

Universidad Nacional
Facultad de Ciencias de la Salud
Escuela de Medicina Veterinaria

**Pasantía en el Laboratorio de Parasitología de la Escuela de
Medicina Veterinaria, Universidad Nacional**

Modalidad: Pasantía

**Trabajo Final de Graduación para optar por el Grado Académico
Licenciatura en Medicina Veterinaria**

Mónica Delgado Hernández

Campus Presbítero Benjamín Núñez

2025

TRIBUNAL EVALUADOR

Laura Sofía Bouza Mora, M.Sc. (a)
Vicedecana
Facultad de Ciencias de la Salud

Julia Rodríguez Barahona, PhD.
Directora
Escuela de Medicina Veterinaria

Víctor Manuel Montenegro Hidalgo, PhD.
Tutor

Fecha: _____

Dedicatoria y agradecimiento:

A mi familia, siempre han sido mi mayor apoyo. Mami, papi y Ga, sin ustedes no hubiera llegado hasta aquí, me han acompañado sin juicios durante el tiempo que llevo en la carrera y no podría estar más agradecida con la vida de tenerlos.

A mi pareja Eduardo, llegaste en los últimos años de carrera y me diste la paz y amor que necesitaba para terminar esta fase de mi vida.

Al Dr. Víctor Montenegro, gracias por todo el conocimiento y el apoyo que me ha dado durante todos estos años de asistencia y en la pasantía.

A la Dra. Ana Jiménez por la oportunidad de poder desarrollar las actividades en el laboratorio.

A Cesar Pérez, por el apoyo y aprendizaje durante toda la pasantía, por la paciencia y dedicación.

Al CENIBiot y a Erika Barrantes por la oportunidad de poder realizar prácticas en sus laboratorios y enseñarme procedimientos nuevos.

A administrativos y profesores de la Universidad Nacional, por el gran conocimiento y apoyo durante la carrera.

ÍNDICE DE CONTENIDOS

TRIBUNAL EVALUADOR	II
ÍNDICE DE CONTENIDOS	IV
ÍNDICE DE CUADROS.....	VI
ÍNDICE DE FIGURAS.....	VII
Lista de abreviaturas y símbolos.....	VIII
Resumen.....	IX
Abstract	XI
1. INTRODUCCIÓN	1
1.1. Antecedentes	1
1.2. Justificación.....	4
1.3. Objetivos	5
1.3.1. Objetivo General.....	5
1.3.2. Objetivos Específicos	5
2. METODOLOGÍA	6
2.1. Área de trabajo	6
2.2. Actividades realizadas.....	6
2.2.1. Análisis de muestras en el Laboratorio de Parasitología.....	6
2.2.2. Actividades dentro del Laboratorio de Parasitología.	8
2.2.3. Colección de garrapatas.....	9
2.2.4. Giras del Laboratorio de Parasitología	9
2.2.5. Participación en los Laboratorios del CENIBiot.....	10
2.3. Registro de actividades y análisis de datos	10
3. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	12
3.1. Muestras analizadas en el Laboratorio de Parasitología.	12
3.1.1. Especies animales	12
3.1.2. Tipos de muestras	15
3.1.3. Parásitos encontrados por especie	17
3.2. Muestras de proyectos analizadas en el Laboratorio de Parasitología.	28
3.2.1. Toma y procesamiento de muestras de giras.	28

3.2.2. Procesamiento de muestras de cerdos.	32
3.2.3. Clasificación de garrapatas.	33
3.3. Actividades realizadas en el CENIBiot.	37
4. CONCLUSIONES.	39
5. RECOMENDACIONES.	40
6. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS:	41
7. ANEXOS.	51

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro 1: Resultados observados en muestras de sangre de perros que se analizaron en el Laboratorio de Parasitología para determinar la presencia de <i>Dirofilaria immitis</i> , Escuela de Medicina Veterinaria, Universidad Nacional, Costa Rica.....	30
Cuadro 2: Resultados observados en muestras de cerdos de distintas granjas a nivel nacional que se analizaron en el Laboratorio de Parasitología, Escuela de Medicina Veterinaria, Universidad Nacional, Costa Rica.....	32

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1: Porcentaje de muestras analizadas en el Laboratorio de Parasitología según la especie animal de procedencia, Escuela de Medicina Veterinaria, Universidad Nacional, Costa Rica....	12
Figura 2: Porcentaje de muestras analizadas en el Laboratorio de Parasitología según el tipo de muestras analizadas, Escuela de Medicina Veterinaria, Universidad Nacional, Costa Rica.....	16
Figura 3: Porcentaje de muestras analizadas en el Laboratorio de Parasitología según el tipo de PGI observado en caninos, Escuela de Medicina Veterinaria, Universidad Nacional, Costa Rica	17
Figura 4: Cantidad de muestras analizadas de pequeños rumiantes en el Laboratorio de Parasitología según su conteo de HPG, Escuela de Medicina Veterinaria, Universidad Nacional, Costa Rica	20
Figura 5: Porcentaje de muestras analizadas en el Laboratorio de Parasitología según el tipo de PGI observado en animales silvestres, Escuela de Medicina Veterinaria, Universidad Nacional, Costa Rica	21
Figura 6: Porcentaje de muestras analizadas en el Laboratorio de Parasitología según el tipo de PGI observado en bovinos, Escuela de Medicina Veterinaria, Universidad Nacional, Costa Rica.....	23
Figura 7: Cantidad de muestras analizadas de bovinos en el Laboratorio de Parasitología según su conteo de HPG, Escuela de Medicina Veterinaria, Universidad Nacional, Costa Rica.....	23
Figura 8: Cantidad de muestras analizadas de aves <i>Gallus gallus domesticus</i> en el Laboratorio de Parasitología según su conteo de OPG, Escuela de Medicina Veterinaria, Universidad Nacional, Costa Rica	25
Figura 9: Porcentaje de muestras analizadas en el Laboratorio de Parasitología según el tipo de PGI observado en equinos, Escuela de Medicina Veterinaria, Universidad Nacional, Costa Rica.....	26
Figura 10: Cantidad de muestras analizadas de equinos en el Laboratorio de Parasitología según su conteo de HPG, Escuela de Medicina Veterinaria, Universidad Nacional, Costa Rica.....	26
Figura 11: Cantidad de muestras analizadas de perros en el Laboratorio de Parasitología según su contacto con perros y otros animales, Escuela de Medicina Veterinaria, Universidad Nacional, Costa Rica	28
Figura 12: Cantidad de muestras analizadas de perros en el Laboratorio de Parasitología según el tiempo entre cada desparasitación, Escuela de Medicina Veterinaria, Universidad Nacional, Costa Rica	29
Figura 13: Porcentaje de muestras de perros que se analizaron en el Laboratorio de Parasitología según la presencia de parásitos en heces, Escuela de Medicina Veterinaria, Universidad Nacional, Costa Rica	31
Figura 14: Porcentaje de garrapatas observadas en el Laboratorio de Parasitología según género, Escuela de Medicina Veterinaria, Universidad Nacional, Costa Rica	34
Figura 15: Número de garrapatas observadas en el Laboratorio de Parasitología por género según su estadio de vida, Escuela de Medicina Veterinaria, Universidad Nacional, Costa Rica	35
Figura 16: Porcentaje de garrapatas <i>Amblyomma</i> spp. observadas en el Laboratorio de Parasitología según su especie, Escuela de Medicina Veterinaria, Universidad Nacional, Costa Rica	36

Lista de abreviaturas y símbolos

ADN.:	Ácido desoxirribonucleico
Dr.:	Doctor
Dra.:	Doctora
HCl:	Ácido clorhídrico
HEMS:	Hospital de Especies Menores y Silvestres
HEMT:	Hospital de Especies Mayores y Terapias Regenerativas
HPG:	Huevos por gramos de heces
KOH:	Hidróxido de potasio
OPG:	Ooquistes por gramo de heces
PCR:	Reacción en cadena de la polimerasa
PGI:	Parásitos Gastrointestinales
SRD:	Sin Raza Definida

Resumen

La parasitología veterinaria estudia los parásitos, sus ciclos biológicos y su impacto en los seres vivos. Debido a su estudio conocemos varias técnicas laboratoriales que sirven de herramienta a los profesionales de la salud para llegar a un diagnóstico.

Se realizó una pasantía en el Laboratorio de Parasitología de la Escuela de Medicina Veterinaria de la Universidad Nacional, entre el 8 de enero y el 22 de marzo de 2024. Además, se realizaron ocho prácticas en los laboratorios del CENIBiot entre febrero y abril de 2024 de 7 am a 1 pm. El objetivo fue reforzar los conocimientos sobre parasitología veterinaria y mejorar habilidades de tomas de muestras y técnicas empleadas.

Se participó en la recepción, toma de muestras en campo y análisis de muestras en el laboratorio. También se clasificaron distintas especies de garrapatas y se participó en pruebas en los laboratorios del CENIBiot como la extracción de ADN y realización de Reacción en Cadena de la Polimerasa (PCR).

Se procesaron 188 muestras, entre las cuales estaban 59 (31,4%) muestras de caninos, 38 (20,2%) de caprinos, 37 (19,7%) de animales silvestres, 21 (11,2%) de bovinos, 12 (6,4%) de aves, nueve (4,8%) de equinos, tres (1,6%) de conejo, un felino (0,5%) y la identificación de ocho garrapatas (4,3%).

En las giras se recolectaron las muestras de sangre de 48 caninos y 14 muestras de heces. Cuatro (8,3%) muestras de sangre resultaron positivas a *Dirofilaria immitis*; y en las muestras de heces se observaron cinco (38,5%) muestras con Ancylostomatideos y una (7,7%) muestra con Ancylostomatideos y *Trichuris vulpis*.

Se analizaron 167 muestras de heces de cerdos para determinar la cantidad de ooquistes de coccidios presentes en las muestras. Se clasificaron 1039 garrapatas y se contabilizaron 758 (73,0%) garrapatas del género *Amblyomma* spp., 290 (18,3%) del género *Rhipicephalus* sp., 88 (8,5%) del género *Dermacentor* sp. y 3 (0,4%) del género *Ixodes* sp. Se participó en la extracción de ADN de coágulos de sangre de caninos, y se realizó PCR para determinar la presencia de *Trypanosoma cruzi*.

Se reforzaron los conocimientos sobre parásitos y las distintas técnicas realizadas en el Laboratorio de Parasitología. Se realizaron varias tomas de muestras en campo y se colaboró con la identificación de parásitos de las muestras referidas al Laboratorio de Parasitología. Por último, se adquirieron nuevos conocimientos sobre técnicas de genética molecular en el Laboratorio del CENIBiot.

Palabras claves: parasitología veterinaria, parásitos gastrointestinales, garrapatas, *Dirofilaria immitis*.

Abstract

Veterinary parasitology studies parasites, their biological cycles, and their impact on living beings. Through its study, we learn various laboratory techniques that serve as tools for healthcare professionals to reach a diagnosis.

An internship was held in the Parasitology Laboratory of the School of Veterinary Medicine of the National University, between January 8 and March 22, 2024. In addition, eight internships were conducted in the CENIBiot laboratories between February and April 2024, from 7 am to 1 pm. The objective was to strengthen knowledge of veterinary parasitology and improve sample collection skills and techniques used.

Participants participated in the reception, field sample collection, and laboratory analysis. Different tick species were also classified and participants participated in tests in the CENIBiot laboratories, such as DNA extraction and Polymerase Chain Reaction (PCR).

A total of 188 samples were processed, including 59 (31.4%) canine samples, 38 (20.2%) goat samples, 37 (19.7%) wild animal samples, 21 (11.2%) bovine samples, 12 (6.4%) poultry samples, nine (4.8%) equine samples, three (1.6%) rabbit samples, one feline sample (0.5%), and eight ticks (4.3%) were identified.

During the field trips, blood samples were collected from 48 canine samples and 14 fecal samples. Four (8.3%) blood samples were positive for *Dirofilaria immitis*; and five (38.5%) samples were found to have Ancylostomatids and one (7.7%) sample was found to have Ancylostomatids and *Trichuris vulpis*.

A total of 167 pig fecal samples were analyzed to determine the number of coccidial oocysts present. A total of 1,039 ticks were classified, and 758 (73.0%) were *Amblyomma* spp. ticks, 290 (18.3%) were *Rhipicephalus* spp. ticks, 88 (8.5%) were *Dermacentor* spp. ticks, and 3 (0.4%) were *Ixodes* spp. ticks were counted. The team participated in DNA extraction from canine blood clots, and PCR was performed to determine the presence of *Trypanosoma cruzi*.

Knowledge of parasites and the various techniques used in the Parasitology Laboratory was strengthened. Several field samples were taken, and the team collaborated with the

identification of parasites in samples referring to the Parasitology Laboratory. Finally, new knowledge was acquired on molecular genetic techniques in the CENIBiot Laboratory.

Key words: veterinary parasitology, gastrointestinal parasites, ticks, *Dirofilaria immitis*.

1. INTRODUCCIÓN

1.1. Antecedentes

Desde la antigüedad existen registros donde el ser humano retrata los efectos que tenían las enfermedades parasitarias en diferentes organismos. Por ejemplo, en el Papiro de Ebers los egipcios ya realizaban descripciones de estas enfermedades. Por otro lado, estudios actuales han encontrado huevos de parásitos en momias de hace 1200 a. C. (Cox, 2002; Ashram et al., 2017).

Como ejemplos de descubrimientos posteriores tenemos a Hipócrates (460-375 a. C), quien realizó obras como el Corpus Hipocrático donde describió gusanos que observaba tanto en humanos como animales domésticos y peces. También médicos latinos y médicos árabes (25 a. C al 200 d. C) detallaron la presencia de varios parásitos como *Ascaris lumbricoides*, *Taenia*, *Enterobius* y *Dracunculus medinensis* (Becerril, 2016).

Debido al desarrollo científico y tecnológico de la época solo se realizaban descripciones de parásitos visibles al ojo humano; sin embargo, existen descripciones de signos de enfermedades causados por protozoarios, aunque no se podía determinar el agente causal (Becerril, 2016). En el Renacimiento con la invención del microscopio y los descubrimientos de Pasteur y muchos científicos más, se logró desmentir teorías como la generación espontánea y se pudo observar estructuras microscópicas que resultaron de suma importancia para el entendimiento de distintas enfermedades (Cox, 2002; Ashram et al., 2017).

Ya a finales del siglo XIX se reconoce la importancia de la parasitología en la salud tanto de humanos como animales; sin embargo, el uso de técnicas de biología molecular generó cambios sustanciales en la parasitología, por lo que estas técnicas se volvieron parte cotidiana de las investigaciones médicas y biológicas, así como la implementación de su uso en el diagnóstico (Mihalca, 2013).

Para entender la parasitología veterinaria podemos explicar algunos conceptos importantes. La parasitología veterinaria se encarga del estudio de los parásitos y sus ciclos biológicos, aspectos inmunológicos y relaciones entre hospederos y parásitos. Además, investiga los efectos en la salud de los animales y el impacto que pueda tener con relación a los seres humanos (Quiroz, 2017).

Parte de este estudio se centra en las características morfológicas de los parásitos, y resulta de suma importancia en la detección y tratamiento de enfermedades ya que parásitos con características similares pueden desarrollar cuadros clínicos distintos o requerir un tratamiento específico (Pardo & Buitrago, 2002).

Un parásito es un organismo que sobrevive utilizando los recursos fisiológicos de otro organismo al que se le denomina hospedero, siendo el parásito que sale beneficiado de esta relación causando daños al hospedero y reacciones inmunes vigorosas diferentes a las que se presentan en infecciones bacterianas o virales (Ryan & Ray, 2017).

