.7 %
Total infectados	44	100 %

Nota: Basado en un total de 44 individuos analizados. La suma de los géneros supera los 44 porque hay coinfecciones (un individuo puede contarse en más de un género).

En *Ctenosaura flavidorsalis* se evidenció una alta diversidad parasitaria, destacando la dominancia de *Entamoeba* (68.2%) y *Oxiuros* (56.8%), lo cual concuerda con estudios previos en iguánidos mantenidos en cautiverio, donde ambos géneros son reportados con alta prevalencia debido a su transmisión fecal-oral y a su resistencia en ambientes cálidos y húmedos (Rataj *et al.* 2011, Duszynski 2019).

Giardia y *Capillaria* se identificaron con menor frecuencia, lo cual coincide con lo descrito en otras especies de iguánidos y agamidos, donde estas infecciones suelen ser esporádicas pero persistentes en animales con acceso a agua o alimento contaminado (Jacobson y Garner 2020). *Oochoristica* sp., un cestodo de baja frecuencia, ha sido reportado ocasionalmente en iguánidos neotropicales, lo que indica exposición ocasional a hospedadores intermediarios como insectos o pequeños artrópodos (Goldberg *et al.* 1998).

La elevada tasa de coinfecciones (72.7 %) refleja una interacción compleja entre distintos géneros parasitarios dentro de un mismo hospedador. Las combinaciones detectadas incluyeron *Entamoeba-Oxiuros*, *Oxiuros-Entamoeba-Giardia*, *Oxiuros-Capillaria* y casos con los cuatro parásitos simultáneamente, lo que evidencia una carga parasitaria diversa y persistente, similar a lo descrito en reptiles herbívoros de zonas tropicales (Rataj *et al.* 2011).

6.1.3.3 Signos clínicos y mortalidad

Se observaron signos clínicos compatibles con parasitosis sistémica, principalmente caquexia y debilidad progresiva en ocho individuos, junto con seis muertes registradas en la población evaluada. Estos hallazgos son coherentes con lo descrito para reptiles parasitados, donde la combinación de hemoparásitos y parásitos gastrointestinales puede comprometer el estado corporal y generar deterioro clínico gradual. Rataj *et al.* 2011 documentan que protozoarios intestinales como *Entamoeba* y *Giardia*, junto con nematodos y cestodos, pueden inducir pérdida de peso, letargia y reducción de la condición corporal en saurios mantenidos en cautiverio.

Asimismo, la coinfección con hemoparásitos como *Schellackia* y *Hepatozoon* puede agravar el cuadro clínico general. Telford 2016 señala que estos parásitos producen anemia, letargia e intolerancia al ejercicio, especialmente cuando ocurren junto con infecciones intestinales que ya comprometen la absorción de nutrientes y la homeostasis metabólica.

6.1.3.4 Factores ambientales y de manejo

Los individuos fueron mantenidos en un terrario con sustrato esterilizado y recursos estructurales (ramas, rocas, hojas artificiales y focos de calor) que permiten la expresión del comportamiento termorregulador propio de la especie. No obstante, la densidad poblacional inicial (70 individuos) representa un factor de riesgo importante, ya que el hacinamiento induce estrés fisiológico, altera funciones inmunes y favorece la susceptibilidad a infecciones parasitarias. Diversos estudios coinciden en que la densidad elevada aumenta significativamente las tasas de transmisión de parásitos y compromete la respuesta inmune en reptiles cautivos (Rataj *et al.* 2011).

Las variables ambientales registradas, con temperaturas entre 21.3 °C y 30.7 °C y humedades de 49–89 %, se encuentran dentro de los rangos generales de tolerancia térmica reportados para iguánidos mesoamericanos. (Köhler 2008) describe rangos similares para varias especies del género *Ctenosaura* en ambientes naturales y en cautiverio. Sin embargo, la combinación de humedad elevada y temperaturas cálidas favorece la supervivencia de ooquistes, quistes y huevos de parásitos gastrointestinales en el sustrato. La persistencia de estados infectantes en ambientes húmedos ha sido ampliamente descrita para *Entamoeba*, *Giardia* y nematodos en reptiles mantenidos en condiciones cálidas y de elevada humedad (Jacobson y Garner 2020).

En cuanto a hemoparásitos, varios autores señalan que temperaturas cálidas y humedad alta incrementan la actividad de insectos hematófagos que actúan como vectores de géneros como *Hepatozoon* y *Schellackia*. Telford 2016 documenta que la presencia de artrópodos parásitos (mosquitos, ácaros, dípteros hematófagos) es un factor determinante para la transmisión de hemoparásitos en reptiles.

Aunque el terrario recibió limpieza semanal, esta frecuencia puede resultar insuficiente cuando la densidad es alta, ya que la acumulación de restos alimenticios y heces favorece el desarrollo de larvas y la persistencia de quistes y oquistes. Asimismo, el suministro de agua ad libitum constituye un posible punto de reinfección si no se desinfectan los recipientes con regularidad, ya que los quistes de protozoos pueden sobrevivir largos periodos en ambientes húmedos, algo demostrado experimentalmente para *Giardia* y *Entamoeba* en reptiles.

En conjunto, la interacción entre densidad elevada, fluctuaciones ambientales, acumulación de materia orgánica y posible exposición a vectores hematófagos, proporciona un escenario altamente favorable para la transmisión tanto de parásitos gastrointestinales como de hemoparásitos, lo cual es coherente con la alta prevalencia registrada en la población evaluada.

6.2 Discusión

En total se muestrearon 144 individuos pertenecientes a tres especies de pequeños lagartos. Dentro de la muestra, se incluyeron ejemplares juveniles, subadultos y adultos, con representación de machos y hembras en *Abronia* y *Sceloporus*, mientras que en *Ctenosaura* no fue posible determinar el sexo debido a la ausencia de dimorfismo sexual evidente. La

estructura poblacional mostró mayor número de adultos y subadultos, reflejando el predominio de individuos en etapas reproductivas.

La presencia de hemoparásitos fue confirmada en las tres especies evaluadas, con una prevalencia global del 39.60 %. Los géneros identificados incluyeron *Schellackia* sp., *Plasmodium* sp., *Sauroplasma* sp. y *Hepatozoon* sp. La mayor prevalencia se registró en *Ctenosaura flavidorsalis* (95.4%), seguida de *Abronia moreletii* (33.3%) y *Sceloporus* spp. (7.1%). La coinfección hemoparasitaria se presentó en el 8.7% del total de ejemplares, siendo más frecuente en *Ctenosaura*. Estos resultados evidencian una amplia circulación de parásitos sanguíneos transmitidos por vectores hematófagos, principalmente en especies terrestres con mayor exposición ambiental.

