

**DETECCIÓN DE PARÁSITOS GASTROINTESTINALES EN EL AGUA DE  
CONSUMO Y EN ANIMALES DEL CENTRO DE FAUNA DE CORPOCESAR  
UBICADO EN VALLEDUPAR, COLOMBIA.**

**ARIAS BENITEZ KAREN LORENA**

**PEREZ MENDOZA LUANIS PAOLA**

**Trabajo para optar por el título de Microbiólogo.**

**DIRECTOR**

**CAÑATE GONZALE ABID SILVESTRE**

**Zootecnista, Magister en Desarrollo Sostenible y Medio Ambiente**

**CODIRECTOR**

**HERRERA DEMARES PATRICIA DEL CARMEN**

**Bacterióloga, Magister en Ciencias Ambientales**

**UNIVERSIDAD POPULAR DEL CESAR**

**FACULTAD DE CIENCIAS BÁSICAS**

**PROGRAMA DE MICROBIOLOGÍA**

**VALLEDUPAR- CESAR**

**2024**

## TABLA DE CONETENIDO

RESUMEN .....	8
ABSTRACT .....	9
INTRODUCCIÓN .....	10
1. PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA.....	11
2. JUSTIFICACIÓN.....	13
3. OBJETIVOS.....	16
3.1 Objetivo General .....	16
3.2 Objetivos Específicos.....	16
4. MARCO TEÓRICO .....	<b>¡Error! Marcador no definido.</b>
4.1 Antecedentes .....	<b>¡Error! Marcador no definido.</b>
4.2 Bases Teóricas .....	<b>¡Error! Marcador no definido.</b>
4.2.1 Parásitos Gastrointestinales. ....	<b>¡Error! Marcador no definido.</b>
4.2.2 Nematodos. ....	<b>¡Error! Marcador no definido.</b>
4.2.3 Cestodos.....	<b>¡Error! Marcador no definido.</b>
4.2.4 Protozoarios.....	<b>¡Error! Marcador no definido.</b>
4.2.5 Animales Silvestres .....	<b>¡Error! Marcador no definido.</b>
4.2.6 Coprocultivo.....	<b>¡Error! Marcador no definido.</b>
4.2.7 Método Ritchie Modificado .....	<b>¡Error! Marcador no definido.</b>
5. MARCO LEGAL.....	<b>¡Error! Marcador no definido.</b>
6. METODOLOGÍA.....	16
6.1 Tipo de Estudio y Línea de Investigación.....	16
6.2 Localización de Estudio. ....	17
6.3 Diseño Metodológico .....	17

6.3.1 Identificación de parásitos gastrointestinales en heces fecales de animales silvestres mediante la aplicación de las técnicas de coprocultivo y método Baermann. ....	17
6.3.2 Identificación de parásitos gastrointestinales en agua de consumo animal mediante la aplicación del método Ritchie.....	20
6.3.3 Determinación de factores causantes de la presencia de parásitos gastrointestinales.....	22
6.3.4 Análisis de Datos. ....	22
7. RESULTADOS Y DISCUSIÓN .....	23
8. CONCLUSIONES.....	37
9. RECOMENDACIONES.....	38
10. REFERENCIAS BIBLIOGRAFICAS .....	39
ANEXOS .....	<b>¡Error! Marcador no definido.</b>

## LISTA DE FIGURAS

**Figura 1.** Distribución de casos positivos por género de parásitos gastrointestinales...54

## LISTA DE TABLAS

<b>Tabla 1.</b> Parásitos identificados en coprológicos de animales del CAVFFS.....	52
<b>Tabla 2.</b> Prevalencia de parásitos gastrointestinales en animales del CAVFFS.....	54
<b>Tabla 3.</b> Distribución de casos positivos por género de parásitos gastrointestinales....	55
<b>Tabla 4.</b> Puntuación de criterios en la valoración del bienestar animal.....	62