Existen parásitos que pueden coexistir sin causar enfermedades a los hospederos, lo que conocemos como comensalismo, y puede observarse por ejemplo en amebas que se encuentran en parte del intestino del ganado sin causar enfermedades descritas. Algunos organismos funcionan como transporte para los parásitos tales como varias especies de mosca que sirven como transporte para las larvas de la mosca *Dermatobia hominis*, a esto se le conoce como forosis. También existe la parasitosis en donde los parásitos dependen completamente de su hospedero y afectan la salud de este (Ryan & Ray, 2017; Bowman, 2021).

Existen parásitos que siempre requieren alojarse, o bien alimentarse de su hospedero, los cuales se definen como parásitos obligados u obligatorios, por ejemplo, algunas larvas de mosca, una de estas es *Hypoderma bovis*. Además, existen aquellos que pueden tener vida libre dependiendo de las circunstancias y se conocen como parásitos facultativos, entre estos las larvas de mosca *Lucilia sericata* (Gunn & Pitt, 2022).

Otra manera de agrupar a los parásitos es por su ubicación en el hospedero, en el caso de los endoparásitos se refiere a aquellos organismos que necesitan estar dentro del hospedero, y los ectoparásitos son los que están en la parte exterior del hospedero como la piel o bien aquellos que se nutren de sangre a través de la piel y aquellos que se alojan en cavidades que comunican con el exterior, como oídos o fosas nasales (Bowman, 2021). El tiempo que requiere el parásito en el hospedero es variable, algunos pueden estar durante años u otros pueden requerir pocos días para llegar a una etapa adulta y dejar al hospedero (Loker & Hofkin, 2015).

Ya que los parásitos son organismos tan diversos se han empleado distintos métodos para su reconocimiento, diagnóstico y control, el desconocimiento de estas técnicas puede llevarnos a diagnósticos erróneos (Hendrix & Robinson, 2011). También es importante tomar en cuenta el historial clínico del paciente, datos epidemiológicos y anamnesis para lograr un buen abordaje, pero puede resultar insuficiente para llegar al diagnóstico necesario (Deplazes et al., 2016). Algunos datos que debemos obtener son la edad del hospedero, si tuvo exposición previa al parásito, saber la época del año y donde habita el animal, determinar si el animal tiene alguna condición fisiológica específica, tener información de tratamientos antiparasitarios previos, entre otros (Foreyt, 2013).

Parte importante del proceso de estudio de una muestra, es la correcta toma de ésta. Por ejemplo, en el caso de las heces es recomendable que la recolección se realice directamente del ano del paciente con el fin de impedir contaminación con otros agentes ambientales. La sangre debe estar entera evitando que ocurra hemólisis, y se puede almacenar a 4°C hasta que se analice en el laboratorio. También se puede analizar vísceras, piel, orina y secreciones que tienen cuidados particulares (Serrano, 2010).

Los estudios que se realizan en parasitología de manera habitual tienden a tener un precio poco costoso ya que no requieren mucho equipo o reactivos costosos, además se usa con frecuencia el microscopio y estereoscopio (Tavares et al., 2011). Los análisis más comunes que se realizan en la parasitología son utilizando heces y van desde frotis de las heces, técnicas de flotación, técnicas de McMaster, pruebas de sedimentación, cultivos coprológicos, entre otras (Benavides, 2011).

Entre las técnicas de flotación tenemos métodos como el de Willis Molloy o solución saturada de cloruro de sodio (densidad de 1,200) o el método de sucrosa de Sheather (gravedad específica de 1,27) que son muy útiles por su bajo costo y la facilidad para realizarlos (Magaró et al., s. f.). Otra muestra común son los raspados de piel a los que les podemos realizar un aclarado con hidróxido de potasio (KOH); lo que nos permite observar mejor posibles ácaros en varios de sus estadios de vida. Este aclarado también se puede usar cuando hay sospecha de ácaros en oído donde la muestra se tomará con hisopos (Serrano, 2010).

Para las muestras de sangre también se puede utilizar los frotis y/o tinciones para la observación de hemoparásitos. Hay distintas formas de hacer los frotis de sangre: los frotis finos para infecciones agudas; los frotis gruesos que funcionan mejor cuando las infecciones son crónicas; y frotis húmedos que sirven para la detección de tripanosomas y microfilarias vivas (Chandrawathani et al., 2019).

Algunos colorantes que se pueden usar son la eosina para la observación de gránulos oxifílicos de las células o el lugol que destruye trofozoítos y sirve para la observación de flagelos; también existen métodos de tinción entre los que se pueden mencionar Giemsa, Wright, Ziehl-Neelsen y muchos más (Castro & Guerrero, 2006; Serrano, 2010).

Realizar análisis en músculo es muy útil para identificar quistes de parásitos como *Sarcocystis* spp., *Toxoplasma* sp., entre otros. Se utilizan fluidos de digestión como la Tripsina-HCl para disolver el músculo y observar el sedimento en un estereoscopio (Pal & Sanyal, 2011).

También existen los métodos inmunológicos para la detección de infecciones por parásitos que nos han permitido automatizar las pruebas; además de aumentar la sensibilidad en el diagnóstico (Becerril, 2016). Otra ventaja es que no son fácilmente alterados por factores ambientales por lo que se vuelven muy confiables (Tavares et al., 2011).

Las pruebas de detección de antígenos buscan compuestos propios del parásito en muestras de heces, sangre o suero para determinar su presencia; y las pruebas de detección de anticuerpos buscan ciertas reacciones en el sistema inmune del hospedero por medio de anticuerpos específicos para determinar la presencia del parásito (Zajac & Conboy, 2010).

1.2. Justificación

La parasitología tiene una importancia enorme para la medicina veterinaria, ya que nos permite conocer mejor a los parásitos que producen enfermedades en los animales, sus ciclos de vida y la interacción que tienen con sus hospederos. De esta manera, podemos entender mejor los cuadros clínicos que estos agentes provocan en nuestros pacientes, mejorar la atención cuando se presenta la enfermedad, realizar un tratamiento adecuado y evitar la propagación de enfermedades a otros individuos. También nos permite conocer qué factores medioambientales o de manejo

humano pueden ayudar con la proliferación de estos parásitos y poder tener un control más efectivo contemplando sus estadios de vida.

Además, debemos tomar en cuenta la importancia del papel de los veterinarios en el estudio de las enfermedades zoonóticas y cómo esto puede ayudar también en la medicina humana.

Otro aspecto de suma importancia es el impacto de estas enfermedades y los parásitos en los animales de producción y las pérdidas económicas que puede representar para los productores; además del riesgo que implica para los seres humanos el consumo de productos contaminados con parásitos.

Por lo anterior mencionado, las actividades y enseñanzas en el Laboratorio de Parasitología resultan de gran importancia; mediante la práctica de técnicas ya conocidas, el aprendizaje de nuevos procedimientos y el reforzamiento del conocimiento de distintos parásitos observados comúnmente en la práctica profesional.

1.3. Objetivos

1.3.1. Objetivo General

Mejorar los conocimientos teóricos y destrezas con relación a la parasitología veterinaria, realizando una pasantía en el Laboratorio de Parasitología Veterinaria de la Universidad Nacional.

1.3.2. Objetivos Específicos

- 1.3.2.1. Aumentar el conocimiento sobre técnicas de laboratorio, con el fin de poder discernir la mejor técnica que pueda aplicar dependiendo del tipo de parásito presente.
- 1.3.2.2. Mejorar las habilidades de toma de muestras en el campo, por medio de giras a diversos lugares del país.
- 1.3.2.3. Mejorar las habilidades de identificación de parásitos por medio del estudio de muestras conservadas en el laboratorio y muestras nuevas.
- 1.3.2.4. Aprender nuevas técnicas de laboratorio en áreas de genética para el diagnóstico de agentes patógenos.

2. METODOLOGÍA

2.1. Área de trabajo

La pasantía se realizó en el Laboratorio de Parasitología de la Escuela de Medicina Veterinaria de la Universidad Nacional. La persona encargada de supervisar el trabajo realizado fue el Dr. Víctor Montenegro. Se llevó a cabo del 8 de enero al 22 de marzo de 2024, de lunes a viernes de 9 am a 4 pm, con excepción de los días que se realizaron giras.

Además, se realizaron ocho prácticas en los laboratorios del CENIBiot, entre febrero y abril de 2024 de 7 am a 1 pm.

2.2. Actividades realizadas

En conjunto con el personal del laboratorio y los estudiantes de Internado Rotatorio se participó de la recepción, procesamiento y análisis de las muestras que llegaron al laboratorio. Además, en las giras se asistió con la preparación del equipo necesario, la toma de muestras y su posterior procesamiento y análisis.

También en el laboratorio se observaron distintas especies de garrapatas de la colección del Dr. Víctor Montenegro, con el fin de reforzar el conocimiento sobre las características de las especies recolectadas en distintas partes del país y crear una base de datos que facilite la búsqueda y control de las muestras.

En los laboratorios del CENIBiot, se participó junto con el personal del laboratorio en la extracción de ADN de muestras de coágulos de sangre de perro; además en la preparación y ejecución de electroforesis, PCR en tiempo final y PCR en tiempo real.

2.2.1. Análisis de muestras en el Laboratorio de Parasitología

Las muestras que se procesan en el laboratorio provienen de diversas fuentes como el Hospital de Especies Menores y Silvestres (HEMS) y del Hospital de Especies Mayores y Terapias Regenerativas (HEMT), ambos de la Escuela de Medicina Veterinaria de la Universidad Nacional; también muestras de investigación provenientes de otros laboratorios y muestras remitidas por los estudiantes. Además, se reciben muestras de origen externo a la Universidad Nacional, de

veterinarios de diferentes clínicas del país, productores de animales de producción y propietarios de mascotas.

Al ingresar las muestras al laboratorio se completó un formulario que recopila información sobre la fecha y número del caso, datos sobre el propietario o remitente de la muestra, y datos sobre el animal del que proviene la muestra como su especie, raza, sexo, edad y lugar de origen. También se anotó el historial clínico, qué tipo de muestra es la que se va a procesar y qué técnica es la que se requiere para el caso.

Zajac y colaboradores (1994) describen las técnicas que se realizaron en el laboratorio y son las siguientes:

1. Flotación: se utiliza una solución de densidad mayor a la de los parásitos que buscamos (huevo o quistes) para que estos floten. En el laboratorio se utiliza el método de flotación de Sheather con una solución de azúcar que posee una densidad de 1,25 y nos permite observar huevos de nematodos, cestodos, quistes de protozoos y ooquistes de coccidios.
2. Sedimentación: se basa en que los huevos de parásitos por su propio peso y tamaño sedimenten en una sustancia como el agua. Este método nos permite observar huevos de trematodos y algunos cestodos.
3. McMaster: es una técnica cuantitativa. Se aplica el principio de flotación, pero se emplea una cámara de McMaster que nos permite contabilizar el número de huevos, ooquistes o larvas por gramo de heces.
4. Inmunocromatográfica: nos permite mediante una reacción de antígeno-anticuerpo utilizando una muestra de heces poder obtener información sobre la presencia de un parásito. La prueba utilizada en el laboratorio es el FASTest CRYPTO-GIARDIA para la detección de *Giardia duodenalis* y *Cryptosporidium parvum*.
5. Frotis directo de heces: es una herramienta que se puede emplear en el caso de buscar parásitos que con otras técnicas podrían sufrir alteraciones o que no floten, por ejemplo, trofozoítos de *Giardia* spp. Es poco sensible ya que se utiliza poca muestra.

6. Coprocultivo: mediante el control de factores como humedad y temperatura se busca que ciertos parásitos se desarrollen a otros estadios con el fin de simplificar la identificación de estos.
7. Método de microcapilar: es un método que se usa para la observación de microfilarias en sangre mediante el uso de microcapilares y observando las microfilarias por medio de microscopía óptica.
8. Microhematocrito: por medio de microcapilares se calcula el hematocrito de un animal, medición que en algunos casos puede relacionarse con la presencia de parásitos.

El texto de Zajac y colaboradores (1994) se utilizó como referencia para la identificación de varios parásitos que se observaron en las muestras procesadas. Además, la identificación de larvas L3 de nematodos se realizó con la clave incluida en la guía propia del laboratorio (Anexo 1) (Jiménez et al., 2014).

El Laboratorio de Parasitología en conjunto con el Laboratorio de Micología también ofrecen el servicio de análisis de raspados cutáneos; con el fin de encontrar estructuras fúngicas o parasitarias que puedan causar lesiones cutáneas al animal. En el procesamiento se utilizó hidróxido de potasio para observar de manera más clara los ácaros que se buscan en este tipo de muestra.

También se realizó por parte del personal docente del laboratorio la identificación de garrapatas para proyectos de investigación académica, basándose en las descripciones realizadas por Barros-Battesti y colaboradores (2006) entre otros.

Por último, se procesaron las muestras de heces de cerdos provenientes de varias fincas del país mediante el método de McMaster, con el fin de realizar conteo de ooquistes de coccidios para un estudio elaborado por el Dr. Fernando Chacón quien se encargó de recolectar las muestras y llevarlas al laboratorio.

2.2.2. Actividades dentro del Laboratorio de Parasitología.

Como parte de las actividades realizadas en el Laboratorio de Parasitología se colaboró con la recepción de muestras. Esto incluye la entrega del formulario a la persona que llevó la muestra

al laboratorio, la revisión de la información brindada y la anotación de los datos del caso en un libro donde se registran todos los casos que llegan al laboratorio.

Luego de la recepción se colocó todo lo necesario para el procesamiento de las muestras dependiendo del tipo de técnica que se fuera a emplear. Posterior al análisis se realizó la desinfección de la zona donde se trabajó y de los instrumentos utilizados en el procesamiento. También se desecharon en una bolsa roja aquellos desechos de riesgo biológico o infeccioso; y se guardaron las muestras restantes en caso de que la persona que dejó la muestra solicitara otro servicio.

Por último, el técnico del laboratorio notificó a las personas interesadas por medio de correo electrónico los resultados obtenidos.

2.2.3. Colección de garrapatas

En el Laboratorio de Parasitología existen varias colecciones de endoparásitos y ectoparásitos, así que como parte de las actividades realizadas dentro del laboratorio se colaboró con la creación de una base de datos de las garrapatas colectadas en los últimos años.

Con base en autores como Barros-Battesti y colaboradores (2006) y otras fuentes bibliográficas se clasificó las garrapatas según su género y algunas inclusive por especie; además de anotar cuantas hembras, machos, ninfas o larvas se contabilizaron hasta la conclusión del tiempo asignado a la pasantía.

2.2.4. Giras del Laboratorio de Parasitología

Como parte de una investigación en curso sobre la presencia de distintos parásitos en heces y del gusano del corazón (*Dirofilaria immitis*) en perros en distintas partes del territorio nacional, se colaboró con la toma de muestras de sangre y heces de caninos de varias zonas del país.

A los propietarios se les entregó un consentimiento informado indicando los procedimientos a realizar, y si la persona estaba anuente a la participación de estudiantes de niveles avanzados, así como los análisis que se iban a realizar con las muestras recolectadas. También se realizó una encuesta donde se les consultó información sobre el animal; como sexo, edad, tamaño, condición corporal, longitud de pelo y peso aproximado. Además, se preguntó si el animal tenía

contacto con otros perros y otros animales; y si presentaba síntomas como tos, disnea, anorexia, alopecia, edemas, entre otros. También se apuntó en la encuesta si se observaba la presencia de garrapatas o pulgas en los animales. Por último, se consultó si los animales muestreados eran desparasitados y el lapso entre desparasitaciones.