En los estudios previos realizados en Guatemala en iguanas verdes (*Iguana iguana*) por (Aparicio 2002), la prevalencia de *Plasmodium* fue relativamente baja (5.97% en 2002 y 13.33% en 2007), con parasitemias leves y sin evidencias de patogenicidad ni alteraciones hematológicas significativas. Estos resultados se relacionaron con los hábitos arbóreos de la especie, que limitan el contacto con vectores hematófagos. En contraste, en el presente estudio sobre *Ctenosaura flavidorsalis*, *Sceloporus* spp y *Abronia moreletii*, la prevalencia total de hemoparásitos alcanzó un 45.2%, con detección de géneros diversos (*Plasmodium* sp., *Schellackia* sp., *Sauroplasma* sp. y *Hepatozoon* sp.).

Las infecciones fueron más frecuentes y severas en *Ctenosaura flavidorsalis* (95.4%), especie de hábitos terrestres que incrementan la exposición a vectores. Además, se registraron signos clínicos compatibles con anemia, letargia y anorexia, así como mortalidad asociada en algunos casos, lo que sugiere una mayor susceptibilidad o estrés inmunológico derivado de las condiciones de cautiverio. En conjunto, los resultados evidencian que las condiciones ambientales, el comportamiento ecológico y el manejo en confinamiento influyen directamente en la prevalencia y expresión clínica de los hemoparásitos en reptiles (Wakelin 1996).

Por otro lado, detectó presencia de parásitos gastrointestinales en el 100% de los individuos, con diversidad de protozoos (*Giardia*, *Entamoeba*, *Eimeria*, *Balantidium*) y nematodos (*Ascaridia*, *Capillaria*, *Oxiuros*). Las coinfecciones gastrointestinales se registraron en 83 individuos (57,6%), siendo más frecuentes en *Ctenosaura flavidorsalis*. Estos hallazgos confirman un alto nivel de exposición a parásitos entéricos, probablemente relacionado con la convivencia estrecha, la humedad ambiental y el acceso a sustratos contaminados.

En un estudio realizado por Dantas, *et al*, en el 2025, en un zoológico de Portugal, se analizaron 99 muestras fecales de reptiles cautivos, detectándose una prevalencia parasitaria general del 53.5%. Los quelonios presentaron el 100% de positividad (5/5), seguidos de los lagartos con 56.8% (21/37) y las serpientes con 47.4 % (27/57). En comparación, en el presente estudio la prevalencia fue considerablemente mayor, alcanzando el 100% en las tres especies evaluadas. Este contraste puede atribuirse a las condiciones ambientales tropicales, caracterizadas por alta humedad y temperatura, así como al contacto continuo con sustratos contaminados y al manejo en recintos compartidos. Ambos estudios coinciden en que los nematodos del grupo Oxyuroidea son los parásitos más frecuentes en lagartos, favorecidos por su ciclo de vida directo y su resistencia a las condiciones ambientales.

Por otro lado, en 2014, José Cazorla-Perfetti y Morales-Moreno realizaron un estudio en Venezuela para determinar la ocurrencia de parásitos gastrointestinales en heces fecales en poblaciones del lagarto gecko (LG) *Thecadactylus rapicauda* (Squamata, *Phyllodactylidae*) las cuales habitan sinantrópicamente en el área urbana. Se analizaron 150 muestras mediante cinco métodos coprológicos: directo, flotación de WillisMolloy y Faust, sedimentación en tubo y coloración de Kinyoun. Se detectó uno o más taxones parasitarios en 42 muestras fecales (28%), habiendo monoparasitismo en el 19.33% de los casos e infecciones múltiples hasta con parásitos de tres taxones. Comparado con este estudio, en el cual la prevalencia parasitaria fue del 100% y las coinfecciones se registraron en el 57.6 % de los casos, tomando en cuenta que solo se utilizó el método coprológico directo para el análisis de las muestras, nos da una idea de cómo el cautiverio en estos reptiles puede desencadenar un mayor riesgo

de exposición y transmisión de parásitos entéricos, probablemente asociado con factores como la alta densidad poblacional y el contacto estrecho entre individuos.

El cautiverio constituye un factor determinante en la aparición y severidad de enfermedades parasitarias en reptiles. A diferencia de los individuos en vida silvestre, donde suele mantenerse un equilibrio simbiótico entre el hospedador y sus parásitos, las condiciones de confinamiento pueden alterar este balance, favoreciendo la manifestación clínica de las infecciones. El estrés derivado de factores como la superpoblación, dietas inadecuadas, deficiencias reproductivas, alojamiento inapropiado o procedimientos de cuarentena ineficientes puede inducir inmunosupresión, facilitando la proliferación parasitaria. Como consecuencia, los reptiles en cautiverio presentan con mayor frecuencia anemia, pérdida de peso, deterioro de la condición corporal y enteritis asociada, reflejando la ruptura del equilibrio natural hospedero-parásito (Yarto 2011)

VI. CONCLUSIONES

Se confirmaron hemoparásitos y parásitos gastrointestinales en las tres especies estudiadas (*Abronia*, *Sceloporus*. y *Ctenosaura*), con prevalencias variables. Los hemoparásitos mostraron valores bajos en *Abronia* (33.3 %) y *Sceloporus* (7.1 %), pero extremadamente altos en *Ctenosaura* (95.4 %). En contraste, los parásitos gastrointestinales alcanzaron el 100 % de positividad en todas las especies, evidenciando una circulación constante y generalizada.

Los signos clínicos fueron más evidentes en *Sceloporus*, donde el 42.8 % presentó caquexia, ataxia, decaimiento y una mortalidad del 34.2 %. En *Abronia* todos mostraron buena condición corporal y las muertes no se relacionaron directamente con parasitismo, mientras que en *Ctenosaura*, pese a la elevada carga de hemoparásitos, solo el 18.1% mostró signos como caquexia y el 13.6% murió.

Los principales factores de riesgo identificados fueron la alta densidad poblacional, la limpieza insuficiente del sustrato, la humedad elevada y la mezcla de individuos de distinta procedencia. Estas condiciones facilitaron tanto la transmisión fecal-oral de protozoos y helmintos como la proliferación de vectores implicados en la dispersión de hemoparásitos. La falta de control ambiental y el estrés asociado al cautiverio incrementaron la susceptibilidad, confirmando su papel como determinantes biológicos y de manejo en la aparición y persistencia de las infecciones.

VII. RECOMENDACIONES

Se recomienda implementar rutinas de desparasitación y monitoreo coproparasitoscópico y hemático periódico, especialmente en individuos recién ingresados o con signos clínicos evidentes.

Los casos de caquexia observados sugieren deficiencias nutricionales o estrés asociado a parasitosis crónica. Es recomendable reforzar la dieta con fuentes proteicas adecuadas y garantizar un ambiente controlado en temperatura, humedad y fotoperíodo.

Todo individuo que ingrese al centro debe pasar por un periodo de cuarentena con evaluación parasitológica completa. Esta medida permitirá detectar tempranamente infecciones hemoparasitarias o gastrointestinales antes del contacto con otros ejemplares.