## ANEXOS

<b>Anexo A.</b> Realización de coprológicos en fresco.....	79
<b>Anexo B.</b> Realización de coprocultivos.....	79
<b>Anexo C.</b> Realización de técnica Baermann.....	79
<b>Anexo D.</b> Realización método Ritchie Modificado.....	80
<b>Anexo E.</b> Realización de coloración Ziehl-Neelsen.....	80
<b>Anexo F.</b> Huevos de <i>Diphyllobothrium</i> sp. - Montaje en Fresco.....	81
<b>Anexo G.</b> Huevo de <i>Strongyloides</i> sp. - Montaje en Fresco.....	81
<b>Anexo H.</b> Quiste de <i>Lodamoeba</i> sp. - Montaje en Fresco.....	81
<b>Anexo I.</b> Quiste de <i>Entamoeba</i> sp- Montaje en Fresco.....	82
<b>Anexo J.</b> Huevos y larva de <i>Ancylostoma</i> sp - Montaje en Fresco.....	82
<b>Anexo K.</b> Huevos de <i>Áscaris</i> sp. - Montaje en Fresco.....	82
<b>Anexo L.</b> Huevos y larva de Nematodo larvado. - Montaje en Fresco.....	83
<b>Anexo M.</b> Trofozoítos de <i>Trichomona</i> sp. - Montaje en Fresco.....	83
<b>Anexo N.</b> Trofozoítos de <i>Strongyloides</i> sp. - Montaje en Fresco.....	83
<b>Anexo O.</b> Quistes de <i>Giardia intestinales</i> - Montaje en Fresco.....	84
<b>Anexo P.</b> Ooquistes de <i>Coccidias</i> sp.....	84
<b>Anexo Q.</b> Larvas de <i>Strongyloides</i> sp. – Coprocultivo; Baermann.....	84

**Anexo R. Encuesta agua de consumo y animales.....85**

## RESUMEN

La aparición de patologías gastrointestinales en la fauna silvestre representa una preocupación significativa tanto para la salud pública como para la ecología, especialmente en centros de rehabilitación de animales. La ingesta de agua contaminada puede provocar serios problemas de salud, debilitando el sistema inmunológico de los animales y aumentando su vulnerabilidad a otras enfermedades. Además, la falta de higiene en los bebederos puede facilitar la propagación de parásitos, afectando tanto a los animales como a los cuidadores. Esto subraya la importancia de determinar la prevalencia de parásitos gastrointestinales en el agua de consumo y en las heces de los animales del centro de fauna de Corpocesar.

Se muestrearon 40 animales, incluyendo monos, tigrillos, osos hormigueros y mapaches, y se tomaron muestras de agua proveniente del pozo en cuatro puntos diferentes de la tubería del centro. Las muestras fecales fueron analizadas mediante observación directa con un montaje fresco; aquellas que mostraron huevos fueron sometidas a coprocultivo y a un análisis de Termotropismo (Baermann). Por otro lado, las muestras de agua fueron sometidas a coloración Ziehl-Neelsen y se aplicó el método de Ritchie modificado. Se identificaron parásitos gastrointestinales en los animales silvestres, incluyendo Nematodos (*Strongyloides* sp., *Áscaris* sp. y *Ancylostoma* sp.), Protozoos (*Giardia* sp., *Trichomona* sp., *Coccidia* sp., *Lodamoeba* sp. y *Entamoeba* sp.) y Cestodos (*Diphyllobothrium* sp., con un 52,5% de los animales positivos y un 47,5% sin presencia de estos parásitos. En las muestras de agua analizadas, no se encontraron parásitos en agua de consumo, lo que resalta la necesidad de continuar asegurando su

calidad. Los hallazgos demuestran que las infecciones parasitarias son comunes y representan un desafío importante para el manejo de especies silvestres.

**PALABRAS CLAVE:** Nematodos, Protozoos, Cestodos, Prevalencia.

### ABSTRACT

The occurrence of gastrointestinal pathologies in wildlife is a significant concern for both public health and ecology, especially in animal rehabilitation centers. The ingestion of contaminated water can lead to serious health problems, weakening the animals' immune systems and increasing their vulnerability to other diseases. Additionally, poor hygiene in water dispensers can facilitate the spread of parasites, affecting both the animals and their caretakers. This underscores the importance of determining the prevalence of gastrointestinal parasites in drinking water and in the feces of animals at the Corpocesar wildlife center.

40 animals were sampled, including monkeys, ocelots, anteaters and raccoons, and water samples from the well were taken at four different points in the center's pipe. Fecal samples were analyzed via direct observation with a fresh mount; those that showed eggs were subjected to coproculture and a thermotropism analysis (Baermann technique). On the other hand, water samples were subjected to Ziehl-Neelsen staining and the modified Ritchie method. Gastrointestinal parasites were identified in the wildlife animals, including Nematodes (*Strongyloides* sp., *Ascaris* sp., and *Ancylostoma* sp.), Protozoa (*Giardia* sp., *Trichomonas* sp., *Coccidia* sp., *Iodamoeba* sp., and *Entamoeba* sp.), and Cestodes (*Diphyllobothrium* sp.), with 52.5% of the animals testing positive and 47.5% showing no presence of these parasites. No parasites were found in the analyzed

water samples, which highlights the need to continue ensuring its quality. The findings demonstrate that parasitic infections are common and represent a major challenge for wildlife management.