Las muestras fueron llevadas al Laboratorio de Parasitología para su posterior procesamiento donde se realizó la técnica de flotación de Sheather a las heces, mientras que la sangre se analizó por medio del método del microcapilar para buscar microfilarias y se realizó el SensPERT® CHW Test Kit que es una prueba que detecta un antígeno específico de *D. immitis*.

2.2.5. Participación en los Laboratorios del CENIBiot

Durante la pasantía se realizaron prácticas en los laboratorios pertenecientes al CENIBiot, donde se incrementó conocimientos sobre cómo procesar muestras a nivel molecular y se ayudó con la estandarización de los procedimientos para el posterior procesamiento de muestras en el estudio “*Determinación de la capacidad antiparasitaria contra Trypanosoma cruzi de propóleos costarricenses y su relación con su composición química y su origen botánico*”. Se emplearon muestras de sangre de caninos que fueron colectadas en el HEMS. En conjunto con el personal del área de salud del CENIBiot y alumnos asistentes de dicha área se realizó la extracción de ADN de coágulos de las muestras recolectadas por medio de dos protocolos y además se trabajó con dos protocolos de PCR.

Una vez terminados dichos procedimientos se cuantificó el ADN extraído por medio del espectrofotómetro NanoDrop™ 2000 (Thermo Fisher, n.d.). Para comparar los resultados de los dos protocolos de extracción se realizó el protocolo de PCR Tiempo Real y de PCR Tiempo Final.

2.3. Registro de actividades y análisis de datos

Para el registro de las diversas actividades realizadas en la pasantía se utilizaron hojas de cálculo de Microsoft Excel. Para el registro de los casos del Laboratorio de Parasitología se anotaron datos como el número de caso, especie y raza del animal, la edad y sexo. Además, se anotó si la muestra procedía del HEMS o HEMT, de investigaciones docentes o de origen externo. Además, se registró cuántas muestras se recibieron por caso, qué tipo de técnica se aplicó a las muestras y cuál fue el resultado obtenido.

Para las muestras de cerdos analizadas se registró la fecha de recolección de las muestras, la fecha de procesamiento, la identificación del animal y los resultados obtenidos en la prueba de McMaster.

En el inventario de garrapatas, se anotó una identificación con número para cada uno de los tubos o recipientes donde se almacenan las garrapatas; además de la fecha de recolección por día, mes y año. También se anotó la provincia y localidad donde se obtuvieron las garrapatas, el animal o método por el que fueron recolectadas; el género y en algunos casos la especie; y el estadio dividido en hembra, macho, ninfa o larva.

Estos datos se analizaron por medio de estadística descriptiva y para mejorar la visualización se presentaron en cuadros y gráficos.

3. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

3.1. Muestras analizadas en el Laboratorio de Parasitología.

Se recibieron 188 muestras que se procesaron en el Laboratorio de Parasitología.

3.1.1. Especies animales

Se procesaron 59 (31,4%) muestras de caninos, 38 (20,2%) de caprinos, 37 (19,7%) de animales silvestres, 21 (11,2%) de bovinos, 12 (6,4%) de aves, nueve (4,8%) de equinos, tres (1,6%) de conejo y una (0,5%) de felinos. Además, dos casos con ocho (4,3%) muestras corresponden a identificación de garrapatas (Figura 1).

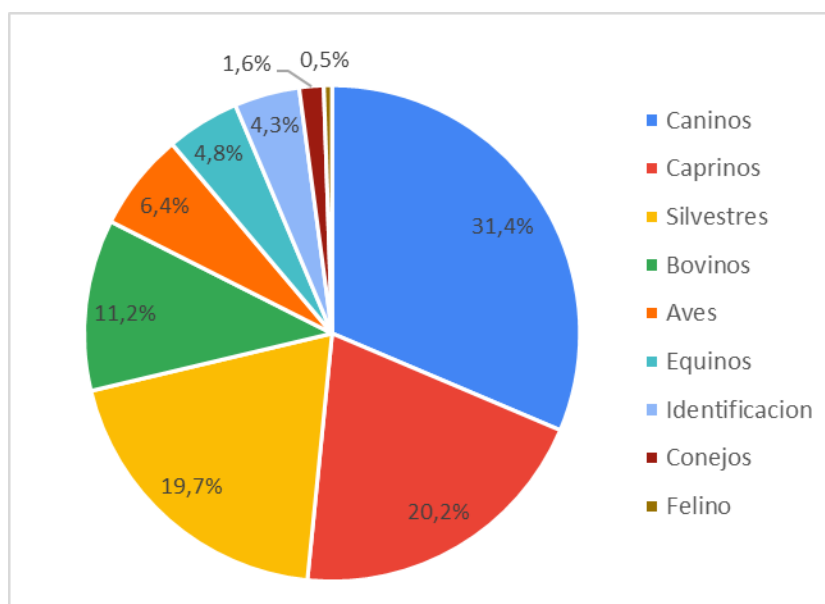


Figura 1.

Porcentaje de muestras analizadas en el Laboratorio de Parasitología según la especie animal de procedencia, Escuela de Medicina Veterinaria, Universidad Nacional, Costa Rica, del 8 de enero al 22 de marzo de 2024.

De los caninos 21 (35,6%) de las muestras eran de animales Sin Raza Definida (SRD), mientras que 38 (64,4%) muestras son de animales de raza pura entre los cuales están French

Poodle, Dachshund, Schnauzer, Dóberman, Labrador, Pug, Bulldog Francés, Fila Brasileño, Pomerania, Pastor Belga, Border Collie, Basset Hound, Malamute, Husky, Pastor Holandés, Boxer, Shih Tzu y Pastor Alemán.

En la mayoría de los casos (42.4%) el motivo del examen fue por problemas gastrointestinales con sintomatología como vómitos o diarrea con melena o hematoquecia; un 28,8% de los casos eran de animales que presentaban problemas cutáneos, un 13,6% de los casos se realizaron por control, un 3,4% de los casos eran para confirmar un diagnóstico previo de *Giardia* spp. y dirofilariasis, y 7 casos fueron por motivos varios como animales con decaimiento y algún otro síntoma, una colonoscopia, tetraparesia, diferenciación de filarias y una masa en esófago (1,7% cada uno).

Se considera de importancia realizar pruebas coprológicas cada tres meses para llevar un control de cuál tratamiento es el mejor y si está teniendo resultados óptimos (TroCCAP, 2019). Los problemas cutáneos pueden estar relacionados a la presencia de algunas especies de ácaros, por lo que se realiza un raspado para tener un diagnóstico en conjunto con los signos clínicos (ESCCAP, 2018).

Con respecto a los animales silvestres 22 (59,5%) casos fueron de venado cola blanca (*Odocoileus virginianus*), 5 (13,5%) casos de puma (*Puma concolor*), 4 (10,8%) casos de jerbos (*Meriones* sp.), 2 (5,4%) casos de zarigüeya (*Didelphis marsupialis*), 1 (2,7%) caso de una boa (*Epicrates maurus*), 1 (2,7%) caso de un perezoso cuya especie se desconoce, 1 (2,7%) caso de una iguana (*Iguana* spp.) y 1 (2,7%) caso de un búho (*Megascops* spp.).

Las muestras de venado cola blanca son parte de un proyecto de investigación del HEMS. En el caso de los jerbos, la muestra del puma y la identificación de garrapatas, las muestras son de investigaciones provenientes del Laboratorio de Virología de la Escuela de Medicina Veterinaria de la Universidad Nacional. El resto de los casos son solicitados por el HEMS para el abordaje de casos.

El 100% de las 43 muestras de caprinos pertenecen a la raza Saanen. Estas muestras fueron solicitadas para llevar el control de ooquistes de coccidios en un hato pequeño de animales. A estos

animales también se les realizó medición de microhematocrito con el fin de determinar si los animales presentaban anemia.

Se usa un método cuantitativo como lo es el McMaster con el fin de saber la cantidad de ooquistes por gramo de heces (OPG) y poder dar un tratamiento más específico para el animal en conjunto con sus signos clínicos (Guedes, 2022).

En el caso de los equinos, solo un animal era de raza Cuarto de Milla, mientras que los demás son SRD. Un caso fue remitido por el HEMT para el diagnóstico de un animal preñado con presencia de un sangrado; y otro caso fue solicitado por el propietario para llevar el control de su animal. El resto de las muestras de equinos y bovinos se realizaron como control de los animales que tiene la finca de la Escuela de Medicina Veterinaria para docencia.

Efectuar exámenes coprológicos en equinos como control nos permite evitar el uso de tratamientos antiparasitarios de manera desmedida, desparasitando a animales con niveles de parásitos por arriba del límite ya estudiado; y evitar que los propietarios de los animales incurran en gastos excesivos (Melo-Franco et al., 2015; Guzmán & Orozco, 2020).

Dentro de las aves una muestra (8,3%) era de un Paseriforme que fue remitido por el HEMS para su control. El resto de las aves eran *Gallus gallus domesticus* de razas como Isa Brown, Brahman, Araucana y Lohmann. Se contaron huevos de *Taenia* spp. por control en cinco muestras (41,7%) y conteo de ooquistes de coccidios posterior a la vacunación en cuatro muestras (33,3%); las demás muestras eran por decaimiento en dos aves (16,7%) y un ave (8,3%) con problemas gastrointestinales.

La detección de coccidios en aves es de suma importancia para la industria avícola, ya que estos parásitos pueden provocar muchas pérdidas en la producción afectando la economía local y mundial. Se realizan los exámenes coprológicos que en conjunto con la necropsia pueden dar un diagnóstico preciso y atender las granjas de manera oportuna (Huacon, 2023).

Por su parte los cestodos pueden provocar problemas con la pérdida de peso y retrasos de crecimiento, y en casos de parasitosis severas pueden causar disminución de la conversión alimenticia, por lo que se realizan conteos del número de huevos de *Taenia* spp. para poder tomar medidas en las granjas avícolas (Butcher & Davis, 2018).

En cuanto a conejos, dos muestras se analizaron para la búsqueda de ácaros que estaban provocando problemas cutáneos, y una muestra era de un animal que presentaba decaimiento y dolor abdominal.

Los ácaros pueden causar graves problemas dermatológicos en conejos e inclusive pueden desencadenar alteraciones en la inmunidad del animal y en su respuesta inflamatoria, por lo que se realizan raspados para poder determinar si el agente es parasitario o de otro origen (Papeschi, 2010).

Solo se presentó un caso de un felino en el periodo donde se realizó la pasantía, por sospecha de ácaros que podían estar causando lesiones cutáneas. Existen muchas especies de ácaros que pueden provocar problemas en la dermis con presencia de alopecia, prurito, hiperplasia de la piel, entre otros; y su diagnóstico se puede realizar por medio del raspado cutáneo o de hisopado en el caso de problemas en el oído (Fernández, 2008).

3.1.2. Tipos de muestras

De las 188 muestras que se analizaron 135 (71,8%) fueron de heces, 22 (11,7%) de raspados cutáneos, 18 (9,6%) de sangre y 13 (6,9%) de ectoparásitos (Figura 2).

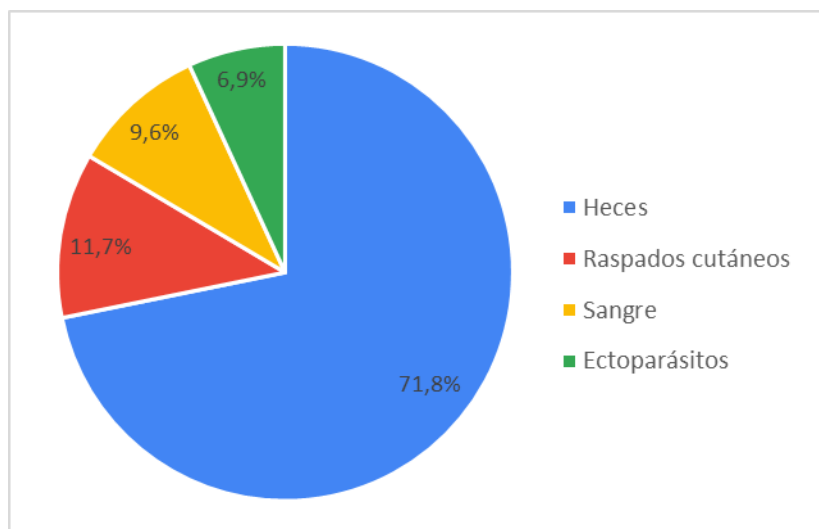


Figura 2.

Porcentaje de muestras analizadas en el Laboratorio de Parasitología según el tipo de muestras analizada, Escuela de Medicina Veterinaria, Universidad Nacional, Costa Rica, del 8 de enero al 22 de marzo de 2024.

La mayoría de las muestras de heces procesadas son de caninos y se analizaron por medio de la técnica de flotación de Sheather. Las razones principales para realizar el examen eran debido a la presencia de sintomatología de problemas gastrointestinales en el animal o como control. También se procesaron varias muestras de cabras y vacas por medio del método de McMaster.

Los raspados provienen de caninos en su mayoría, aunque también de conejos, venados y un felino. La observación de raspados cutáneos resulta una manera sencilla de obtener información para poder diagnosticar la presencia de ácaros y poder descartar otras posibles causas de problemas dermatológicos en animales con signos de descamación, alopecia y prurito. También existen técnicas como el arrancamiento y peinado de pelos y la impresión de la piel en una cinta que permiten diagnosticar otro tipo de ectoparásitos según los signos que presente el animal (Anderson, 2023).

Las muestras de sangre pertenecían en su mayoría a caprinos a los cuales se les medía el hematocrito. Con el resultado del hematocrito podemos determinar si el animal presenta anemia que resulta ser un dato relevante si sospechamos de parásitos hematófagos; y nos permite calcular

otros parámetros hematológicos como el volumen corpuscular medio o la concentración de hemoglobina corpuscular media que nos puede dar datos sobre una posible parasitosis (Bastos et al., 2016; Alam et al., 2020). También se procesaron muestras de sangre canina con el método del microcapilar y con la prueba de Fastest HW Antigen.

Los ectoparásitos observados corresponden a varias garrapatas, dos casos de origen desconocido y un caso de un puma. La investigación sobre estos ectoparásitos es de suma importancia por su papel en la transmisión de diferentes agentes patógenos como virus, rickettsias, bacterias, entre otros; causando daños en los animales y también en el ser humano (Cortés, 2018).

3.1.3. Parásitos encontrados por especie

En el caso de los caninos, de las 50 muestras analizadas, en 14 se logró observar Parásitos Gastrointestinales (PGI) de nematodos y ooquistes de coccidios (Figura 3).

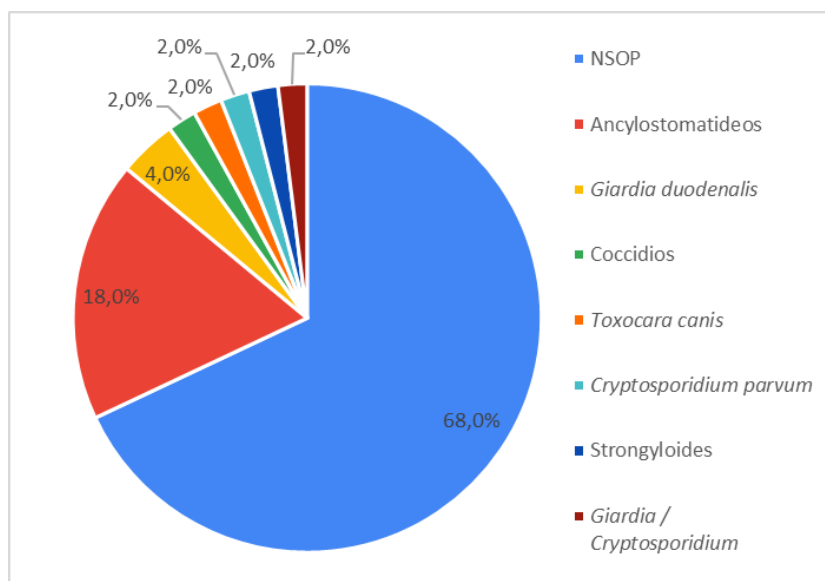


Figura 3.