Para confirmar la identidad de los hemoparásitos observados, se recomienda complementar los diagnósticos morfológicos con pruebas moleculares (PCR o secuenciación genética), lo que mejorará la precisión taxonómica y epidemiológica de los hallazgos.

VIII. BIBLIOGRAFÍA

- Aparicio, AL. (2002). Estudio de parasitosis en especímenes de Iguana Verde (Iguana iguana) decomisadas por el consejo nacional de áreas protegidas en los años 2002 y 2007 provenientes de Río Dulce Izabal, Guatemala (en línea). s.l., s.e. Disponible en <http://www.repositorio.usac.edu.gt/3270/1/Tesis%20Med%20Vet%20Ana%20L%20Aparicio.pdf>.
- Ariano Sánchez, D; Sunyer, J; Veselý, M&. 2013. *Mesaspis moreletii*. The IUCN Red List of Threatened Species (en línea). DOI: <https://doi.org/10.2305/IUCN.UK.2013>.
- Van As, J; Davies, AJ; Smit, NJ. 2015. Life cycle of *Hepatozoon affluomaloti* sp. n. (Apicomplexa: Haemogregarinidae) in crag lizards (Sauria: Cordylidae) and in culicine mosquitoes from South Africa (en línea). *Folia Parasitologica* 62(1):1-9. DOI: <https://doi.org/10.14411/fp.2015.008>.
- Campbell, TW. 2009. Hemoparasites (en línea). . Disponible en <https://www.sciencedirect.com/sdfe/pdf/download/eid/3-s2.0-B072169327X500596/first-page-pdf>.
- Carvalho, ITS; Furtado, AP; Duarte, MA; Pereira, PHO; Paiva, LSM; Silva, JMA; Colli, GG; Braga, EM; Paludo, GR. 2025. Plasmodium species infecting lizards in the Brazilian Cerrado: Identification and description of a novel species, *Plasmodium brasiliensis* n. sp. (en línea). *PLoS ONE* 20(4 April). DOI: <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0319402>.
- Chang, YC; Lin, TS; Huang, WW; Lee, HY; Shih, CH; Wu, YC; Huang, CC; Chen, TH. 2023. Reevaluation of Hemoparasites in the Black Spiny-Tailed Iguana (*Ctenosaura similis*) with the First Pathological and Molecular Characterizations of *Lankesterella*

desseri n. sp. and Redescription of Hepatozoon gamezi (en línea). Microorganisms 11. DOI: <https://doi.org/10.3390/microorganisms11102374>.

- CITES. 2019. Inclusión del género Ctenosaura (18 especies) en el Apéndice II de la CITES (en línea). Disponible en https://cites.org/sites/default/files/eng/cop/18/prop/020119_d/S-CoP18-Prop_draft-Ctenosaura-spp.pdf.
- Divers, SJ. 2020. Enfermedades parasitarias de los reptiles (en línea, sitio web). Disponible en <https://www.msdevetmanual.com/es/animales-exóticos-y-de-laboratorio/reptiles/enfermedades-parasitarias-de-los-reptiles>.
- Duszynski, DW. 2019. Biodiversity of the Coccidia (Apicomplexa: Conoidasida) in vertebrates: what we know, what we do not know, and what needs to be done (en línea). Folia Parasitologica 66:1-18. DOI: <https://doi.org/10.14411/FP.2021.001>.
- Goldberg, SR; Bursey, CR; Cheam, H. (1998). Helminths of Six Species of Anolis Lizards (Polychrotidae) from Hispaniola, West Indies (en línea). 84. s.l., American Society of Parasitologists. Disponible en https://www.researchgate.net/publication/13369517_Helminths_of_Six_Species_of_Anolis_Lizards_Polychrotidae_from_Hispaniola_West_Indies.
- González Blázquez, M; Alfonso Marzal Reynolds, F; José Martín Rueda Fdo Jaime Alejandro Muriel Redondo, F. (2021). Efectos y consecuencias de las interacciones hemoparásito-hospedador en anfibios y reptiles (en línea). s.l., s.e. Disponible en <https://dehesa.unex.es/entities/publication/26a2f>.
- González, LP; Pacheco, MA; Escalante, AA; Jiménez Maldonado, AD; Cepeda, AS; Rodríguez-Fandiño, OA; Vargas-Ramírez, M; Matta, NE. 2019. Haemocystidium spp., a species complex infecting ancient aquatic turtles of the family Podocnemididae: First

report of these parasites in *Podocnemis vogli* from the Orinoquia (en línea). *International Journal for Parasitology: Parasites and Wildlife* 10:299-309. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.ijppaw.2019.10.003>.

- Hidalgo Vila, J; Díaz-Paniagua, C; Ribas, A; Florencio, M; Pérez-Santigosa, N; Casanova, JC. 2009. Helminth communities of the exotic introduced turtle, *Trachemys scripta elegans* in southwestern Spain: Transmission from native turtles (en línea). *Research in Veterinary Science* 86(3):463-465. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.rvsc.2008.08.003>.
- Jacobson, ER; Garner, MM. 2020. *Infectious Diseases and Pathology of Reptiles* (en línea). Jacobson, ER; Garner, MM (eds.). s.l., CRC Press. DOI: <https://doi.org/10.1201/9780429155567>.
- José Cazorla-Perfetti, D; Morales-Moreno, P. (2015). Intestinal Parasites of *Thecadactylus rapicauda* (Reptilia: Squamata, Phyllodactylidae) in Coro, Falcon State, Venezuela (en línea). XXV. s.l., s.e. Disponible en <https://www.redalyc.org/pdf/959/95941173011.pdf>.
- Köhler, Gunther. 2008. *Reptiles of Central America* (en línea). s.l., Herpeton. 400 p. Disponible en <https://es.scribd.com/document/701827219/Gunther-Kohler-Reptiles-of-Central-America-Herpeton-Verlag-2008>.
- McAllister, CT. 2023. Hemogregarinas (en línea, sitio web). Disponible en <https://encyclopediaofarkansas.net/entries/haemogregarines-12885/>.
- McCranie, JR. 2018. *The lizards, crocodiles, and turtles of Honduras : systematics, distribution, and conservation* (en línea). s.l., Harvard University Museum of Comparative Zoology. 666 p. Disponible en <https://www.biodiversitylibrary.org/item/260413#page/6/mode/1up>.