**KEYWORDS:** Nematodes, Protozoa, Cestodes, Prevalence.

## INTRODUCCIÓN

La salud de la vida silvestre es un elemento importante de la biodiversidad y el equilibrio ecológico. Sin embargo, La aparición de patologías gastrointestinales en estos animales ha adquirido cada vez más importancia desde una perspectiva tanto ambiental como de salud pública en los últimos años. Esta situación es especialmente crítica en Colombia, un país caracterizado por su rica biodiversidad y, al mismo tiempo, por la explotación indiscriminada de su fauna, lo que ha llevado a la creación de centros de fauna como espacios de protección y rehabilitación para los animales rescatados. A pesar de la intención de estos centros de brindar un refugio seguro, muchos enfrentan desafíos significativos en relación con el saneamiento y el manejo adecuado de sus instalaciones.

Factores como el estrés derivado del confinamiento, la falta de higiene en los bebederos y el hacinamiento son propensos a incrementar el parasitismo, afectando no solo la salud y el bienestar de los animales, sino también la capacidad de estos centros para cumplir su misión de conservación (Ortiz *et al.*, 2019; Sierra *et al.*, 2020).

El consumo de agua contaminada puede provocar varios problemas de salud, entre ellos pérdida de apetito, vómitos y diarrea, que en casos graves pueden provocar la muerte de los animales (Quiroga *et al.*, 2021). Además, los parásitos gastrointestinales

pueden debilitar el sistema inmunológico de los animales, haciéndolos más vulnerables a otras enfermedades (Acosta *et al.*, 2015). La problemática se ve intensificada por un manejo inadecuado por parte de los cuidadores, quienes, a menudo sin la formación adecuada, pueden contribuir a la propagación de organismos patógenos, aumentando así el riesgo de infecciones en la población animal (Corredor *et al.*, 2013). Este ciclo de deterioro en la salud de la fauna no solo representa un desafío para la conservación de especies, sino que también tiene implicaciones directas en la salud pública, dado que muchos parásitos pueden ser zoonóticos.

Dada la preocupación por la salud de la fauna silvestre y el impacto que esto puede tener en la salud pública, surge la necesidad de investigar la prevalencia de parásitos gastrointestinales en el agua de consumo y en los animales de los centros de fauna. La investigación no solo busca contribuir al bienestar de los animales en el Centro de Fauna de Corpo Cesar, sino también a la salud de los cuidadores y a la preservación del ecosistema local, permitiendo implementar medidas sanitarias que eviten infecciones en animales en cautiverio e infecciones zoonóticas a sus cuidadores.

## **1. PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA**

La aparición de patologías gastrointestinales en animales de fauna silvestre es un fenómeno de suma importancia tanto desde una perspectiva ecológica como de salud pública (Sierra *et al.*, 2020), convirtiéndose esta afección hoy en día en una de las mayores preocupaciones que se manejan en los centros de fauna, dado a su interferencia en el proceso de rehabilitación que se está llevando cabo con los animales silvestres.

Debido a la explotación masiva en Colombia, es necesario crear lugares que puedan proteger a estos animales que han sido privados de su libertad, sin embargo, en algunos casos estos no cuentan con las instalaciones pertinentes para un buen saneamiento, factores como el estrés, el cambio de dieta, el encierro, el saneamiento de las camadas o jaulas y el abastecimiento de agua son los principales fomentadores del parasitismo en los animales silvestre.(Ortiz *et al.*, 2019).La ingesta de agua contaminada puede ocasionar problemas de salud en la fauna silvestre, generando una serie de consecuencias perjudiciales como pérdida de apetito, emesis y diarrea, afectando el sistema digestivo del animal y en casos severos puede incluso causar la muerte (Quiroga *et al.*, 2021). Asimismo, la presencia de estos individuos puede debilitar el sistema inmunológico de los animales, lo cual los hace más vulnerables a otras patologías y dificultando de manera progresiva su estado de salud (Acosta *et al.*, 2015).