Porcentaje de muestras analizadas en el Laboratorio de Parasitología según el tipo de PGI observado en caninos, Escuela de Medicina Veterinaria, Universidad Nacional, Costa Rica, del 8 de enero al 22 de marzo de 2024.

González y colaboradores (2015) y Villalobos (2016) realizaron estudios con heces de caninos en las zonas de San Ramón y el Cantón Central de Alajuela respectivamente, y reportaron la presencia de parásitos como Ancylostomatídeos, *Trichuris vulpis*, *Giardia duodenalis*, *Cystoisospora* spp. y *Toxocara canis*.

Es importante la detección de nematodos por los problemas de salud provocados en los caninos y por el potencial zoonótico de los mismos. Los parásitos del género *Ancylostoma* spp. pueden provocar problemas gastrointestinales en perros con presencia de heces pastosas con melena, anemia, pérdida de peso y retraso en el crecimiento, el pelo se torna áspero y se pueden dar alteraciones cutáneas (Salgado, 2017).

Además, en el ser humano puede resultar en pacientes asintomáticos, o causar el síndrome de Larva Migrans cutánea que produce mayores complicaciones en pacientes con inmunosupresión (Peralta et al., 2017).

También nematodos del género *Toxocara* spp. pueden producir sintomatología respiratoria con tos, alteraciones gastrointestinales como vómitos, diarrea y dolor abdominal; y otros signos como problemas de crecimiento, cambios en el pelaje, entre otros (Alvarado-Borja et al., 2023). Por su parte los parásitos del género *Trichuris* sp. pueden provocar en los caninos diarreas con moco y hematoquecia, además de pérdida de peso, anorexia y anemia (TroCCAP, 2019). En humanos *Toxocara canis* y *Toxocara leonina* puede producir Larva Migrans visceral y *Trichuris vulpis* puede causar alteraciones intestinales (González et al., 2015).

De las 17 muestras de raspados cutáneos en perros no se detectó ningún parásito. Acevedo (2017) realizó un muestreo en 127 caninos que no reciben atención veterinaria y encontró la presencia de *Demodex canis* en 7,1% de las muestras analizadas. Arias (2012) detectó en 127 muestras de caninos provenientes de clínicas veterinarias de Heredia la presencia de *Demodex canis* y *Sarcoptes scabiei* en 15,7% y 0,8% respectivamente, además de infecciones mixtas con agentes micóticos.

Agentes como *Demodex canis* pueden producir lesiones cutáneas con zonas de alopecia y eritema en la zona de boca, ojos y cabeza; y puede avanzar a una demodicosis generalizada causando una piel eritematosa y seca (TroCCAP, 2022).

En el caso de *Sarcoptes scabiei* las lesiones cutáneas están en pabellones auriculares y en la zona del codo con pápulas, eritemas, descamación y excoriaciones debido al rascado por el prurito. Además de las lesiones en perros es importante su detección por las lesiones que puede causar en humanos, ya que puede producir pápulas pruríticas en extremidades y abdomen (Acevedo, 2017; TroCCAP, 2022).

Los dos casos donde se procesó sangre se detectaron microfilarias con la técnica del microcapilar, uno de los casos compatible con *Dirofilaria immitis* y el otro caso no compatible con este parásito. A estas muestras también se les realizó el Fastest HW Antigen y una muestra dio positiva mientras que otra dio negativa.

Se debe considerar la dirofilariosis como un diagnóstico al momento de observar sintomatología cardiorrespiratoria en un canino, sobre todo considerando que el animal estuviera en las zonas endémicas donde el vector pueda estar presente, en este caso varias especies de mosquitos. La detección le permite al veterinario determinar cuál es la mejor ruta terapéutica para seguir (Gómez et al., 2017).

Para las muestras de pequeños rumiantes se realizó McMaster con el fin de contabilizar los huevos de PGI presentes (Figura 4).

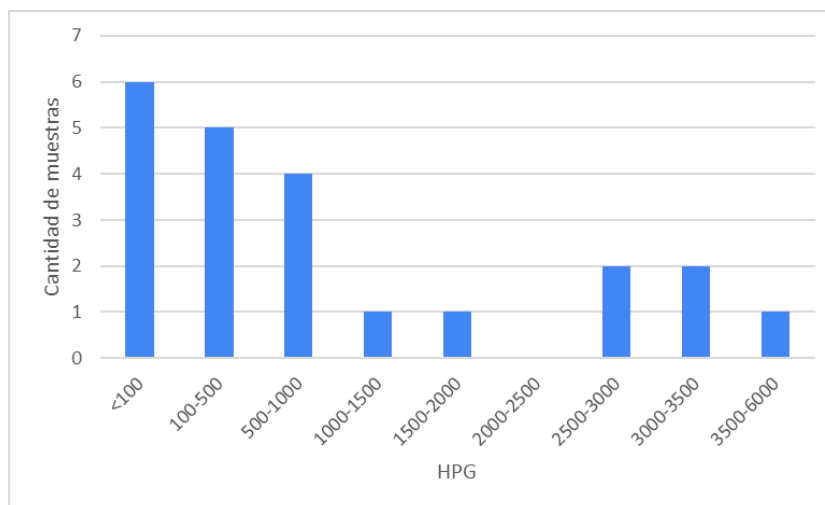


Figura 4.

Cantidad de muestras analizadas de pequeños rumiantes en el Laboratorio de Parasitología según su conteo de huevos por gramos de heces (HPG), Escuela de Medicina Veterinaria, Universidad Nacional, Costa Rica, del 8 de enero al 22 de marzo de 2024.

Los parásitos encontrados en pequeños rumiantes pertenecen al orden Strongylida. Estos conteos nos permiten ver la carga parasitaria del animal, en animales jóvenes el rango de infección subclínica va de los 500 a 2000 huevos, y después de los 2000 se da la infección clínica. En el caso de los adultos, debe tomarse en cuenta otros factores que pueden afectar como los niveles de producción de leche en animales que son empleados para este fin o la nutrición del animal y su sistema inmunológico (Matthews, 2016).

Estos parásitos provocan problemas a nivel de producción disminuyendo el crecimiento y la ganancia de peso, y también aumentando la mortalidad y morbilidad de los animales. Los métodos coprológicos permiten el diagnóstico ya que los síntomas no son específicos (Paixão et al., 2019).

Méndez (2019) determinó la presencia de parásitos del suborden Strongylida en la mayoría de las muestras que analizó por medio de pruebas coprológicas en varios hatos ovinos y caprinos del país como la Finca Experimental Santa Lucía de la Universidad Nacional, la Estación Experimental del Instituto Nacional de Aprendizaje (INA), dos fincas en Coronado y una finca en Cartago. En todas las muestras positivas el parásito presente era *Haemonchus contortus*.

A algunos de estos animales, se les realizó hematocrito y de las 15 muestras el rango de mediciones estuvo entre 15 % y 35%, con una media de 25%. De estas cabras solo dos se salían de los parámetros normales de hematocrito que van de 22% a 38% (Grindem, 2011). El hematocrito puede presentar una disminución con parásitos como *Haemonchus contortus* debido a la ingesta de sangre que realiza el parásito, lo que produce anemia en los animales afectados; aunque puede aumentar por la deshidratación del animal o alteraciones debido al estrés como una repentina contracción esplénica (Méndez, 2019).

En las muestras de animales silvestres sólo se encontraron PGI, donde de las 37 muestras salieron 14 muestras positivas por la técnica de flotación de Sheather (Figura 5).

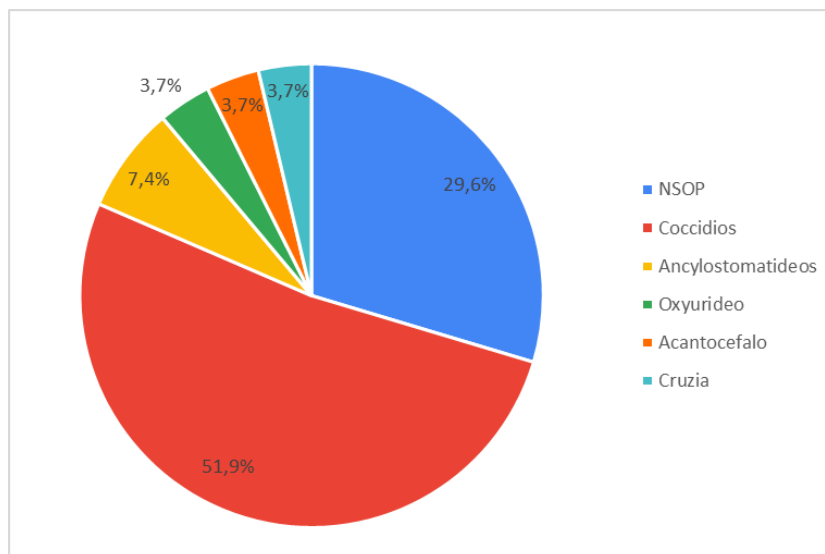


Figura 5.

Porcentaje de muestras analizadas en el Laboratorio de Parasitología según el tipo de PGI observado en animales silvestres, Escuela de Medicina Veterinaria, Universidad Nacional, Costa Rica, del 8 de enero al 22 de marzo de 2024.

En las 22 muestras de *Odocoileus virginianus* (venados cola blanca) se encontraron 14 (63,6%) muestras con coccidios. En Ecuador Quinteros (2023), identificó *Eimeria* spp. en adultos, jóvenes y crías de *Odocoileus virginianus* por medio de la técnica de flotación de Sheather y el método de flotación de Faust. En Costa Rica Alvarado y Jiménez (2017), analizaron 33 muestras

de venados Cola Blanca y se observaron parásitos del género *Eimeria* spp. en nueve animales del Parque Nacional Palo Verde.

Los coccidios del género *Eimeria* podrían causar problemas de crecimiento, anemia, problemas inmunológicos y disminución de apetito en los venados; además de la posibilidad de expandir los agentes patógenos a otras especies o al ser humano (Mukul-Yervesa et al., 2014).

En una de las dos muestras de *Didelphis marsupialis* (zarigüeya) se observaron Ancylostomatideos y *Cruzia* spp. También en la *Epicrates maurus* (boa) se observaron Ancylostomatideos. Ramírez & Osorio (2014) reportaron la presencia de *Ancylostoma* spp. en *Didelphis marsupialis* en la zona suroccidente de Colombia. Existe poca información sobre el efecto de estos parásitos en animales como la zarigüeya o la boa, sin embargo, se debe considerar la presencia de estos parásitos en animales silvestres por el potencial zoonótico.

En la muestra de *Iguana* spp., se observaron Oxyuridae que podrían afectar al reptil dependiendo de la especie y cantidad de parásitos presentes o las condiciones de vida del animal (Martínez, 2014).

Se observaron Acantocéfalos en las muestras de *Megascops* spp. No se observaron PGI en los jerbos del género *Meriones* y en la muestra del perezoso.

Las muestras de bovinos se analizaron por medio de técnica de flotación de Sheather, y a las muestras positivas se les realizó el conteo de HPG por medio de la técnica de McMaster (Figura 6, Figura 7).

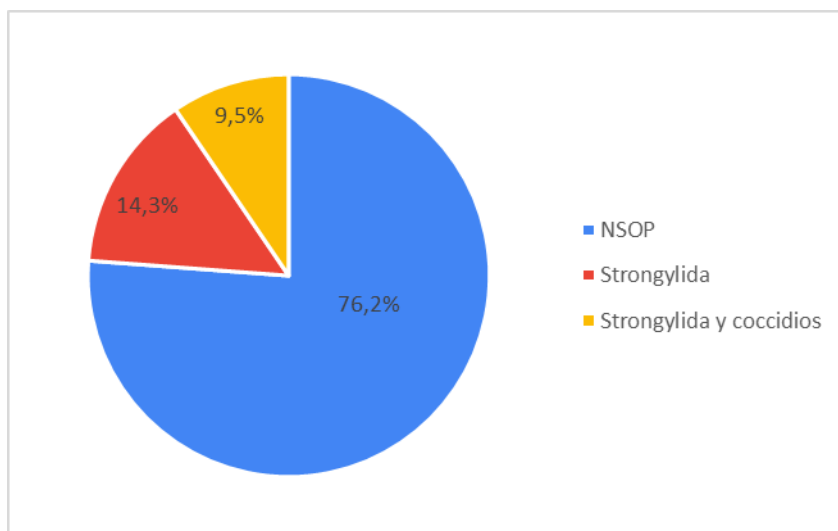


Figura 6.

Porcentaje de muestras analizadas en el Laboratorio de Parasitología según el tipo de PGI observado en bovinos, Escuela de Medicina Veterinaria, Universidad Nacional, Costa Rica, del 8 de enero al 22 de marzo de 2024.

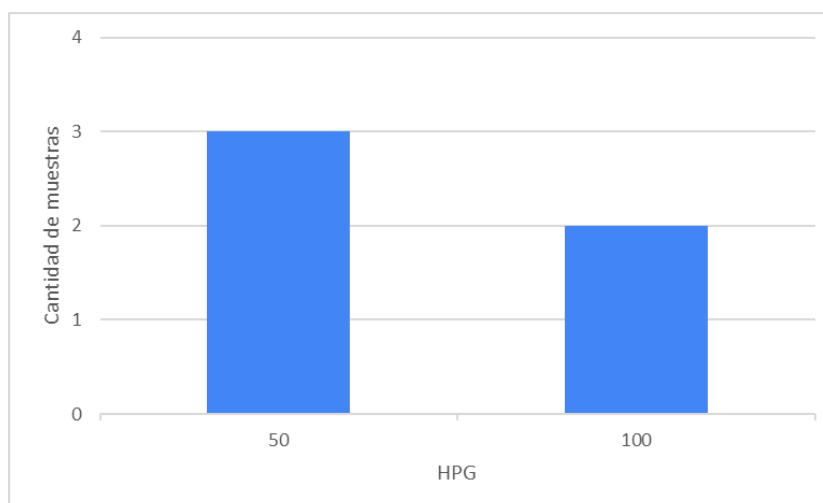


Figura 7.

Cantidad de muestras analizadas de bovinos en el Laboratorio de Parasitología según su conteo de HPG, Escuela de Medicina Veterinaria, Universidad Nacional, Costa Rica, del 8 de enero al 22 de marzo.

Vargas (2020) obtuvo una prevalencia del 79,6% de parásitos del Orden Strongylida en 2544 muestras de bovinos de ganado de cría en Costa Rica. También obtuvo que *Haemonchus* spp. era la especie con mayor prevalencia dentro del Orden Strongylida.

El grado de infección que se da por estos parásitos está sujeto a varias condiciones como la edad del animal, la nutrición, la especie que esté presente, la respuesta inmune del hospedero y el nivel de exposición del animal a estos parásitos (Márquez & Jiménez, 2018).

En el caso de las aves se realizó la técnica de flotación de Sheather en tres muestras, un ave Paseriforme donde se observaron ooquistes de coccidios y dos muestras de *Gallus gallus domesticus* donde se observaron *Ascaridia* spp, *Capillaria* spp. y ooquistes de coccidios.