- Mendoza, JA; Modry, D; Otranto, D. 2020. Zoonotic Parasites of Reptiles: A Crawling Threat (en línea). s.l., Elsevier Ltd, vol.36. p. 677-687 DOI: <https://doi.org/10.1016/j.pt.2020.04.014>.
- Navarre, B de la. 2011. Common parasitic diseases of reptiles & amphibians (Proceedings) (en línea). . Disponible en <https://www.dvm360.com/view/common-parasitic-diseases-reptiles-amphibians-proceedings>.
- O'Donoghue, P. 2017. Haemoprotozoa: Making biological sense of molecular phylogenies (en línea). s.l., Australian Society for Parasitology, vol.6. p. 241-256 DOI: <https://doi.org/10.1016/j.ijppaw.2017.08.007>.
- Pasmans, F; Blahak, S; Martel, A; Pantchev, N. 2008. Introducing reptiles into a captive collection: The role of the veterinarian (en línea). The Veterinary Journal 175(1):53-68. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.tvjl.2006.12.009>.
- Peláez, L. 2023. Tripanosomatideos en reptiles y anuros (en línea, sitio web). Disponible en <https://www.veterinariosvs.org/trypanosomatidae-en-reptiles-y-anuros/>.
- Perkins, SL; Schaer, J. 2016. A Modern Menagerie of Mammalian Malaria (en línea). Trends in Parasitology 32(10):772-782. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.pt.2016.06.001>.
- Picelli, AM; Pacheco, MA; Gonzalez, AD; Pereira, PHO; Rodriguez Fandiño, OA; Correa Higuera, LJ; Ferreira, FC; Kaefer, IL; Pessoa, FAC; Viana, LA; Valkiūnas, G; Escalante, AA; Braga, EM; Matta, NE. 2025. Phylogenetic assessment of Plasmodium (Saurocytozoon) tupinambi comb. nov. (Haemosporida, Plasmodiidae) in golden tegu lizards: shedding light on a long-standing Haemosporida taxonomic puzzle (en línea). Parasitology 152(6):583-601. DOI: <https://doi.org/10.1017/S0031182025000381>.

- Rataj, A V.; Lindtner-Knific, R; Vlahović, K; Mavri, U; Dovč, A. 2011. Parasites in pet reptiles (en línea). *Acta Veterinaria Scandinavica* 53(1). DOI: <https://doi.org/10.1186/1751-0147-53-33>.
- Reynoso, VH; Vázquez-Cruz, M; Rivera-Arroyo, RC; Malone, CL; Grant, TD. 2020. *Ctenosaura flavidorsalis*: Reynoso, V.H., Vázquez-Cruz, M., Rivera-Arroyo, R.C., Malone, C.L. & Grant, T.D. (en línea). s.l., s.e. DOI: <https://doi.org/10.2305/IUCN.UK.2020-2.RLTS.T44188A2993811.en>.
- Rodríguez, ME. 2015. Identificación de parásitos intestinales presentes en Reptiles en cautiverio en dos centros de manejo de Fauna silvestre (en línea). s.l., s.e. . Disponible en <https://www.dspace.uce.edu.ec/server/api/core/bitstreams/ad232d0a-b82d-4710-8a8d-b51bcee6524e/content>.
- Sazmand, A; Miadfar, MP; Deak, G; Babaei, M; Mendoza-Roldan, JA; Otranto, D. 2024. Parasites of reptiles in Iran (1922–2023): A literature review (en línea). s.l., Australian Society for Parasitology, vol.25. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.ijppaw.2024.100992>.
- Telford, Jr, SR. 2016. Hemoparasites of the Reptilia (en línea). s.l., CRC Press. DOI: <https://doi.org/10.1201/9781420080414>.
- Valls, X. 2020. Parasitosis comunes en Reptiles: SAURIOS. ¿Cómo diagnosticar y como tratar?
- Wakelin, Derek. 1996. Immunity to parasites : how parasitic infections are controlled (en línea). s.l., Cambridge University Press. 204 p. Disponible en https://granatensis.ugr.es/discovery/fulldisplay/alma991002700319704990/34CBUA_UGR:VU1.

- Yarto, JE. 2011. Alojamiento y problemas relacionados en reptiles: quemaduras, problemas digestivos y respiratorios. (en línea). s.l., s.e. Disponible en <http://www.congreso.laveccs.org/res2011/Alojamiento20y20problemas20relacionados20en20reptiles.pdf>.

IX. ANEXOS

Anexo 1. Formato para ficha de registro de las especies a muestreadas.



IDENTIFICACIÓN DE PARÁSITOS EN
LAGARTIJAS DEL GÉNERO
(*Ctenosaura*, *Abronia* y *Sceloporus*)



FICHA DE CLÍNICA

DATOS GENERALES			
Ficha N°		Fecha de evaluación:	
Especie:			
Nombre Común			
Sexo:	☐ Macho ☐ Hembra ☐ Indeterminado		
Estado de desarrollo:	☐ Juvenil ☐ Subadulto ☐ Adulto		
Marcas de identificación:			
Coloración general:			
Observación Clínica			
MORFOMETRÍA (cm)			
Longitud hocico-cloaca		Longitud total	
Longitud cola		Ancho de cabeza	
Peso (g)		Condición Corporal	
Observaciones morfométricas			

Anexo 2. Ficha de registro acerca de las condiciones de manejo de los individuos.

DATOS GENERALES			
Fecha:		Grupo No:	
Especie:			
Tipo de alojamiento			
Número de individuos en el recinto			
Frecuencia de limpieza			
Calidad del sustrato			
Acceso a agua potable			
Tipo de dieta			
Frecuencia de alimentación			
Temperatura ambiental			

Anexo 3. Formato para exámenes parasitológicos.



IDENTIFICACIÓN DE PARÁSITOS EN LAGARTIJAS DEL GÉNERO (*Ctenosaura*, *Abronia* y *Sceloporus*)



FORMATO DE EXAMENES PARASITARIOS

DATOS DEL INDIVIDUO

ESPECIE:	
FECHA:	MARCA DE IDENTIFICACIÓN:

EXAMEN COPROLÓGICO

DATOS DE LA MUESTRA FECAL

CONSISTENCIA:	COLOR:
OLOR:	PRESENCIA DE MOCO: ☐ Sí ☐ No

RESULTADO MICROSCÓPICO

PARÁSITOS OBSERVADOS	ESTADIO	MORFOLOGÍA

OBSERVACIONES ADICIONALES

EXAMEN HEMOPARASITARIO

DATOS DE LA MUESTRA SANGUÍNEA

SITIO DE EXTRACCIÓN:	TÉCNICA DE TOMA:
TIPO DE MUESTRA: ☐ Frotis ☐ Extendido ☐ Otro:	COLORACIÓN: ☐ Giemsa ☐ Wright ☐ Otro:

RESULTADO MICROSCÓPICO

PARÁSITO OBSERVADO	ESTADIO	LOCALIZACIÓN CELULAR	MORFOLOGÍA

OBSERVACIONES ADICIONALES

Anexo 4. Resumen general de resultados.