Los parásitos intestinales constituyen un serio peligro para la salud y el bienestar de los animales, particularmente mediante el consumo de agua contaminada en el entorno natural, en donde los animales dependen de fuentes de agua que proveen los encargados de la fauna, la presencia de estos parásitos puede ser considerablemente perjudicial. A menudo, debido a un manejo inadecuado por parte de los cuidadores de la fauna, pueden contribuir aún más a la propagación de estos parásitos (Corredor *et al.*, 2013).

Según el Ministerio de Salud y Protección Social de Colombia los parásitos animales tienen un impacto negativo en el personal de los centros de protección de la fauna. La Organización Mundial de la Salud (OMS) las define como “*enfermedades*

*infecciosas que se transmiten naturalmente entre vertebrados y humanos”* (Organización Panamericana de la Salud, 2018).

Según Beltrán *et al.* (2022) la falta de higiene adecuada en los bebederos, la falta de limpieza constante y el mantenimiento inadecuado puede incrementar la concentración de parásitos en el agua y posibilitar su transmisión entre individuos, por lo cual la carencia de fuentes de agua limpias y seguras puede tener como consecuencia a la exposición a estos parásitos e incrementando la aparición de enfermedades, los animales silvestres al estar confinados y ser cuidados completamente por el ser humano los vuelve unos seres dependiente, por ende, el cuidado de mantener la limpieza y desinfección del agua es deber de las personas encargadas del cuidado de los animales, teniendo en cuenta que una de las libertades es la sed en los animales lo que quiere decir, que estos tienen la responsabilidad de mantener las fuentes o bebederos lo más limpios posibles para estos animales

Según lo previamente expuesto nos lleva a realizar una pregunta con base a la investigación la cual sería; ¿Existe prevalencia de parásitos gastrointestinales en los centros de fauna silvestre de Valledupar, y cómo se relaciona esto con el agua de consumo durante el año 2024?

## 2. JUSTIFICACIÓN

La salud y bienestar animal se basa en gran parte en un abastecimiento de agua segura y limpia. Los bebederos contaminados pueden albergar una variedad de microorganismos patógenos, incluidos parásitos gastrointestinales como *Giardia* y *Cryptosporidium*. Estas infecciones pueden causar enfermedades graves en la fauna

silvestre, manifestándose en síntomas como diarrea, deshidratación, perder peso e incluso la muerte en situaciones graves. Mantener los bebederos limpios y libres de contaminantes es esencial para evitar la difusión de enfermedades y potenciar la salud global de las comunidades de vida salvaje y mejorar la salud global de las comunidades de fauna (Jaimes, 2023). Los bebederos sucios pueden convertirse en puntos de concentración de contaminantes, lo que impacta negativamente en la flora y fauna locales, y representa un riesgo para otros organismos que dependen del agua para sobrevivir. Así, al mantener los bebederos limpios, se protege no solo la salud de los animales, sino también la totalidad de la integridad del ecosistema en general (Piedra *et al.*, 2017).

El correcto mantenimiento de los bebederos puede ayudar a salvaguardar especies que están en riesgo de extinción. Numerosas especies de animales salvajes se sustentan gracias a fuentes de agua seguras, y la polución de estos recursos puede intensificar las amenazas a las que se enfrentan, como la desaparición de sus hábitats y la desintegración del paisaje. Proporcionar bebederos limpios y fuentes de agua seguras aumenta la disponibilidad de agua potable para estas especies, lo que puede ayudar a apoyar sus poblaciones y promover su recuperación (Jaimes, 2023; Piedra *et al.*, 2017).

Los animales silvestres han sido víctimas de descuidos y maltratos por parte del ser humano. Es necesario crear conciencia sobre la necesidad de cuidar adecuadamente de estos animales, mejorando así su calidad de vida. Además, tener en cuenta que las fuentes de agua destinadas al consumo en los recintos de fauna silvestre frecuentemente no poseen el control de calidad requerido, lo que agrava los problemas de salud y contribuye a la mortalidad en estos animales. Las investigaciones sobre la incidencia de

infecciones por parásitos gastrointestinales son de gran relevancia en diversos ámbitos, especialmente en la epidemiología.