Se ha reportado la presencia de *Isospora* spp. en infecciones simples y *Eimeria* spp. en infecciones mixtas, en aves Paseriformes en el río Pirro en Heredia; y también se reportaron coccidios en la zona sur, ambos en Costa Rica (Rojas, 2016; Pérez-Gómez et al., 2018).

La presencia de coccidios en aves libres normalmente no causa cuadros clínicos severos, sin embargo, las aves en cautiverio tienden a ser más susceptibles a estos parásitos desarrollando diarrea, problemas reproductivos, entre otros (Pérez-Gómez et al., 2018).

En los conteos de ooquistes de coccidios se encontraron dos (50%) muestras con <100 OPG, una muestra (25%) con 1100 OPG y una muestra (25%) con 22800 OPG (Figura 8).

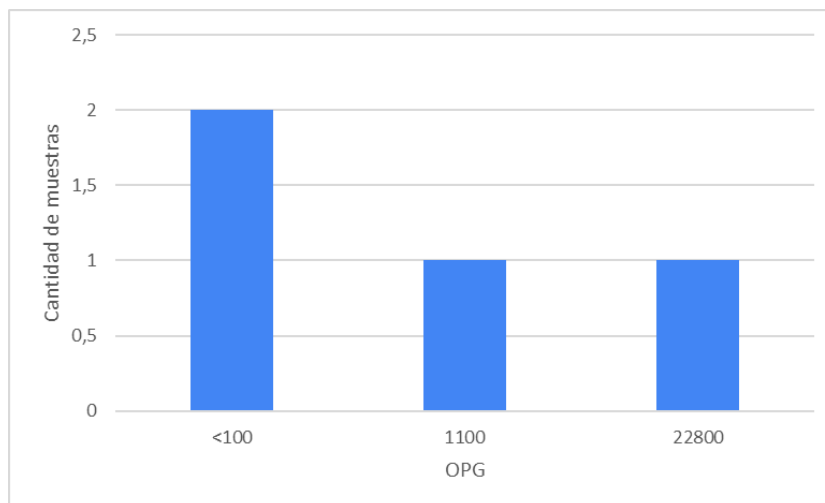


Figura 8.

Cantidad de muestras analizadas de aves Gallus gallus domesticus en el Laboratorio de Parasitología según su conteo de OPG, Escuela de Medicina Veterinaria, Universidad Nacional, Costa Rica, del 8 de enero al 22 de marzo.

En el caso de *Gallus gallus domesticus* el impacto no solo recae en la salud de las aves, sino en las repercusiones económicas ya que provoca diarrea, anemia, deshidratación, disminución en el crecimiento, e inclusive la muerte (Vargas et al., 2018).

Según Paredes (2018), el conteo de ooquistes puede evaluarse en tres grupos, de 50 a 200 pueden presentar la forma subclínica, de 300 a 500 una forma clínica moderada y mayor a 500 se daría una forma clínica severa. Dentro del diagnóstico de coccidiosis también es importante considerar las lesiones en órganos que se pueden evaluar por medio de necropsia, y observar los cambios en la mortalidad y morbilidad que se presenten en el hato.

En las muestras de equinos se observaron parásitos del suborden Strongylida y se realizó el conteo de los huevos (Figura 9, Figura 10).

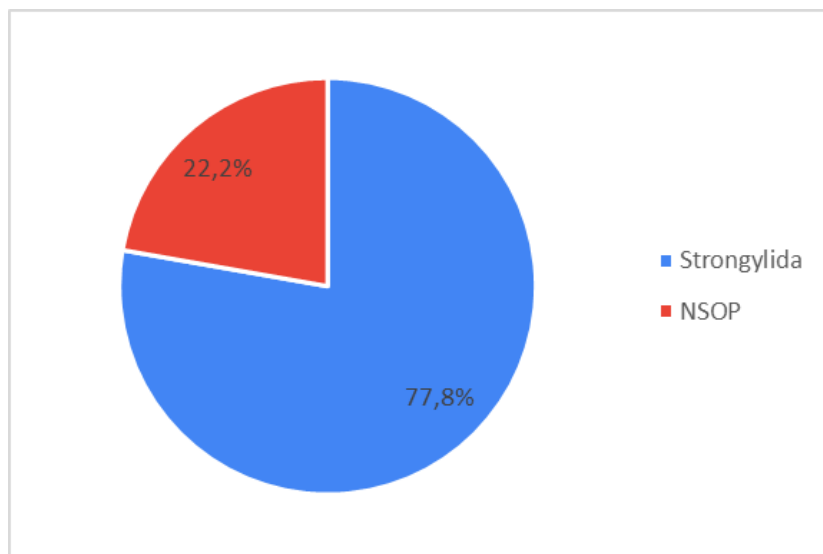


Figura 9.

Porcentaje de muestras analizadas en el Laboratorio de Parasitología según el tipo de PGI observado en equinos, Escuela de Medicina Veterinaria, Universidad Nacional, Costa Rica, del 8 de enero al 22 de marzo de 2024.

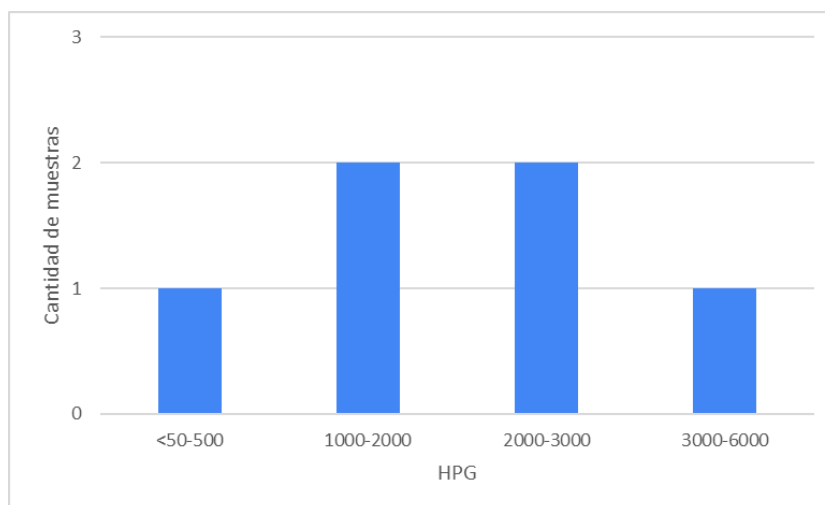


Figura 10.

Cantidad de muestras analizadas de equinos en el Laboratorio de Parasitología según su conteo de HPG, Escuela de Medicina Veterinaria, Universidad Nacional, Costa Rica, del 8 de enero al 22 de marzo de 2024.

Briones (2019) realizó un estudio con 99 muestras de heces de equinos de la zona de Hidalgo en México y los resultados indican una prevalencia de *Trichostrongylus* spp. y *Strongylus* spp. del 17,2% y 4,0% respectivamente. Chaparro y colaboradores (2018) también reportaron una prevalencia del 54,3% de parásitos de la familia Strongylidae en equinos de varias zonas de Antioquia en Colombia. Sevilla y Murillo (2021) muestrearon 26 caballos de una finca en la zona de el Hatillo en Nicaragua y obtuvieron como resultado una mayor prevalencia de *Strongylus* spp. y *Trichostrongylus* spp. en las heces de estos equinos.

El conteo de HPG nos permite identificar animales que tienen una mayor carga de parásitos y causan una mayor contaminación del pasto al excretar los huevos. Niveles entre los 0 a 200 huevos se pueden considerar una baja eliminación, de 200 a 500 una eliminación moderada y mayor a 500 serían una eliminación elevada, por lo que se podrían desparasitar a los animales más parasitados y disminuir la posibilidad del desarrollo de resistencia (Lejeune et al., 2023).

También estos conteos nos permiten realizar comparaciones sobre la efectividad de los tratamientos que se realicen y determinar si se está dando resistencia de algún fármaco (Khan et al., 2015).

De los tres casos de conejo solo se analizó una muestra de heces en la cual se observaron ooquistes de coccidios. *Eimeria* spp. se encuentra en conejos y dependiendo de la especie puede afectar diferentes partes del intestino o el hígado, y variar su nivel de patogenicidad (Peláez, 2019).

Las otras dos muestras fueron de raspados cutáneos y solo una resultó positiva, donde se observó *Cheyletiella* sp. La especie que frecuentemente se encuentra en conejos es *Cheyletiella parasitivorax* y es un ácaro no excavador, provocando zonas de alopecia, puede tener o no prurito, y puede observarse caspa en varias zonas del cuerpo como la base de la cola y en el cuello. Además, es un agente zoonótico por lo que hay que tenerlo presente cuando el conejo es un animal de compañía (Correa et al., 2022).

En la muestra de felino analizada no se observó ningún parásito.

3.2. Muestras de proyectos analizadas en el Laboratorio de Parasitología.

3.2.1. Toma y procesamiento de muestras de giras.

Se colaboró con la recolección y procesamiento de 48 muestras de sangre y heces de perros que se muestrearon en las localidades de Liberia y Nicoya.

De las 48 muestras 20 (41,7%) son de hembras y 28 (58,3%) son de machos. Las edades de los animales se registraron en rangos y se obtuvo que 20 (41,7%) muestras son de animales entre uno y tres años, 25 (52,1%) de tres a diez años y tres (6,3%) de animales de más de diez años.

Con respecto al tamaño de los animales se registró que 17 (35,4%) animales son de tamaño pequeño, 18 (37,5%) son de tamaño mediano y 13 (27,1%) son de tamaño grande. Se registraron 44 (91,7%) muestras de animales con condición corporal normal y cuatro (8,3%) con sobrepeso.

Sobre el contacto de los animales muestreados con otros perros y otros animales se obtuvo que 37 animales tienen contacto con otros perros y 12 animales tienen contacto con otros animales (Figura 11).

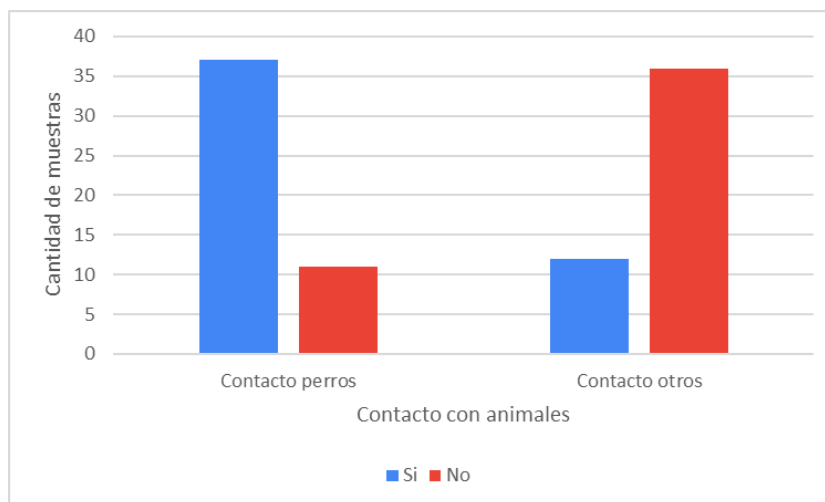


Figura 11.

Cantidad de muestras analizadas de perros en el Laboratorio de Parasitología según su contacto con perros y otros animales, Escuela de Medicina Veterinaria, Universidad Nacional, Costa Rica, del 8 de enero al 22 de marzo.

Solo tres animales muestreados presentaron síntomas variados, dos de ellos presentaron tos y uno anorexia. Además 41 animales tenían un protocolo de desparasitación periódico. Los tiempos entre desparasitaciones fueron variados, desde una vez cada mes hasta una vez al año (Figura 12).

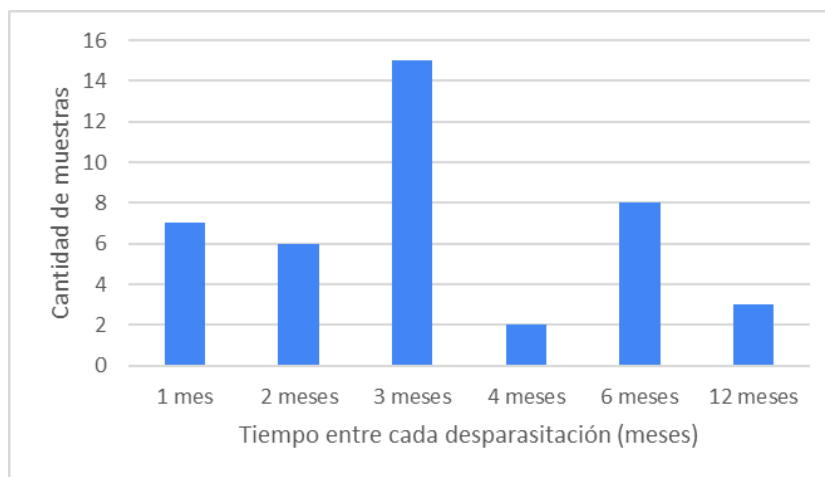


Figura 12.

Cantidad de muestras analizadas de perros en el Laboratorio de Parasitología según el tiempo entre cada desparasitación, Escuela de Medicina Veterinaria, Universidad Nacional, Costa Rica, del 8 de enero al 22 de marzo de 2024.

No se encontró garrapatas o pulgas en algún animal, y tampoco estaban bajo algún tratamiento farmacológico.

En las muestras de sangre se encontró por medio de la prueba de microcapilar la presencia de tres (6,3%) muestras positivas con microfilarias. Para la prueba de serología con el SensPERT® CHW Test Kit se obtuvo cuatro (8,3%) muestras positivas para *Dirofilaria immitis* (Cuadro 1).

Cuadro 1.

Resultados observados en muestras de sangre de perros que se analizaron en el Laboratorio de Parasitología para determinar la presencia de Dirofilaria immitis, Escuela de Medicina Veterinaria, Universidad Nacional, Costa Rica, del 8 de enero al 22 de marzo de 2024.

Resultados	Pruebas			
	Serología		Microcapilar	
	# muestras	Porcentaje%	# muestras	Porcentaje%
Positivos	4	8,3	3	6,3
Negativos	44	91,7	45	93,7

Rojas y colaboradores (2015) realizaron un estudio sobre la detección de filarias en 146 muestras de sangre de caninos de distintas partes de Costa Rica. Observaron la presencia de filarias en 8,9% de las muestras de sangre que analizaron, mientras que por medio de serología detectaron 11% de muestras positivas para *D. immitis*. También Springer y colaboradores (2019) encontraron por medio de la prueba de microcapilar 11 caninos positivos a microfilarias en 294 muestras de sangre analizadas.

D. immitis es un agente parasitario común en caninos a nivel mundial con una prevalencia del 11,6% en el continente americano según un metaanálisis de artículos publicados realizado por Anvari y colaboradores (2020), pero también puede afectar a otras especies, entre estas el ser humano con casos detectados en Irán, Japón y Estados Unidos.

Debido a que los signos clínicos al inicio de la enfermedad pueden ser leves e inespecíficos, muchos caninos reciben tratamiento de manera tardía; mientras que en humanos los nematodos suelen ser liberados por el tejido subcutáneo, pero de manera aberrante pueden llegar a la arteria pulmonar y crear nódulos en el pulmón (Klinge et al., 2011).

La detección de este agente en caninos resulta de suma importancia para el tratamiento oportuno y como control de la transmisión de este parásito, ya que la prevalencia de este agente en una zona se ha visto ligada a la presencia de caninos parasitados con adultos que producen microfilarias, lo que mantiene su ciclo biológico (Anvari et al., 2020).