Parámetro	<i>Abronia moreletii</i>	<i>Sceloporus</i> spp.	<i>Ctenosaura flavidorsalis</i>
N muestreados	30	70	44
Prevalencia hemoparásitos (%)	33.3 %	7.1 %	95.4 %
Géneros hemoparasitarios	<i>Schellackia, Plasmodium, Sauroplasma</i>		<i>Schellackia, Hepatozoon, Plasmodium</i>
Coinfecciones hemáticas (%)	10 % (3 casos)	1.4 % (1 caso)	13.6 % (6 casos)
Prevalencia gastrointestinal (%)	100 %	100 %	100%
Géneros gastrointestinales principales	<i>Entamoeba, Giardia, Eimeria, Choleoeimeria, Balantidium, Oxiuros, Nyctotherus</i>	<i>Giardia, Entamoeba, Acaridia, Capillaria, Pharyngodon.,</i> morfotipo NI 2.1	<i>Entamoeba, Giardia, Oxiuros, Oochoristica spp.</i>
Coinfección gastrointestinal (%)	80 %	35.7 %	77.3 %
Signos clínicos frecuentes	Ninguno severo; 8 muertes por agresión	Caquexia, ataxia, debilidad, muertes asociadas a parasitosis	Caquexia en juveniles y subadultos,
Mortalidad general	26.6 % (8/30, no por parásitos)	34.2 % (24/70, asociadas a parasitosis)	13.6 % (6/44, parcialmente asociadas)
Condición corporal promedio (ICC)	2.5–3 (buena)	1.5–3 (deficiente)	2-3 (moderada)
Interpretación global	Infección moderada, poco impacto clínico	Alta carga gastrointestinal, mortalidad elevada	Alta prevalencia hemática, curso subclínico

Anexo 5. Diferentes imágenes resultantes de la investigación.



Imagen 1. *Sceloporus* spp. individuos ubicados en recipientes plásticos tomando el sol de la mañana y siendo colocados en agua para desprendimiento de muda pegada.

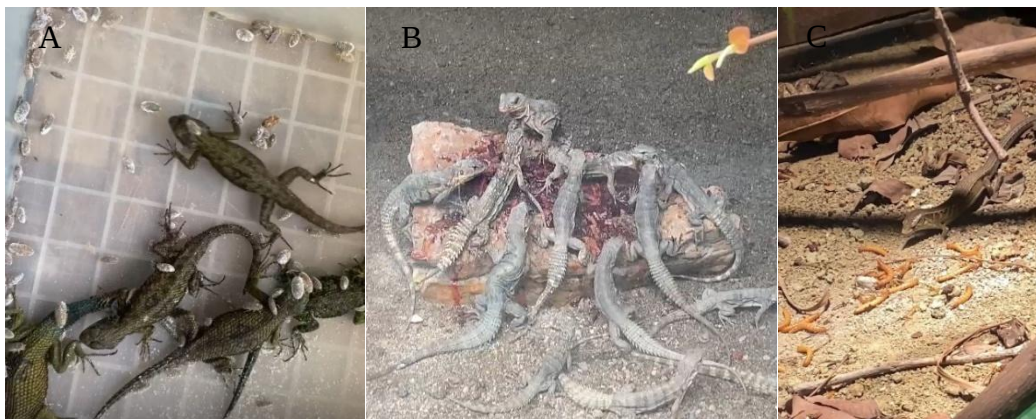


Imagen 2. Alimentación de los ejemplares estudiados. A). *Sceloporus* spp alimentándose de cucarachas juveniles (*Blaptica dubia*). B). *Ctenosaura flavidorsalis* alimentados con rallado de zanahoria y remolacha. C). *Abronia moreletii* alimentándose de tenebrios.



Imagen 3. Termohigrómetros permanentes en terrarios para evaluación continua de temperatura y humedad.



Imagen 4. Aislamiento de individuos para la obtención de muestras fecales.

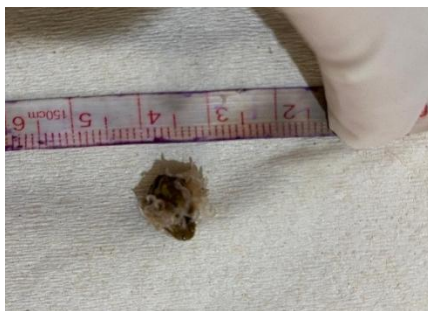


Imagen 5. Parásitos adultos extraídos de muestra fecal a individuo 22 de *Cteosaura flavidorsalis* tras la muerte súbita.

Anexo 6. Imágenes de fases parasitarias encontradas en la investigación.