Según Farjana *et al.*, (2008), “La prevalencia de la infección parasitaria puede verse influenciada por varios factores, como la distribución del hospedador, el medio ambiente, las condiciones generales del hospedador y el clima”. En cautiverio se presentan factores de estrés que no existen en las poblaciones silvestres, siendo los más habituales los siguientes: manejo incorrecto (temperatura, falta de exposición a luz ultravioleta, ciclos de luz inadecuados, mala alimentación, falta de enriquecimiento ambiental), contacto forzado con géneros dentro del recinto, presencia de actividades molestas en el entorno o excesiva manipulación (Maas, 2014). Todos estos factores tienen, probablemente, un papel importante en la salud del animal y condicionan la presencia de parásitos en animales en cautividad.

Identificar parásitos encontrados en fuentes de agua en centros de vida silvestre, permite conocer las distintas enfermedades que pueden afectar a los animales albergados y a los cuidadores, muchas infestaciones parasitarias pueden ocasionar enfermedades zoonóticas. Estas afecciones, que se propagan tanto entre animales como entre personas, pueden aumentar la morbilidad y mortalidad en ambos grupos, y su control es vital para la salud pública.

Por lo tanto, esta investigación se justifica en la necesidad de identificar la prevalencia de parásitos gastrointestinales en el agua de consumo y en las heces de los animales pertenecientes al centro de fauna de Corpocesar.

### 3. OBJETIVOS

#### 3.1 Objetivo General

Determinar la prevalencia de parásitos gastrointestinales en el agua de consumo y heces fecales de animales pertenecientes al centro de fauna de Corpocesar en el municipio de Valledupar, Cesar.

#### 3.2 Objetivos Específicos

- Identificar la presencia de parásitos gastrointestinales en heces fecales de animales silvestres mediante la aplicación de las técnicas de coprocultivo y método Baermann.
- Establecer la presencia de parásitos gastrointestinales en el agua de consumo animal mediante la aplicación del método Ritchie.
- Determinar los factores causantes de la presencia de parásitos gastrointestinales en animales del centro de fauna de Corpocesar.

### 4. METODOLOGÍA

#### 6.1 Tipo de Estudio y Línea de Investigación.

Este estudio es un estudio descriptivo dentro de la línea de Investigación de Epidemiología y Enfermedades Infecciosas del Programa de Microbiología de la Facultad de Ciencias Básicas de la Universidad Popular del Cesar.

## 6.2 Localización de Estudio.

La investigación se realizó en el Centro de Atención y Valoración de Fauna y Flora Silvestre (CAVFFS) de Corpocezar, ubicado en el km 12 vía Bosconia, Valledupar, Cesar.

## 6.3 Diseño Metodológico

### **6.3.1 Identificación de parásitos gastrointestinales en heces fecales de animales silvestres mediante la aplicación de las técnicas de coprocultivo y método Baermann.**

Para realizar la identificación de parásitos gastrointestinales en heces, se realizaron los siguientes procedimientos:

#### **Toma de Muestras en Animales.**

Se realizó muestreo a 40 animales presentes en el centro de fauna de distintas especies de los cuales Zorro perros (*Cerdocyon thous*), Marimonda (*Ateles hybridus*), Tigrillo (*Leopardus pardalis*), Capuchino de frente blanca (*Cebus albifrons*), Zaíno (*Nahuatlismo de coyámetl*), Mono cariblanco (*Cebus versicolor*), Mapache (*Procyon*), Guacamaya azul (*Anodorhynchus hyacinthinus*), Oso hormiguero (*Tamandúa tetradactyla*), Huron (*Mustela putorius furo*), Ardilla (*Sciurus vulgaris*), Mono aullador (*Alouatta seniculus*), Zarigüeya (*Didelphis marsupialis*), Mono nocturno (*Aotus*) y Tayra (*Eira barbara*).

Para la toma de muestras, se usó la protección básica, como guantes desechables y se utilizaron recolectores plásticos boca ancha previamente esterilizados y rotulados con la identificación de la jaula de la especie. Las muestras se recogieron directamente

del suelo, teniendo en cuenta las muestras frescas, recién depositadas, la cantidad de muestra dependió de la especie. Las muestras se conservaron refrigeradas en una nevera de icopor con gel refrigerante hasta ser llevadas al laboratorio para su procesamiento.

### **Montaje en Fresco.**

Para detectar parásitos con este método se utiliza una gota de solución salina al 0,9% y una gota de solución de Lugol para parásitos, la solución salina permite apreciar si los parásitos tienen movilidad, la estructura de sus huevos o quistes, este se debe realizar apenas se monta ya que si se seca el montaje puede ocasionar una alteración si este tiene movilidad y el Lugol permite diferenciar las estructuras parasitarias.