Con respecto a los métodos de detección la prueba de microcapilar puede detectar microfilarias, pero no permite la identificación de la especie que parasita el animal. La prueba de serología SensPERT® CHW Test Kit permite la detección de antígenos de formas adultas de *D. immitis* dejando otros estadios por fuera, por lo que resulta importante la implementación de técnicas moleculares para realizar diagnósticos más precisos (Rojas et al., 2015).

De los 48 animales solo se recolectaron 14 muestras de heces, y por medio de la técnica de flotación de Sheather se obtuvo que en siete (53,8%) muestras no se observaron parásitos, en cinco (38,5%) muestras se observó Ancylostomatideos y en uno (7,7%) muestra se observaron Ancylostomatideos y *Trichuris vulpis* (Figura 13).

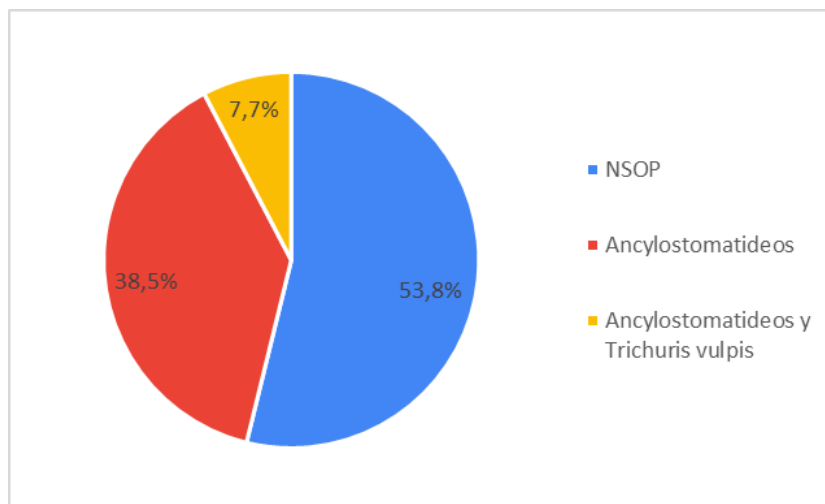


Figura 13.

Porcentaje de muestras de perros que se analizaron en el Laboratorio de Parasitología según la presencia de parásitos en heces, Escuela de Medicina Veterinaria, Universidad Nacional, Costa Rica, del 8 de enero al 22 de marzo de 2024.

Según varios estudios realizados en el país se puede observar una alta prevalencia de Ancylostomatideos en caninos, y algunos registran la observación de huevos en muestras de pasto o arena debido a la contaminación fecal provocada por los caninos. Además, estos estudios también reportaron la presencia de *Trichuris vulpis* como otro patógeno común, sobre todo en animales callejeros (Scorza et al., 2011, González et al., 2015; Villalobos, 2016).

El diagnóstico y conocimiento de estos nematodos es de suma importancia para su control, ya que la contaminación fecal en suelo y otras zonas propicia el aumento en la prevalencia de estos parásitos (Scorza et al., 2011).

3.2.2. Procesamiento de muestras de cerdos.

Se trabajó con 167 muestras de heces de cerdos (Cuadro 2).

Cuadro 2.

Resultados observados en 167 muestras de cerdos de distintas granjas a nivel nacional que se analizaron según rango de conteo de HPG, en el Laboratorio de Parasitología, Escuela de Medicina Veterinaria, Universidad Nacional, Costa Rica, del 8 de enero al 22 de marzo.

Fincas	HPG					
	<100	100-1000	1000-2000	2000-5000	5000-10000	+10000
3J						
Muestreo #1	6	0	0	0	1	0
Muestreo #2	8	1	0	0	0	0
Cristo Rey						
Muestreo #1	6	1	0	0	1	2
Venecia						
Muestreo #1	22	1	0	0	0	0
Muestreo #2	19	1	0	0	0	0
Porcina Americana						
Muestreo #1	6	1	0	1	1	3
Muestreo #2	2	3	0	2	2	1
Muestreo #3	7	1	1	0	0	1
Ronaldo Cortez						
Muestreo #1	1	1	0	0	1	0
María Elida						
Muestreo #1	4	1	0	0	0	0
Porcina Sagitaries						
Muestreo #1	1	0	0	1	0	0
Muestreo #2	13	3	1	1	0	2
Porcina Caracol						
Muestreo #1	6	0	0	0	0	0
Ganadería						
Diamante						
Muestreo #1	1	1	1	0	0	1
Muestreo #2	4	4	1	1	0	0
Poldos						
Muestreo #1	8	0	0	0	0	0

La coccidiosis en cerdos es causada por parásitos del género *Eimeria* y *Cystoisospora*, principalmente la especie *Cystoisospora suis*, y afectan a lechones entre los siete y 14 días de vida, provocando diarreas que empiezan con apariencia pastosa grisácea y avanzan a diarreas acuosas, se da deshidratación, disminución en la ingesta de alimentos y retraso del crecimiento, vómito, entre otros síntomas. El principal problema con este parásito es debido a las pérdidas económicas que genera, ya que afecta la ganancia de peso y predispone al animal a enfermedades secundarias. (Moreno et al., 2011; Argañaraz et al., 2018).

Este parásito se multiplica en las vellosidades del intestino del lechón provocando atrofia y causando diarreas. La mortalidad no es alta y depende de factores como la cantidad de ooquistes de coccidios ingeridos por el lechón, otras enfermedades en el hato y condiciones de manejo dentro de las instalaciones (Rosales, 2016).

La detección de estos parásitos por medio de exámenes coprológicos es una manera sencilla de diagnosticar a los lechones, sin embargo, se debe tener en cuenta el periodo prepatente que puede ser de cinco a siete días, y que la eliminación de ooquistes no es constante por lo que se recomienda evaluar varias muestras de días distintos (Moreno et al., 2011).

Las técnicas cuantitativas como el McMaster nos permiten determinar el nivel de infestación de los animales de una manera sencilla y rutinaria; y también según Joachim y colaboradores (2018) la técnica de McMaster es la indicada para determinar la cantidad de ooquistes de coccidios presentes en muestras de lechones cuando se busca comprobar la efectividad de anticoccidiales en cerdos. También recomiendan la observación de muestras por autofluorescencia para reducir el número de muestras a analizar con McMaster.

Además, se ha encontrado un aumento en la resistencia de anticoccidiales en aves, por lo que la determinación de la cantidad de ooquistes nos puede dar información sobre la eficiencia del medicamento administrado (Joachim et al., 2018).

3.2.3. Clasificación de garrapatas.

Se clasificaron 1039 garrapatas por medio de la observación morfológica. Los resultados que se obtuvieron fueron que 758 (73,0%) garrapatas eran del género *Amblyomma* spp., 190

(18,3%) del género *Rhipicephalus* sp., 88 (8,5%) del género *Dermacentor* sp. y tres (0,3%) del género *Ixodes* sp. (Figura 14).

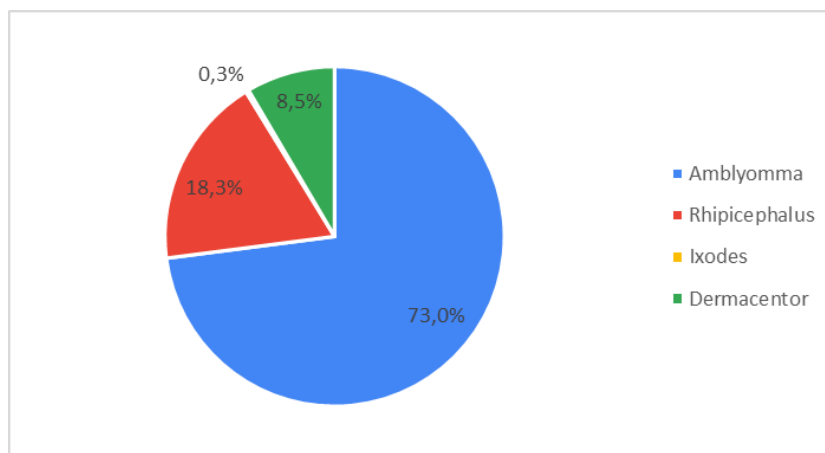


Figura 14.

Porcentaje de garrapatas observadas en el Laboratorio de Parasitología según género, Escuela de Medicina Veterinaria, Universidad Nacional, Costa Rica, del 8 de enero al 22 de marzo.

También se contabilizaron las garrapatas según su estadio de desarrollo, en macho, hembra, ninfa y larva. Para el género *Amblyomma* se observaron 385 (50,8%) larvas, 35 (4,6%) ninfas, 170 (22,4%) hembras y 168 (22,2%) machos. Del género *Rhipicephalus* se observaron 16 (8,4%) ninfas, 95 (50%) hembras y 79 (41,6%) machos. Las 88 (100%) garrapatas observadas del género *Dermacentor* son larvas y las 3 (100%) del género *Ixodes* son hembras (Figura 15).

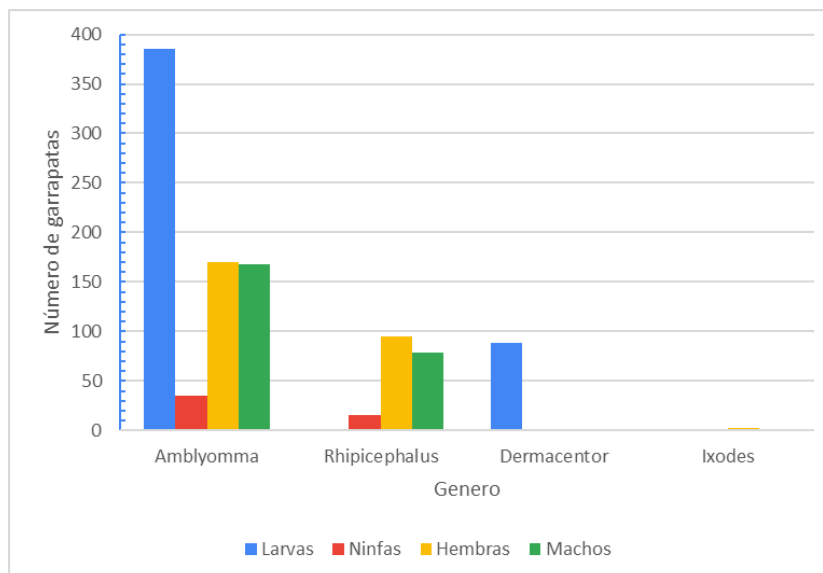


Figura 15.

Número de garrapatas observadas en el Laboratorio de Parasitología por género según su estadio de vida, Escuela de Medicina Veterinaria, Universidad Nacional, Costa Rica, del 8 de enero al 22 de marzo.

Dentro de las garrapatas del género *Amblyomma* se encontraron varias especies que se lograron clasificar por medio de la observación de ciertas características de su morfología. Se contabilizaron 158 (20,8%) garrapatas *Amblyomma mixtum*, 79 (10,4%) garrapatas *A. parvum*, 56 (7,4%) garrapatas *A. oblongoguttatum*, 48 (6,3%) garrapatas *A. ovale*, dos (0,3%) garrapatas *A. coelebs* y una (0,1%) garrapata *A. dissimile* (Figura 16).

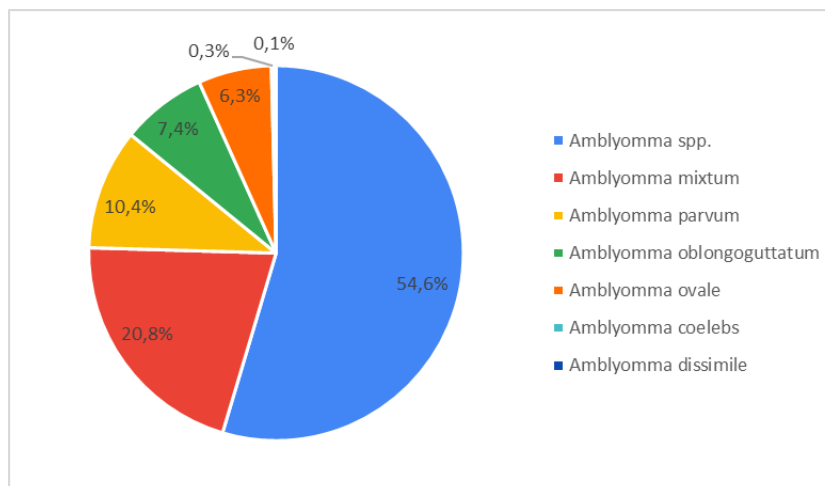


Figura 16.

Porcentaje de garrapatas Amblyomma observadas en el Laboratorio de Parasitología según su especie, Escuela de Medicina Veterinaria, Universidad Nacional, Costa Rica, del 8 de enero al 22 de marzo.

Las garrapatas son parásitos hematófagos que afectan a múltiples especies. Pueden provocar anemia en casos de parasitosis muy altas, además algunas especies liberan neurotoxinas causando parálisis o lesiones cutáneas. Tienen un papel importante en la transmisión de agentes patógenos como protozoarios, bacterias, virus y helmintos (Revuelta, 2016).

Estos ectoparásitos tienen cuadros estados de desarrollo que son huevo, larva, ninfa y adulto; y dependiendo de la especie de garrapata una fase puede estar encima del hospedero alimentándose o en el ambiente.

Según Echeverry y Osorio (2016) existen diferentes ciclos de vida que varían según el número de hospederos utilizados por la garrapata para alimentarse durante todo el ciclo de vida

1. Un hospedero: todas las fases de la garrapata se dan en el mismo hospedero.
2. Dos hospederos: después de la segunda muda de ninfa a adulto que se da en el suelo, el adulto tiene que buscar el segundo hospedero.
3. Tres hospederos: se da cuando todas las mudas se dan en el suelo, por lo que la ninfa y adulto tienen que buscar nuevo hospedero.

Debido a esta diferencia de ciclos de vida la distribución de garrapatas depende de la especie de garrapata, la cantidad de hospederos presentes y la cantidad de parásitos en el ambiente. Por esta razón resulta de importancia conocer la distribución de especies en una zona y qué agentes podrían estar transmitiendo estos ectoparásitos (Montenegro et al., 2021).

En el estudio realizado por Montenegro y colaboradores (2021) se estudiaron tres zonas diferentes del país: el Parque Nacional Palo Verde en Guanacaste, el Parque Nacional Carara en Puntarenas y una reserva privada en la zona de Sarapiquí. Se recolectaron 12795 garrapatas a lo largo de un año, provenientes del ambiente. Se encontraron varias especies del género *Amblyomma* como *A. coelebs*, *A. dissimile*, *A. mixtum*, *A. naponense*, *A. oblongoguttatum*, *A. parvum*, *A. sabanerae* y *A. tapirellum*; y también especies como *Haemaphysalis juxtakochi* e *Ixodes affinis*.

Algunas de estas especies se encontraron en los tres lugares siendo *A. oblongoguttatum* la más frecuente. Las especies encontradas pueden variar según los hospederos presentes en la zona y las características del ambiente (Montenegro et al., 2021).

En el caso de esta colección su uso es académico y se realizó la creación de un documento en el sistema Excel que permita seguir organizando las muestras y la compilación de datos para su futuro uso.

3.3. Actividades realizadas en el CENIBiot

Se realizó la extracción de ADN de coágulos de sangre de perros procedentes del HEMS. Estas muestras son parte del diseño de un protocolo para la detección de *Trypanosoma cruzi* en la sangre de caninos.

Trypanosoma cruzi es el agente causal de la enfermedad de Chagas, enfermedad endémica de varios países de América incluyendo Costa Rica, donde se estiman 7667 casos en humanos en el año 2015 (Peña, 2019).