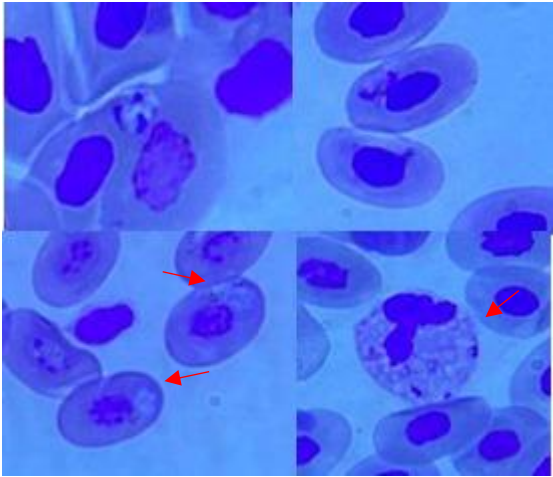
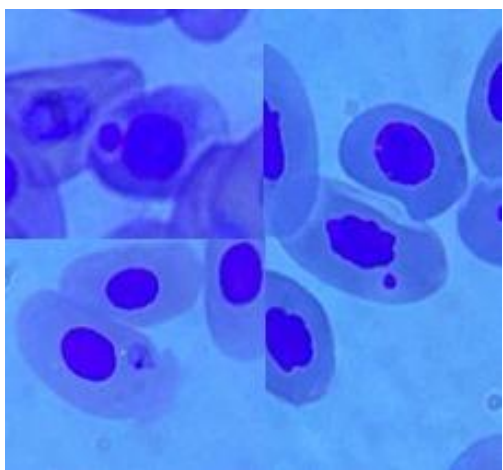
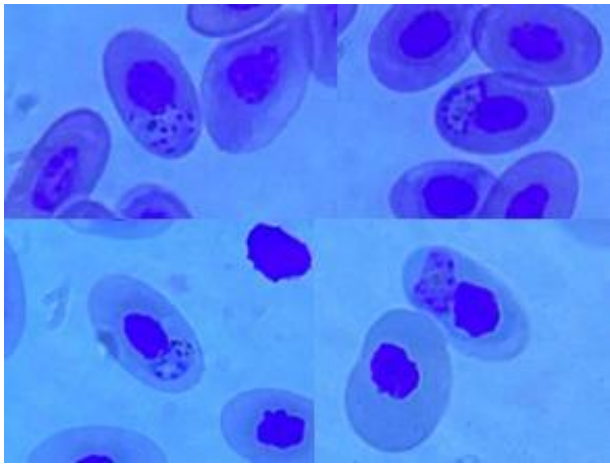
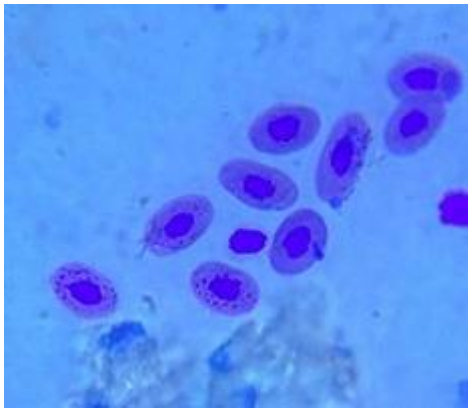
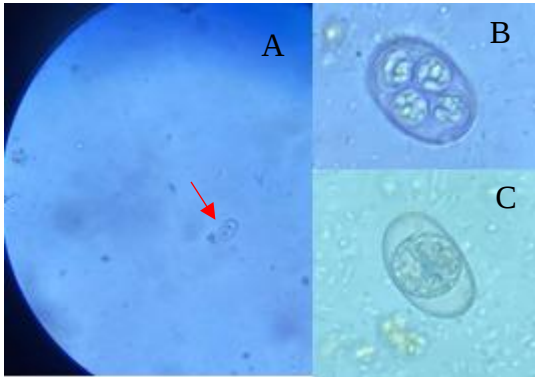
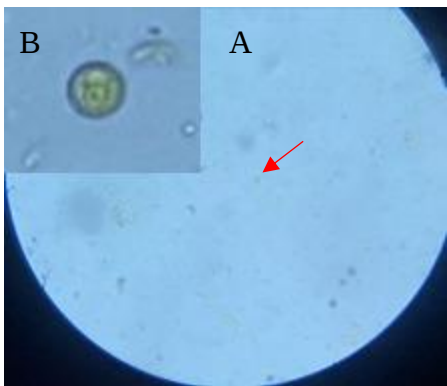
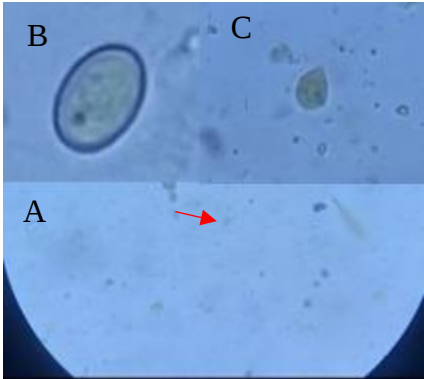
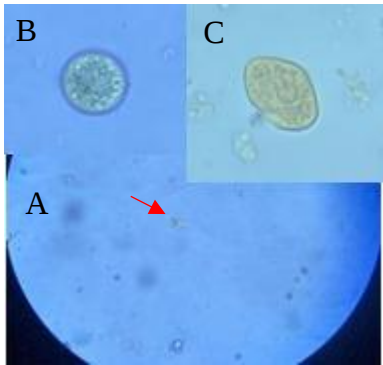
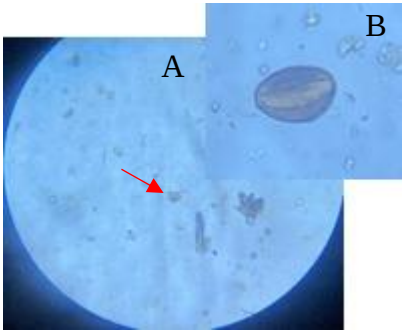
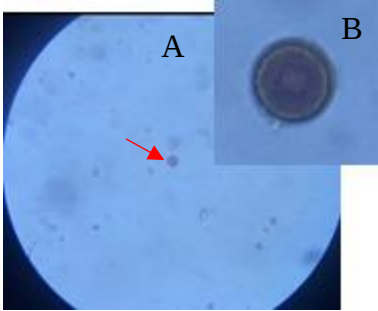
Hemoparásitos en <i>Abronia moreletii</i>	
	
Compatible con esporozoitos de <i>Schellackia</i> spp.	Compatible con gametocitos de <i>Sauroplasma</i> spp.
	
Compatible con macrogametocitos de <i>Plasmodium</i> spp.	Morfoespecie no identificada 1.1

Imagen 6. Hemoparásitos encontrados en *Abronia moreletii*.

Parásitos gastrointestinales encontrados en <i>Abronia moreletii</i>	
	
A). Observación del campo en 40x. B). ooquistes esporulado y C). ooquiste no esporulado de <i>Choleoeimeria</i> spp.	A). Observación del campo en 40x. B). ooquiste esporulado de <i>Eimeria subspherica</i> .
	
A). Observación del campo en 40x. B). Quiste y C). trofozoíto de <i>Giardia</i> spp.	A). Observación del campo en 40x. B). Quiste y C). trofozoíto de <i>Entamoeba</i> spp.
	
A). Observación del campo en 40x. B). Posible huevo de <i>Oxiuros</i> .	A). Observación del campo en 40x. B). Posible quiste de <i>Balantidium</i> spp.

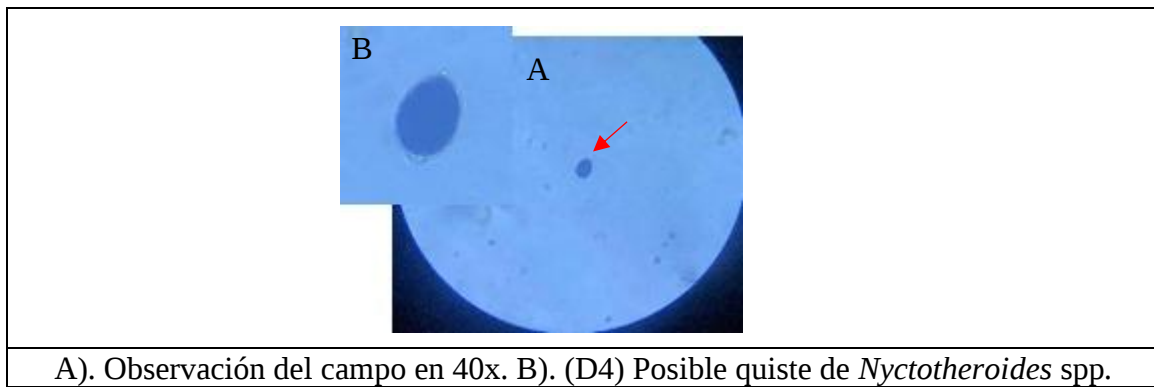


Imagen 7. Parásitos gastrointestinales encontrados en *Abronía moreletii*.