Se añadió una pequeña gota de solución salina a un extremo del portaobjetos y una pequeña gota de Lugol al otro extremo. Las láminas se rotulan con el nombre que corresponde a la muestra. Se aplica una pequeña cantidad de materia fecal y se homogeniza. Se coloca un cubreobjetos, y se espera que la muestra se disperse por capilaridad, y se observa al microscopio, primero con objetivos de 4x, 10x y finalmente 40x (Flores, 2023).

Se determinó e interpretó la carga parasitaria por animal de acuerdo al número de cruces de la siguiente forma: una cruz (+), levemente infectado con 1-5 estructuras parasitarias en el campo; dos cruces (++), infestación moderada de 6 a 10 estructuras parasitarias en el campo y tres cruces (+++), infestación grave de 11 a 20 estructuras parasitarias en el campo (Canto y Figueroa, 2018).

### **Coprocultivo.**

Se utilizo la técnica de coprocultivo para acelerar la maduración y eclosión de los huevos de nematodos, así como el desarrollo de las larvas hasta el tercer estadio, el infeccioso (L3) (Angulo *et al.*, 2007). Para realizar este método se requiere humedad, oxígeno y temperatura adecuadas (Fiel *et al.*, 2011). Además, es importante utilizar un sustrato que simule las condiciones del suelo, por ejemplo, madera, y que no sea tóxico para las larvas, por ejemplo, virutas de laurel (*Laurus nobilis*) (Álvarez *et al.* 2007).

Se realizo esta técnica para poder observar si en las cajas de Petri crecían larvas características de los parásitos vistos al microscopio (solo si en el examen directo se observaron larvas), para esto se añadió a cada caja de Petri aserrín de madera, en un volumen intermedio, luego se adicionaron 7 ml de agua destilada y fragmentos de la muestra, se homogenizo con una varilla agitadora, luego se tapó, se rotulo y finalmente se incubaron a 37° por 12 días.

### **Termotropismo (Baermann).**

Este método sirve especialmente para la concentración de larvas de helmintos y para concentrar otros parásitos como los trofozoítos de *Balantidium coli*. Las larvas de helmintos y trofozoítos de protozoos que tengan estas propiedades migran hasta la parte inferior del embudo donde estará el agua a una temperatura más alta (Espitia, 2018).

Este montaje se realizó colocando un embudo sobre el trípode, se colocaron gazas en la parte superior del embudo, la cual contenía de 3 a 5 gramos del coprocultivo, la gaza con muestra se selló para que no entrara ningún tipo de agente anaerobio o contaminante, en la parte inferior del embudo se le coloco un dedo de guante para retener el agua que se filtra, se adiciono 7 ml de agua destilada a temperatura ambiente, se dejó

reposar durante 8 a 10 horas, luego de haber transcurrido el tiempo se retiraron las gazas con la muestra, y el sedimento del líquido retenido en el dedo de guante, se añadió en tubos para ser precipitados en la centrifugadora, a 1 min por 1500 rpm, se succiono el sedimento con una pipeta Pasteur, y se realizó montaje en fresco, agregando la gota del sedimento ya centrifugado a una lámina portaobjeto y sobre ella se colocó un cubreobjetos y se observó al microscopio con objetivo 10 x, pasar a 40 x para detallar las estructuras (Espitia, 2018).

### ***6.3.2 Identificación de parásitos gastrointestinales en agua de consumo animal mediante la aplicación del método Ritchie.***

La identificación de parásitos gastrointestinales en agua de consumo animal, se realizó de acuerdo a los siguientes procedimientos:

#### **Toma de Muestra de Agua.**

Se tomaron muestras de 4 puntos diferentes de la tubería de agua proveniente del pozo del centro de fauna, las muestras se recolectaron en bolsas Whirl-pak las cuales se sellaron y transportaron refrigeradas en una nevera de icopor con gel refrigerante al laboratorio para su procesamiento.

#### **Extracción del Sedimento del Agua.**

Las muestras se procesaron en el laboratorio Clínico Veterinario (BIOVET), para la extracción del sedimento se agita la muestra para homogenizar su contenido, en un embudo separador de 2 litros, se añadieron 200ml de muestra de agua, se dejó en reposo durante 24 horas. Posteriormente el sedimento se separó en un beacker y se dejó reposar durante 4 horas. Al sedimento del beacker se le realizó un montaje en fresco con

solución salina al 0.9% para la búsqueda de huevos, larvas y protozoos (Peinador y Murillo, 2000).