Bonilla (2019) realizó un estudio en 314 caninos de distintas zonas de Heredia en Costa Rica; y por medio de pruebas serológicas obtuvo como resultado 20 muestras positivas de 14 viviendas. Encontraron también triatominos de la especie *Triatoma dimidiata* en 21 hogares y 82,2% de estos resultaron positivos para *T. cruzi*.

Los caninos con tripanosomiasis pueden presentar tres fases de la infección: una aguda que se da en animales jóvenes y tienen varios signos como debilidad, anemia, linfadenomegalia generalizada, esplenomegalia y hepatomegalia, alteraciones nerviosas, entre otros. Si el animal sobrevive se desarrolla la fase indeterminada donde el parásito es indetectable y el animal suele no presentar síntomas. En la fase crónica el animal presenta falla cardíaca y puede tener alteraciones nerviosas (Burnham et al., 2017; Peña, 2019).

Además de la importancia en la salud de los perros, estos animales funcionan como reservorio del parásito poniendo en riesgo a los seres humanos con los que se relacionan. Por lo tanto, el diagnóstico de caninos con este agente es importante para el establecimiento de terapias oportunas y adecuadas; y para determinar su papel en el contagio de otros animales y humanos (Burnham et al., 2017).

Se emplearon dos variaciones de la extracción de ADN, una con el uso de columnas de centrifugado y el otro empleando columnas PALL AcroPrep™ Advance Filter Plates. Las columnas de centrifugado permiten que el ADN sea absorbido por la sílice y luego por medio de lavados se eliminan los contaminantes (Red Biobancos, 2011). Sin embargo, las columnas PALL permiten la extracción de ADN de varias muestras de manera más rápida e inclusive automatizada (PALL, 2013).

Se realizaron cuantificaciones del ADN extraído por medio del uso del espectrofotómetro NanoDrop 2000 / NanoDrop 2000C que permite determinar la cantidad de ADN y la contaminación de la muestra extraída (VHIR, 2020).

Después de las extracciones se preparó el gel de agarosa para realizar la electroforesis. Luego se preparó la mezcla de reactivos (Anexo 2) y la muestra con ADN para realizar el PCR en tiempo real y poder colocar los productos del PCR en el gel de agarosa y hacer la electroforesis.

También con las muestras de la extracción se realizó PCR en tiempo final con el perfil térmico establecido en los protocolos del laboratorio (Anexo 3). Se utilizaron como control positivo extractos de ADN de epimastigotes y como control negativo agua (CENIBiot, 2024).

4. CONCLUSIONES

1. Se mejoraron los conocimientos y las destrezas sobre parasitología veterinaria gracias a la práctica realizada en los laboratorios de diagnóstico.
2. Se aumentaron los conocimientos sobre las técnicas realizadas en el Laboratorio de Parasitología y como utilizarlas dependiendo de las necesidades del caso.
3. Se mejoraron las habilidades de toma de muestras tanto de sangre como de heces, mediante diversas giras a diversas partes del país.
4. Se incrementaron las habilidades de identificación de ectoparásitos y endoparásitos en muestras de diversas especies de animales.
5. Se aprendieron nuevas técnicas de laboratorio como el uso de PCR para el diagnóstico de agentes patógenos en animales.

5. RECOMENDACIONES

1. Se recomienda a los docentes promover en los estudiantes la participación en los proyectos y procesos que se llevan a cabo en los distintos laboratorios en la Escuela de Medicina Veterinaria de la Universidad Nacional.
2. Se recomienda a la Escuela de Medicina Veterinaria generar mayores oportunidades para que los estudiantes puedan realizar prácticas en otros lugares fuera de la Universidad Nacional y tener un punto de vista más amplio sobre la realidad nacional y el mercado laboral.
3. Se recomienda a los estudiantes y docentes divulgar más información al público en general sobre la importancia del papel que tienen los parásitos y los exámenes parasitológicos en la salud de los animales y el ser humanos. Además, se recomienda difundir información sobre los distintos exámenes que se pueden realizar en el Laboratorio de Parasitología para que tanto propietarios como profesiones utilicen dichos servicios.

6. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS:

- Acevedo, S. E. (2017). Agentes micóticos y ácaros en lesiones cutáneas de caninos sin atención veterinaria regular en Costa Rica [Tesis de grado, Universidad Nacional]. <https://repositorio.una.ac.cr/server/api/core/bitstreams/0086e48f-4c15-41b5-ab78-c0ea6547f670/content>
- Alam, R. T. M., Hassanen, E. A. A., & El-Mandrawy, S. A. M. (2020). Heamonchus Contortus infection in Sheep and Goats: alterations in haematological, biochemical, immunological, trace element and oxidative stress markers. *Journal Of Applied Animal Research*, 48(1), 357-364. <https://doi.org/10.1080/09712119.2020.1802281>
- Alvarado-Borja, V., Valladares-Carranza, B., Ortega-Santana, C., Rivero-Pérez, N., Bañuelos-Valenzuela, R., Zaragoza-Bastida, A., Delgadillo-Ruíz, L., & Velázquez-Ordoñez, V. (2023). Infección por *Toxocara canis* y su importancia en la salud animal y en la salud pública: una revisión. *Salud y Tecnología Veterinaria*, 11(2), 51-66. <https://doi.org/10.20453/stv.v11i2.5134>
- Alvarado, M. P., & Jiménez, A. E. (2017). Parásitos gastrointestinales en venados cola blanca (*Odocoileus virginianus*) de vida libre en los parques nacionales de Palo Verde y la Isla del Coco. *Boletín de Parasitología*.
- Anderson, S. (2023). Skin scrapings for identifying parasites. *Pests And Parasites*, Fall 2023. https://navc.com/wp-content/uploads/sites/3/2023/09/TVN-2023-04_Skin_Scrapings.pdf
- Arias, M. G. (2012). Prevalencia de dermatofitosis en perros con lesiones dérmicas procedentes de clínicas veterinarias de Heredia, Costa Rica. [Tesis de grado, Universidad Nacional]. <https://repositorio.una.ac.cr/server/api/core/bitstreams/f933eb2a-2cf8-49bc-bdb1-6b8a64960358/content>
- Argañaraz, F. N., Cardillo, N. M., Matassa, M. F., Sciarrotta, R., Tosonotti, N., & Vidales, G. E. (2018). Coccidiosis Porcina: Prevalencia en sistemas al aire libre en la provincia de Buenos

- Aires, Argentina. *Revista Veterinaria Argentina*, XXXV (368), 1-10.
<https://ri.conicet.gov.ar/handle/11336/103994>
- Ashram, S., Nasr, I., Mehmood, R., Hu, M., He, L., & Suo, X. (2017). *Haemonchus contortus* and ovine host: a retrospective review. *International journal of advanced research*, 5(3), pp.972-999.
- Anvari, D., Narouei, E., Daryani, A., Sarvi, S., Moosazadeh, M., Hezarjaribi, H. Z., Narouei, M. R., & Gholami, S. (2020). The global status of *Dirofilaria immitis* in dogs: a systematic review and meta-analysis based on published articles. *Research In Veterinary Science*, 131, 104-116. <https://doi.org/10.1016/j.rvsc.2020.04.002>
- Barros-Battesti, D. M., Arzua, M., & Bechara, G. H. (2006). *Carrapatos de importância médico-veterinária da região neotropical: Um guia ilustrado para identificação de espécies*.
- Bastos, G. A., Soares, A. C. M., Vieira, T. M., De Souza Cândido, R. C., Morais-Costa, F., De Oliveira Vasconcelos, V., Oliveira, N. J. F., & Duarte, E. R. (2016). Blood parameters of sheep with high infection of *Haemonchus contortus* and treated with “mushroom of the sun” (*Agaricus blazei*). *Semina Ciências Agrárias*, 37(2), 807. <https://doi.org/10.5433/1679-0359.2016v37n2p807>
- Becerril, M. A. (2016). *Parasitología médica* (4.^a ed.). Mc Graw-Hill Interamericana Editores.
- Benavides, E. (2011). *Técnicas para el diagnóstico de endoparásitos de importancia veterinaria*. Universidad de la Salle. https://www.fbioyf.unr.edu.ar/evirtual/pluginfile.php/122996/mod_resource/content/2/Diagnostico%20Parasitologico.pdf
- Bowman, D. D. (2021). *Georgis' Parasitology for Veterinarians*. Elsevier eBooks.
- Bonilla, M. C., Castro-Vásquez, R. M., Herrero-Acosta, M. V., Urbina-Villalobos, A., & Dolz, G. (2019). Canine trypanosomiasis in an endemic Costa Rican community: Demonstration of the active infection cycle. *Veterinary Parasitology Regional Studies and Reports*, 17, 100307. <https://doi.org/10.1016/j.vprsr.2019.100307>

- Briones, J. E. (2019). Diagnóstico de parásitos gastrointestinales en equinos del Municipio de Apan, Hidalgo [Tesis de Bachiller, Universidad Autónoma Agraria Antonio Navarro]. <http://repositorio.uaaan.mx:8080/xmlui/bitstream/handle/123456789/45943/JORGE%20EDWIN%20BRIONES%20FUENTES.pdf?sequence=1&isAllowed=y>
- Burnham, E. R., Shinkarenko, L., Peralta, R. C., & Zalamea, B. B. (2017). *Trypanosoma cruzi* en el perro doméstico, reservorio de la enfermedad de Chagas, en áreas norte y sur de la ciudad Pedro Carbo. RECIMUNDO, 1(5), 213-234. <https://doi.org/10.26820/recimundo/1.5.2017.213-234>
- Butcher, G. D., & Davis, M. A. (2018). Intestinal and tracheal parasites of poultry. Ask IFAS - Powered by EDIS. Retrieved September 17, 2024, from <https://edis.ifas.ufl.edu/publication/AA078>.
- Castro, A., & Guerrero, O. M. (2006). *Técnicas de diagnóstico parasitológico* (2.^a ed.). Editorial de la Universidad de Costa Rica.
- CENIBiot. (2024). Extracción de ADN en coágulos de perros. (Salud-CENIBiot-2024-110).
- Chandrawathani, P., Premaalatha, B., Omar, J., & Mamat, Z. (2019). *Manual on parasitology*. Department of Veterinary Services Malaysia. <https://msptm.org/wp-content/uploads/2020/05/DVS-ManualParasitology-web.pdf>
- Chaparro, J. J., Ramírez, N. F., Piedrahita, D., Strauch, A., Sánchez, A., Tobón, J., Olivera-Angel, M., Ortiz, D., & Villar, D. (2018). Prevalencia de parásitos gastrointestinales en equinos y factores de riesgo asociados en varias zonas de Antioquia, Colombia. CES Medicina Veterinaria y Zootecnia, 13(1), 7-16. <https://doi.org/10.21615/cesmvz.13.1.1>
- Correa, G., Martínez, M. A., & Alcalá, Y. (2022). Enfermedades parasitarias del conejo doméstico (*Oryctolagus cuniculus*) y su diagnóstico (1.a ed.). Universidad Nacional Autónoma de México. https://www.fmvz.unam.mx/fmvz/publicaciones/archivos/Enfermedades_Parasitarias_Con_ejos.pdf
- Cortés, J. A. (2018). Control integrado de garrapatas y su importancia en salud pública. Biomédica, 38(4). http://www.scielo.org.co/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0120-41572018000400452#aff1
- Cox, F. E. G. (2002). History of human parasitology. *Clinical Microbiology Reviews*, 15(4), 595-612.

- Deplazes, P., Eckert, J., Mathis, A., Von Samson-Himmelstjerna, G., & Zahner, H. (2016). *Parasitology in Veterinary Medicine*. Wageningen Academic Publishers eBooks.
- Echeverry, D. N. P., & Osorio, L. A. R. (2016). Aspectos biológicos y ecológicos de las garrapatas duras. *Ciencia y Tecnología Agropecuaria*, 17(1), 81-95. https://doi.org/10.21930/rcta.vol17_num1_art:463
- ESCCAP. (2018). Control de ectoparásitos en perros y gatos (2.a ed.). https://www.esccap.es/wp-content/uploads/2018/05/guia3_2018.pdf
- Fernández, L. A. (2008). Dermatitis en perros y gatos con énfasis en el diagnóstico de enfermedades parasitarias [Tesis de , Universidad Nacional]. <https://repositorio.una.ac.cr/server/api/core/bitstreams/4da86555-d8b3-4758-9fef-c0864885c4b0/content>
- Foreyt, W. J. (2013). *Veterinary Parasitology Reference Manual*. John Wiley & Sons.
- Gómez, E. C., Montoya-Alonso, J. A., Cordon, Y. F., Cordon, S. F., Diosdado, A., Gómez, P. J., Miguel, J. G., Martín, F. S., & García, R. M. (2017). Sintomatología, diagnóstico, tratamiento y control de la dirofilariosis cardiopulmonar. *Argos*, 187, 56-59. https://accedacris.ulpgc.es/bitstream/10553/73776/1/Sintomatologia_diagnostico_tratamiento.pdf
- González, G. A., Alfaro, K., & Trejos, J. (2015). Parásitos intestinales de perros callejeros: riesgo a la salud pública en San Ramón, Costa Rica. *Biocenosis*, 29, 74-78. <https://revistas.uned.ac.cr/index.php/biocenosis/article/view/896/786>
- Grindem, C. B. (2011). Schalm's Veterinary Hematology, 6th edition. Editors: Douglas J. Weiss, K. Jane Wardrop. *Veterinary Clinical Pathology*, 40(2), 270. <https://doi.org/10.1111/j.1939-165x.2011.00324.x>
- Guedes, A. del C. (2022). Valoración de distintos métodos para un control integrado de la coccidiosis caprina [Tesis de doctorado, Universidad de Las Palmas de Gran Canaria]. <https://accedacris.ulpgc.es/bitstream/10553/129712/1/Tesis%20A.%20Guedes%202024.pdf>

- Gunn, A., & Pitt, S. J. (2022). *Parasitology: An Integrated Approach* (2.a ed.). John Wiley & Sons Ltd.
- Guzmán, L. J., & Orozco, W. W. (2020). Manual de consulta en medicina clínica equina [Trabajo especial de Graduación, Universidad Nacional Agraria]. <https://repositorio.una.edu.ni/4385/1/tnl70g993.pdf>
- Hendrix, C. M., & Robinson, E. (2011). *Diagnostic parasitology for veterinary technicians* (4.a ed.). Elsevier.
- Huacon, M. J. (2023). Diagnóstico de los tipos de coccidias en pollos broiler mediante el método de flotación en el cantón Balsas. [Universidad Técnica de Machala]. https://repositorio.utmachala.edu.ec/bitstream/48000/21943/1/Trabajo_Titulacion_2233.pdf
- Jiménez, A., Pérez, C., Calderón, J., & Vigil, D. J. (2014). *Curso de Parasitología y Enfermedades Parasitarias II*.
- Joachim, A., Ruttkowski, B., & Sperling, D. (2018). Detection of *Cystoisospora suis* in faeces of suckling piglets – when and how? A comparison of methods. *Porcine Health Management*, 4(1). <https://doi.org/10.1186/s40813-018-0097-2>
- Khan, M. A., Roohi, N., & Rana, M. A. A. (2015). Strongylosis in equines: a review. *The Journal of Animal and Plant Sciences*, 25(1), 1-4. <http://www.thejaps.org.pk/docs/v-25-01/01.pdf>
- Klinge, M. E. S., Robayo, P. C., & Barreto, C. A. M. (2011). *Dirofilaria immitis*: una zoonosis presente en el mundo. *Revista de Medicina Veterinaria*, 22, 57. <https://doi.org/10.19052/mv.560>
- Lejeune, M., Mann, S., White, H., Maguire, D., Hazard, J., Young, R., Stone, C., Antczak, D., & Bowman, D. (2023). Evaluation of Fecal Egg Count Tests for Effective Control of Equine Intestinal Strongyles. *Pathogens*, 12(11), 1283. <https://doi.org/10.3390/pathogens12111283>
- Loker, E. S., & Hofkin, B. V. (2015). *Parasitology: A Conceptual Approach*. Garland Science.
- Martínez, M. (2014). Determinación y control parasitario en iguana verde (Iguana iguana) mantenida en cautiverio [Tesis de maestría, Universidad del Mar]. https://bibliotecape.umar.mx/CatalogoUmarPE/TesisUmar/Maestrias/Manejo_de_fauna_silvestre/2014/T597.9542M386d.pdf