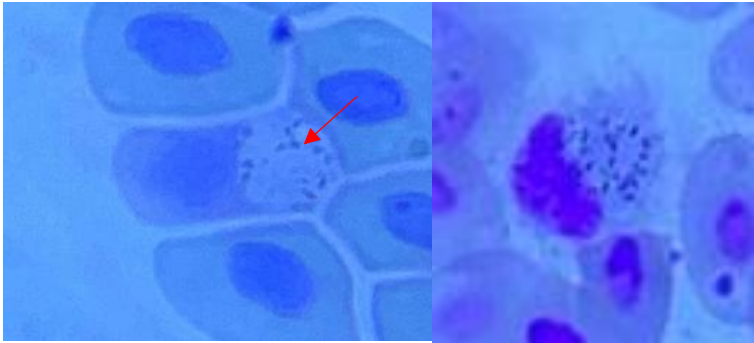
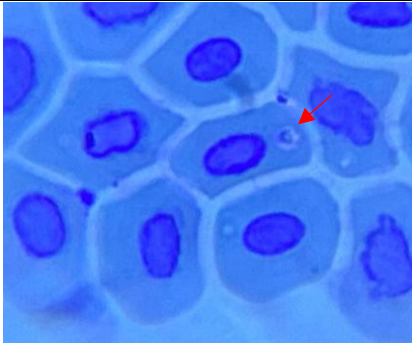
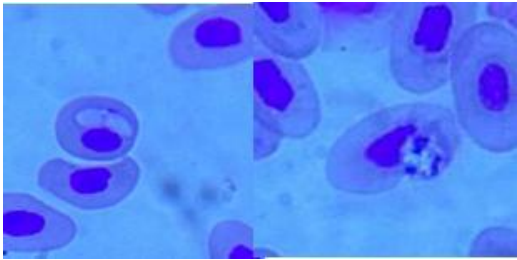
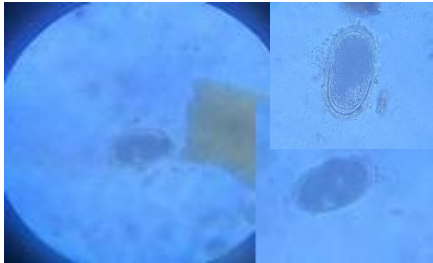
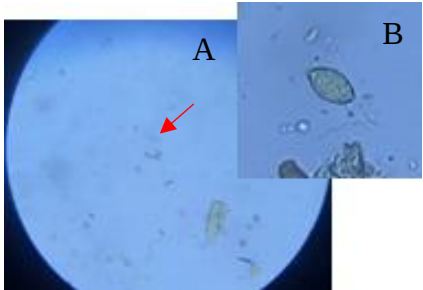
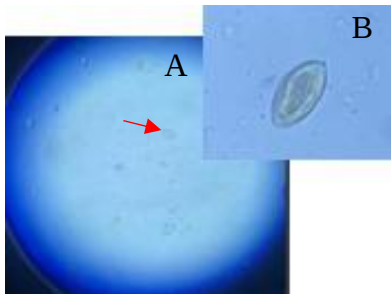
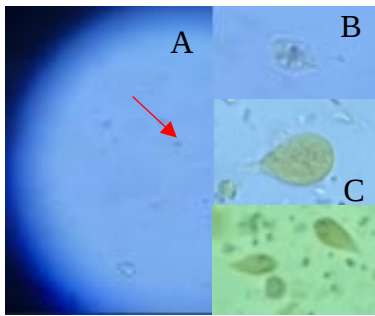
Sospecha de Hemoparásitos en <i>Sceloporus</i> spp.	
	
Compatible con gametocitos de <i>Plasmodium</i> spp.	
	
Compatible con gametocitos de <i>Sauroplasma</i> spp.	Compatible con esporozoitos de <i>Schellakia</i> spp.

Imagen 8. Hemoparásitos encontrados en *Sceloporus* spp.

Parásitos gastrointestinales identificados en <i>Sceloporus</i> spp.	
	
Huevos de <i>Ascaris</i> spp.	Compatible con parásito adulto de <i>Ascaris</i> spp.
	
A). Observación del campo en 40x. B). Complatile con huevo de <i>Capillaria</i> spp.	A). Observación del campo en 40x. B). compatible con huevo de <i>Pharyngodon</i> spp.
	
Compatible con quiste de <i>Entamoeba</i> spp.	A). Observación del campo en 40x. B). Quiste y C). trofozoito de <i>Giardia</i> spp.

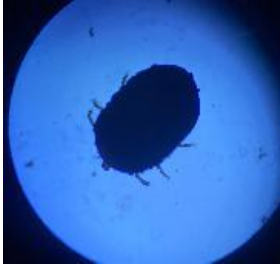
	
Sospecha de adulto de <i>Pharyngodon</i> spp.	Ectoparásito encontrado en individuo 1
	
Acaro encontrado en heces	

Imagen 9. Parásitos gastrointestinales encontrados en *Sceloporus* spp.

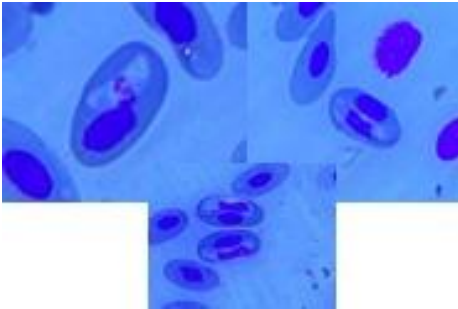
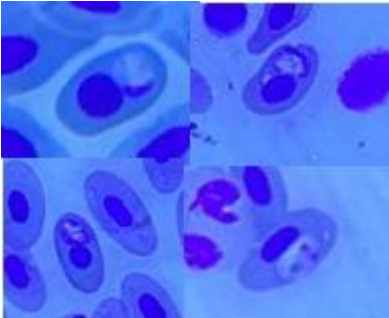
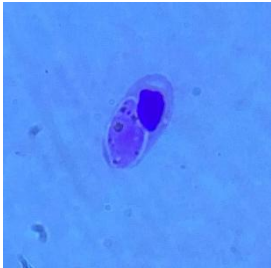
Hemoparásitos <i>Ctenosaura flavidorsalis</i>	
	
Compatible con gamontes de <i>Hepatozoon</i> spp.	Compatible con esporozoitos de <i>Schellackia</i> spp.
	
Posibles gametocitos de <i>Plasmodium</i> spp.	

Imagen 10. Hemoparásitos encontrados en *Ctenosaura flavidorsalis*.