### **Método Ritchie Modificado.**

Se realizó acorde a la metodología Valdés. (2022) las muestras de agua se dejaron en reposo durante 20 horas, se tomó el sedimento y se depositaron en tubos Falcón de 15 ml, seguidamente se llevaron a centrifugación a 2500 rpm durante un minuto, posteriormente se tomó el sedimento y se repitió este procedimiento hasta que el sobrenadante quedo transparente (Mora *et al.*, 2020). Se extrajo un poco de sedimento y se depositó en un tubo de ensayo, añadiendo 1.2 ml de éter dietílico al 99% con 2 ml de solución de formalina al 10%. Se combinó para asegurar la interacción del éter con el sedimento y se llevó a cabo el centrifugado del tubo a 2500 rpm durante 3 minutos, lo que permitió observar las capas diferenciales. (1) Un sedimento en la parte baja (2) solución salina (3) residuos de agua y (4) éter dietílico en la parte alta. Se descartaron las tres capas superiores y al sedimento se le efectuó un montaje con una solución salina del 0.9%, lo que se observó con microscopios de 10x y 4x (Triviño *et al.*, 2016).

### **Coloración Ziehl-Neelsen.**

Se tomó una pequeña cantidad de muestra de agua y se realizó un extendido en una lámina portaobjeto, se dejó secar a temperatura ambiente y se procedió a realizar la tinción. Se cubrió la placa con el colorante fucsina-fenicada, se calentó en un mechero hasta la emisión de vapores blancos sin dejar que hierva o se seque, luego de que se vea la presencia de vapor blanco se retira el mechero y se deja reposar durante 20 minutos, se lavó suavemente para retirar el colorante y se procedió a decolorar con el

alcohol- ácido, cubriendo la placa en su totalidad, se dejó durante 1 minuto, pasado el tiempo se retiró el alcohol con agua y se añadió azul de metileno durante un 1 minuto, se enjuago y se dejó secar para su observación en el microscopio en 100x. Esta tinción nos permite una mejor observación de coccidias y *Cryptosporidium* (Díaz, 2010).

### **6.3.3 Determinación de factores causantes de la presencia de parásitos gastrointestinales.**

Los factores fueron identificados y establecidos a través de una evaluación del bienestar animal, fundamentada en los principios de libertad de Welfare Quality (Welfare Quality, 2009). Para ello, se consideraron ocho criterios que podrían estar relacionados con una infección parasitaria gastrointestinal, no desparasitación, higiene de los bebederos, higiene y confort del área, heridas en el cuerpo, infecciones locales, animales sin cuarentena previa, manejo incorrecto de animales fallecidos y manejo incorrecto de animales lesionados, asignando un valor de 1, 2 y 3. Según la escala de valoración, "1" se refiere a una condición negativa, lo que significa que no puede haber más fallos en el bienestar; "2" se refiere a una condición neutral y "3" a una condición positiva.

### **6.3.4 Análisis de Datos.**

Con los resultados obtenidos de las técnicas aplicadas se calculó la prevalencia para cada especie de parásito identificados en agua de consumo y materia fecal de animales, aplicando la siguiente ecuación (Ferrer y Del Prado, 2013):

$$\text{Prevalencia} = \frac{\text{Número de paciente positivos}}{\text{Número total de pacientes analizados}} \times 100$$

## 5. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

### Identificación de parásitos gastrointestinales en heces fecales.

Se muestrearon un total de 40 individuos, de los cuales ocho fueron Tigrillos (*Leopardus pardalis*), cinco Zorro perros (*Cerdocyon thous*), cinco Marimonda (*Ateles hybridus*), cinco Mono cariblanco (*Cebus versicolor*), cuatro Malitiosas (*Cebus malitiosus*), dos Mono aullador (*Alouatta seniculus*), dos Mono nocturno (*Aotus*), un Zaíno (*Nahuatlismo de coyámetl*), un Mapache (*Procyon*), un Oso hormiguero (*Tamandúa tetradactyla*), un Huron (*Mustela putorius furo*), un Ardilla (*Sciurus vulgaris*), un Zarigüeya (*Didelphis marsupialis*), un Capuchino de frente blanca (*Cebus albifrons*), un Tayra (*Eira barbara*) y un Guacamaya azul (*Anodorhynchus hyacinthinus*).