- Magaró, H., Uttaro, A., Sierra, E., Ponce, P., Echenique, C., Nocito, I., Vasconi, M. D., Bertorini, G., Bogino, B., & Indelman, P. (s. f.). *Técnicas de diagnóstico parasitológico*. Universidad Nacional de Rosario. https://www.fbioyf.unr.edu.ar/evirtual/pluginfile.php/122996/mod_resource/content/2/Diagnostico%20Parasitologico.pdf
- Márquez, D., & Jiménez, G. (2018). Epidemiología y control del parasitismo gastrointestinal en bovinos. Sitio Argentino de Producción Animal. https://www.produccion-animal.com.ar/sanidad_intoxicaciones_metabolicos/parasitarias/parasitarias_bovinos/215-Epidemiologia_y_control.pdf
- Matthews, J. (2016). Diseases of the Goat. <https://doi.org/10.1002/9781119073543>
- Melo-Franco, B., Calero-Bernal, R., & Madeira de Carvalho, L. M. (2015). Métodos simples y prácticos de diagnóstico laboratorial de las principales parasitosis intestinales en équidos. Sitio Argentino de Producción Animal. Recuperado 16 de septiembre de 2024, de https://www.produccion-animal.com.ar/produccion_equinos/Enfermedades/61-parasitosis.pdf
- Méndez, M. (2019). Análisis hematológicos y parasitológicos en pequeños rumiantes [Tesis de grado, Universidad Nacional]. <https://repositorio.una.ac.cr/server/api/core/bitstreams/8e9ca584-47ff-4a79-a669-9bc9f0a024b2/content>
- Mihalca, A. D. (2013). *Textbook of Veterinary Parasitology: Introduction to parasitology. Protozoology*. AcademicPres. <https://www.usamvcluj.ro/wp-content/uploads/2020/12/Textbook-of-Veterinary-Parasitology-Introduction-to-parasitology.-Protozoology.pdf>
- Montenegro, V. M., Delgado, M., Miranda, R. J., Domínguez, L., Vargas-Muñoz, M., & Bermúdez, S. (2021). Free-living hard ticks (Ixodida: Ixodidae) from three different natural environments of Costa Rica. *Ticks And Tick-borne Diseases*, 12(6), 101811. <https://doi.org/10.1016/j.ttbdis.2021.101811>
- Moreno, F. J. M., Buffoni, L., Redondo, E. H., García, I. A., & Moreno, Á. M. (2011). Coccidiosis «porcina»: posibilidades de control. *Anaporc: Revista de la Asociación de Porcinocultura Científica*, 8(83), 24-30. <https://dialnet.unirioja.es/servlet/articulo?codigo=3762202>

- Mukul-Yervesa, J. M., Del Rosario Zapata-Escobedo, M., Cornelio, R., Rodríguez-Vivasa, R. I., & Torres-Acostaa, J. F. (2014). Parásitos gastrointestinales y ectoparásitos de ungulados silvestres en condiciones de vida libre y cautiverio en el trópico mexicano Gastrointestinal and ectoparasites in wildlife-ungulates under captive and free-living conditions in the Mexican tropic. *Revista Mexicana de Ciencias Pecuarias*, 5(4), 459-469. https://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S2007-11242014000400006
- Pal, S., & Sanyal, P. K. (2011). *Essentials of Veterinary Parasitology*. Kalyani.
- PALL. (2013). PALL Life Sciences. https://us.vwr.com/assetsvc/asset/en_US/id/11225102/contents
- Paredes, E. G. (2018). Determinación del número de ooquistes de coccidias por gramos de heces en gallos de pelea (*Gallus gallus domesticus*) en el distrito de Jacobo D. Hunter, Arequipa 2018 [Tesis de Bachiller, Universidad Católica de Santa María]. <https://core.ac.uk/download/pdf/198128621.pdf>
- Papeschi, C. (2010). Las enfermedades más importantes de la piel de los conejos. *Cunicultura*, 207. <https://cunicultura.com/pdf-files/2010/10/013-020-Patologia-Enfermedades-piel-conejos-Papeschi-CU20101015.pdf>
- Pardo, E., & Buitrago, M. (2002). *Parasitología veterinaria I*. Universidad Nacional Agraria. <https://cenida.una.edu.ni/textos/nl70p226p.pdf>
- Paixão, A., Simões, C., Ulima, A., Pires, M., Maria, D. L., Esperança, S. F. D., Arece-Garcia, J., & Cruz, J. L. S. (2019). Estrongílicos gastrointestinales que parasitan cabras y ovejas del municipio Wako-Cungo, Angola. *Revista de Salud Animal*, 41(3). <https://www.cabidigitallibrary.org/doi/pdf/10.5555/20203203686>
- Pelaez, N. (2019). Caracterización de Ooquistes de *Eimeria* (Apicomplexa) presentes en las heces de conejo (*Oryctolagus cuniculus*). http://tauja.ujaen.es/jspui/bitstream/10953.1/10405/1/TFG_Pelaez_Salas_Natalia.pdf
- Peña, A. (2019). Enfermedad de chagas en perros: una revisión [Trabajo Final de Graduación, Universidad de Ciencias Aplicadas y Ambientales]. <https://repository.udca.edu.co/bitstream/11158/2522/1/ENFERMEDAD%20DE%20CHAGAS%20EN%20PERROS1.pdf>
- Peralta, R. D. C., Gomez, B. P., Mazamba, M. L. S., Reyes, P. C., & Burnham, E. R. (2017). *Ancylostoma caninum* en perros domésticos de Limoncito, Chongón, Guayas. *Revista*

ESPAMCIENCIA ISSN 1390-8103, 8(1), 39-43.
<https://dialnet.unirioja.es/descarga/articulo/7020064.pdf>

- Pérez-Gómez, G., Jiménez-Rocha, A. E., & Bermúdez-Rojas, T. (2018). Parásitos gastrointestinales de aves silvestres en un ecosistema ribereño urbano tropical en Heredia, Costa Rica. *Revista de Biología Tropical*, 66(2), 788.
<https://doi.org/10.15517/rbt.v66i2.33409>
- Quinteros, C. (2023). Identificación de parásitos gastrointestinales en venados de cola blanca (*Odocoileus virginianus*) por diferentes métodos coprológicos en el zoológico La Casa del Venado-Cayambe [Informe Final del Proyecto de investigación, Universidad Técnica de Ambato].
<https://repositorio.uta.edu.ec/bitstream/123456789/38009/1/001%20Veterinaria%20-%20Herrera%20L%C3%B3pez%20Amanda%20Carolina.pdf>
- Quiroz, H. (2017). *Parasitología veterinaria*. Biblat. <https://biblat.unam.mx/es/revista/ciencia-academia-mexicana-de-ciencias/articulo/parasitologia-veterinaria>
- Ramírez, G. F., & Osorio, J. H. (2014). Identificación de helmintos en Zarigüeyas (*Didelphis marsupialis*) en el suroccidente colombiano. *Biosalud*, 13(1), 37-44.
http://www.scielo.org.co/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1657-95502014000100005&lng=es
- Red Biobancos. (2011). PNT Extracción de ácidos nucleicos. <https://redbiobancos.es/wp-content/uploads/pnt-extraccion-acidos-nucleicos.pdf>
- Revuelta, J. O. (2016). Espectro de las enfermedades transmitidas por garrapatas. *Pediatría Atención Primaria*, 18(25), 47-51. <https://scielo.isciii.es/pdf/pap/v18s25/1139-7632-pap-18-s25-00047.pdf>
- Rojas, M. G. (2016). Presencia de parásitos en aves silvestres (Orden Passeriforme) de vida libre de la zona sur de Costa Rica. <https://repositorio.una.ac.cr/handle/11056/13204>
- Rojas, A., Rojas, D., Montenegro, V. M., & Baneth, G. (2015). Detection of *Dirofilaria immitis* and other arthropod-borne filarioids by an HRM real-time qPCR, blood-concentrating techniques and a serological assay in dogs from Costa Rica. *Parasites & Vectors*, 8(1).
<https://doi.org/10.1186/s13071-015-0783-8>



















- Rosales, J. M. (2016). Coccidiosis del lechón. Boletín Técnico AVILAB. https://www.produccion-animal.com.ar/sanidad_intoxicaciones_metabolicos/parasitarias/parasitarias_cerdos/25-Coccidiosis_del_Lechon.pdf
- Ryan, K. J., & Ray, C. G. (2017). Parásitos. Conceptos básicos. *Sherris. Microbiología médica* (6.a ed.). McGraw-Hill. <https://accessmedicina.mhmedical.com/content.aspx?bookid=2169&ionid=162985669>
- Salgado, J. M. (2017). Determinación de la presencia de *Ancylostoma caninum* mediante la técnica de flotación de Willis en perros de la comuna de Talcahuano [Trabajo Final de Graduación, Universidad de las Américas]. <https://repositorio.udla.cl/xmlui/bitstream/handle/udla/323/a41459.pdf?sequence=1&isAllowed=y>
- Scorza, A. V., Duncan, C., Miles, L., & Lappin, M. R. (2011). Prevalence of selected zoonotic and vector-borne agents in dogs and cats in Costa Rica. *Veterinary Parasitology*, 183(1-2), 178-183. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2011.06.025>
- Serrano, F. (2010). *Manual práctico de Parasitología Veterinaria*. Universidad de Extremadura, Servicio de Publicaciones eBooks. Universidad de Extremadura. <https://dehesa.unex.es/bitstream/10662/5242/1/978-84-7723-910-9.pdf>
- Sevilla, J. J., & Murillo, Y. J. (2021). Parasitosis gastrointestinales en equinos de campo (*Equus ferus caballus*), agropecuaria el Ancla comunidad el Hatillo Acoyapa Chontales – octubre 2020 [Trabajo Final de Graduación, Universidad Nacional Agraria]. <https://cenida.una.edu.ni/Tesis/tnl73s511.pdf>
- Springer, A., Montenegro, V. M., Schicht, S., Vrohvec, M. G., Pantchev, N., Balzer, J., & Strube, C. (2019). Seroprevalence and Current Infections of Canine Vector-Borne Diseases in Costa Rica. *Frontiers In Veterinary Science*, 6. <https://doi.org/10.3389/fvets.2019.00164>
- Tavares, R. G., Staggemeier, R., Borges, A. L., Rodrigues, M. T., Castelan, L., De Vasconcelos, J. M., Anschau, M., & Spalding, S. M. (2011). Molecular techniques for the study and diagnosis of parasite infection. *Journal of Venomous Animals and Toxins Including Tropical Diseases*, 17(3), 239-248. <https://doi.org/10.1590/s1678-91992011000300003>
- Thermo Fisher. (n.d.). *NanoDrop 2000*. Thermo Fisher Scientific. Retrieved May 23, 2024, from <https://www.thermofisher.com/order/catalog/product/ND-2000>.

- TroCCAP. (2019). Directrices para el diagnóstico, tratamiento y control de endoparásitos caninos en los Trópicos. (2.a ed.). https://www.troccap.com/2017press/wp-content/uploads/2019/07/TroCCAP_Canine_Endo_Guidelines_Spanish_Ver2_.pdf
- TroCCAP. (2022). Directrices para el control de ectoparásitos de perros y gatos en los trópicos. (1.a ed.). https://www.troccap.com/wp-content/uploads/2024/09/Spanish_ecto_v1.pdf
- Vargas, M. (2020). Prevalencia de parásitos gastrointestinales en bovinos cebú en explotaciones de ganado de cría en Costa Rica: estudio preliminar. [Tesis de grado, Universidad Nacional]. <https://repositorio.una.ac.cr/handle/11056/18248>
- Vargas, A., Serrano, K., Watler, W., Morales, M., & Vignola, R. (2018). Prácticas efectivas para la reducción de impactos por eventos climáticos en Costa Rica. Recuperado 23 de octubre de 2024, de <https://www.mag.go.cr/bibliotecavirtual/L01-8217.pdf>
- Villalobos, Y. (2016). Prevalencia de parásitos gastrointestinales en heces caninas recolectadas del suelo de parques recreativos del cantón Central de Alajuela [Tesis de grado, Universidad Nacional]. <https://repositorio.una.ac.cr/handle/11056/13205>
- VHIR. (2020). Cuantificación de ácidos nucleicos mediante diferentes técnicas (VHIR-UAT-DOC-013). <https://vhir.vallhebron.com/sites/default/files/2022-06/UAT-quantificacio-fluorometrica-acids-nucleics.pdf>
- Zajac, A. M., Sloss, M. W., & Kemp, R. L. (1994). *Veterinary Clinical parasitology* (6.a ed.). John Wiley & Sons.
- Zajac, A. M., & Conboy, G. A. (2010). *Veterinary clinical parasitology* (8.a ed.). John Wiley & Sons.

7. ANEXOS

Anexo 1

Claves para la identificación de larvas L3 de nematodos en rumiantes.

Características de larvas (L3) de nematodos de rumiantes				
Género	Tipo de cauda	Comp. total	Forma de cauda	Reg. ant. de algunas particularidades
<i>Trichostrongylus</i> sp.	Corta	± 650 μ		
<i>Ostertagia</i> sp.	Corta	± 840 μ		
<i>Bunostomum</i> sp.	Media	± 600 μ		Dilatación de esófago en parte distal 
<i>Haemonchus</i> spp.	Media	± 720 μ		
<i>Cooperia</i> spp.	Media	± 800 μ		2 cuerpos refringentes en reg. anterior 
<i>Mecistocirrus digitatus</i>	Media	± 615-782 μ		Estructuras color café con forma de riñón 
<i>Oesophagostomum</i> spp.	Larga	760 μ a 1100 μ		Cutícula rugosa. Células intestinales poligonales 
<i>Chabertia</i> sp.	Larga	724 μ a 890 μ		Células intestinales rectangulares 
<i>Nematodirus</i> spp.	Larga	920 μ a 1130 μ		Solo se encuentra en cultivos de +10 días
<i>Strongyloides</i> sp.	Truncada	± 580 μ		Semi balsa, cauda bifida

Anexo 2

Secuencia de primers utilizados en la preparación de reactivos para el PCR.

*Secuencia de los primers utilizados:

1. TCZ-F (GCTCTTGCCCACAMGGGTGC)
2. TCZ-R (CCAAGCAGCGGATAGTTCAGG)

Anexo 3

Perfil térmico de PCR en tiempo final.

Cuadro II. Perfil térmico de PCR

Ciclos	Tiempos	Temperatura Ronda I
Desnaturalización inicial	2 min	95°C
35 ciclos*	30 seg	95°C
35 ciclos*	30 seg	63.7°C
35 ciclos*	60 seg	72°C
Extensión final	7 min	72°C

*Cada ciclo tiene una etapa de desnaturalización de 15 segundos a 95°C y una extensión de 1 minuto a 72°C.

5. Realizar una electroforesis con los productos de PCR.