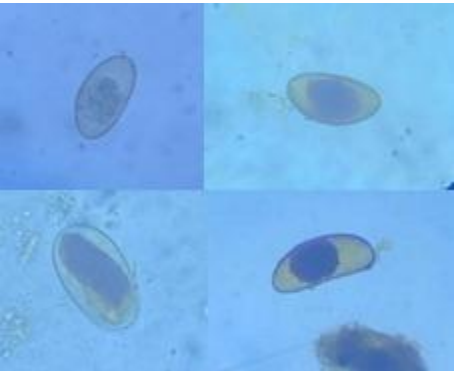
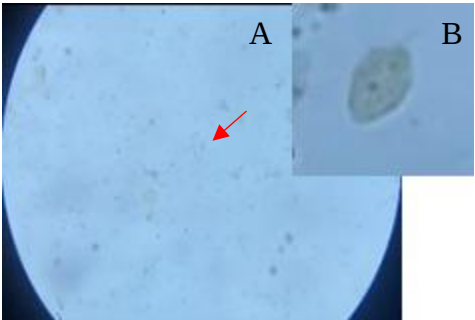
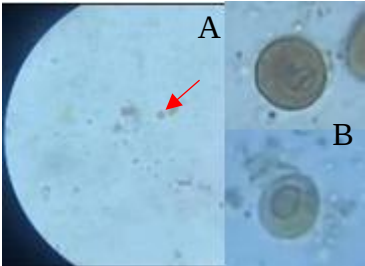
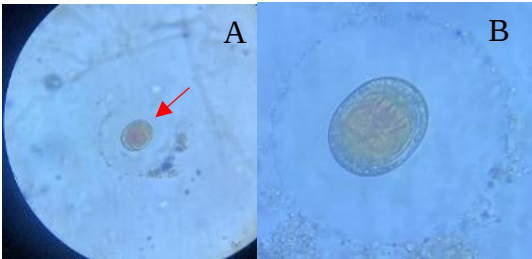
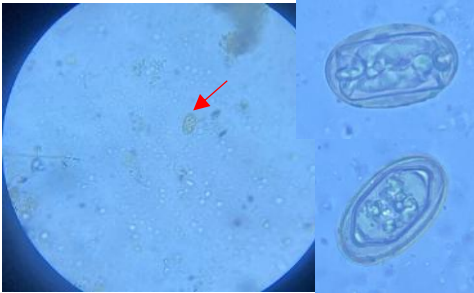
Parásitos gastrointestinales identificados en <i>Ctenosaura flavidorsalis</i>	
	
Huevo compatible con <i>Oxiuros</i> .	A). Observación del campo en 40x. B). Quiste de <i>Giardia</i> spp.
	
A). Observación del campo en 40x. B). Posible quiste de <i>Entamoeba</i> spp.	A). Observación del campo en 40x. B). Huevo de <i>Oochoristica</i> spp
	
A). Observación del campo en 40x. B). Posible huevo de <i>Capillaria</i> spp.	

Imagen 11. Parásitos gastrointestinales encontrados en *Ctenosaura flavidorsalis*.

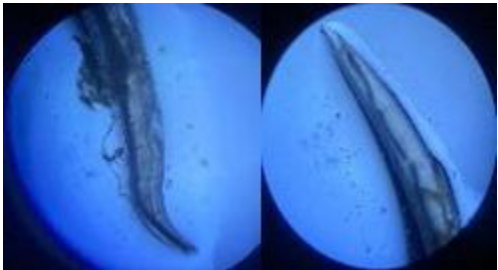
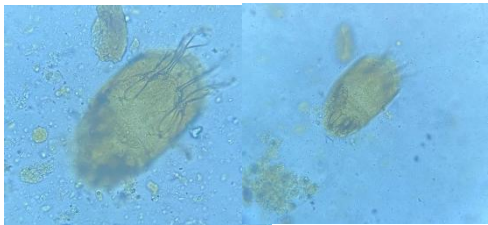
Estadios adultos de parásitos gastrointestinales en <i>Ctenosaura flavidorsalis</i>	
	
Parasito adulto compatible con <i>Enterobius</i> spp	Parasito adulto compatible con <i>Enterobius</i> spp.
	
Acaro encontrado en muestra fecal	Parasito adulto compatible con <i>Enterobius</i> spp

Imagen 12. Estadios adultos encontrados en *Ctenosaura flavidorsalis*.

Anexo 7. Comparación de la frecuencia de hemoparásitos entre *Ctenosaura flavidorsalis*, *Sceloporus* spp. y *Abronia moreletii* utilizando la prueba de Chi-cuadrado.

Parámetro	Valor
χ^2 (Chi-cuadrado)	88.73
gl (grados de libertad)	2
p-valor	5.41×10^{-20}

Anexo 8. Prevalencia de hemoparásitos según sexo y estadio en *Abronia moreletii*.

Sexo	Estadio	Positivos	Especie de parásito	Frecuencia
Macho	Juvenil	3	<i>Schellackia</i> sp.	3
	Adulto	4	<i>Schellackia</i> sp., <i>Plasmodium</i> sp., <i>Sauroplasma</i> sp.	4
Hembra	Adulta	3	<i>Schellackia</i> sp., <i>Plasmodium</i> sp., <i>Sauroplasma</i> sp.	3
Total	-	10/30 (33.3%)	-	

Anexo 9. Frecuencia de parásitos gastrointestinales según sexo y estadio *Abronia moreletii*.

Género	N° individuos infectados	Machos	Hembras	Adultos	Juveniles
<i>Entamoeba</i>	21	11	10	19	2
<i>Giardia</i>	16	9	7	13	3
<i>Choleoeimeria</i>	14	9	5	9	5
<i>Eimeria</i>	12	7	5	4	8
<i>Balantidium</i>	5	2	3	3	2
<i>Oxiuros</i>	2	0	2	2	0
<i>Nyctotherus</i>	1	1	0	-	-

Anexo 10. Frecuencia de parásitos gastrointestinales según sexo y estadio en *Sceloporus* spp.

Parásito identificado	Positivos	% total	Macho s	Hembra s	Adult os	Juvenil es	Signos clínicos	Muerte s
<i>Giardia</i>	64	91.4 %	34	30	46	18	28	20
<i>Entamoeba</i>	11	15.7 %	7	3	6	5	3	2
<i>Ascaridia</i>	3	4.3 %	0	3	0	3	1	2
<i>Oxiuros</i>	3	4.3 %	2	1	3	0	1	1
<i>Capillaria</i>	2	2.9 %	0	2	2	0	1	1

Anexo 11. Prevalencia de hemoparásitos en *Ctenosaura flavidorsalis* según etapa de desarrollo.

Tipo de hemoparásito	Adultos	Subadultos	Juveniles	Total positivos	% sobre el total
<i>Schellackia</i> sp.	10	14	7	31	70.4 %
<i>Hepatozoon</i> sp.	7	9	0	16	36.3 %
<i>Plasmodium</i> sp.	0	1	0	1	2.3 %

Anexo 12. Frecuencia de parásitos gastrointestinales según sexo y estadio en *Ctenosaura flavidorsalis*.

Estadio	Total individuos	<i>Entamoeba</i> (+)	<i>Oxiuros</i> (+)	<i>Giardia</i> (+)	<i>Capillaria</i> (+)	Otros parásitos (+)
Subadulto	22	14	13	8	3	1
Adulto	16	12	7	6	1	0
Juvenil	6	4	5	3	4	2