Los parásitos identificados incluyen *Diphyllobothrium* sp., *Entamoeba* sp., *Giardia* intestinalis, *Coccidias* sp., *Strongyloides* sp., *Trichomona* sp., *Iodamoeba* sp., *Áscaris* sp., *Ancylostoma* sp., y huevos de Nematodos. La Tabla 1 muestra la distribución de los parásitos intestinales en cada conjunto de animales.

**Tabla 1.**

*Parásitos identificados en coprológicos de animales del CAVFFS.*

<b>Animal.</b>	<b>Ubicación en el centro.</b>	<b>Resultado de análisis parasitológico.</b>
Tigrillo ( <i>Leopardus pardalis</i> )	Cubículo 3CA	Huevos de <i>Diphyllobothrium</i> sp. +++ Quistes y Trofozoítos de <i>Giardia</i> sp. ++
Tigrillo ( <i>Leopardus pardalis</i> )	Cubículo PC27	Huevos de <i>Diphyllobothrium</i> sp. +++
Tigrillo ( <i>Leopardus pardalis</i> )	Cubículo PC1	Huevos de <i>Diphyllobothrium</i> sp. + Quistes de <i>Giardia</i> sp. +
Zorro perro ( <i>Cerdocyon thous</i> )	Cubículo E19	Ooquistes de <i>Coccidias</i> sp. +

Zorro perro ( <i>Cerdocyon thous</i> )	Cubículo E20	Ooquistes de <i>Coccidias</i> sp. ++
Zorro perro ( <i>Cerdocyon thous</i> )	Cubículo E22	Quistes de <i>Giardia</i> sp. +
Zorro perro ( <i>Cerdocyon thous</i> )	Cubículo E23	Ooquistes de <i>Coccidias</i> sp. ++
Marimonda ( <i>Ateles hybridus</i> )	Cubículo E4	Huevos larvados y larva de <i>Strongyloides</i> sp. +++
Marimonda ( <i>Ateles hybridus</i> )	Cubículo E6	Larva de <i>Strongyloides</i> sp. ++
Marimonda ( <i>Ateles hybridus</i> )	Cubículo E8	Larva de <i>Strongyloides</i> sp. +
Marimonda ( <i>Ateles hybridus</i> )	Cubículo E11	Huevo larvado de <i>Strongyloides</i> sp. +
Mono cariblanco ( <i>Cebus versicolor</i> )	Barrotes blancos	Trofozoítos de <i>Trichomona</i> sp. +++
Mono cariblanco ( <i>Cebus versicolor</i> )	Nuevo	Huevo larvado de <i>Strongyloides</i> sp. ++
Mono cariblanco ( <i>Cebus versicolor</i> )	Cubículo C4	Larva de <i>Strongyloides</i> sp. + Trofozoítos de <i>Giardia</i> sp. +
Mono cariblanco ( <i>Cebus versicolor</i> )	Cubículo C2	Quistes y Trofozoítos de <i>Giardia</i> sp. ++
Mono cariblanco ( <i>Cebus versicolor</i> )	Barrotes negros	Trofozoítos de <i>Giardia</i> sp. + Trofozoítos de <i>Trichomona</i> sp. +++
Malitiosas ( <i>Cebús malitiosus</i> )	Exteriores	Trofozoítos de <i>Trichomona</i> sp. +
Mono aullador ( <i>Alouatta seniculus</i> )	Cubículo E9	Larvas de <i>Strongyloides</i> sp. +
Zaíno ( <i>Nahuatlismo de coyámefl</i> )	E1	Huevo de <i>Strongyloides</i> sp. + Quistes de <i>Iodamoeba</i> sp. +
Zarigüeya ( <i>Didelphis marsupialis</i> )	Exterior	Huevos y larva de <i>Ancylostoma</i> sp. ++ Huevo de <i>Áscaris</i> sp. + Quiste de <i>Entamoeba</i> sp. +
Tayra ( <i>Eira barbara</i> )	Área de Neonatos	Larvas de <i>Strongyloides</i> sp. +++ Trofozoítos de <i>Trichomona</i> sp. +++

### Prevalencia de Parásitos en Coprológicos

De las 40 muestras de heces analizadas mediante pruebas compatibles con la identificación de huevos y la observación directa, 21 muestras fueron positivas (52,5%) y 19 muestras (47,5%) fueron negativas para parásitos del tracto digestivo. Se ha informado una prevalencia del 52% (Tabla 2).

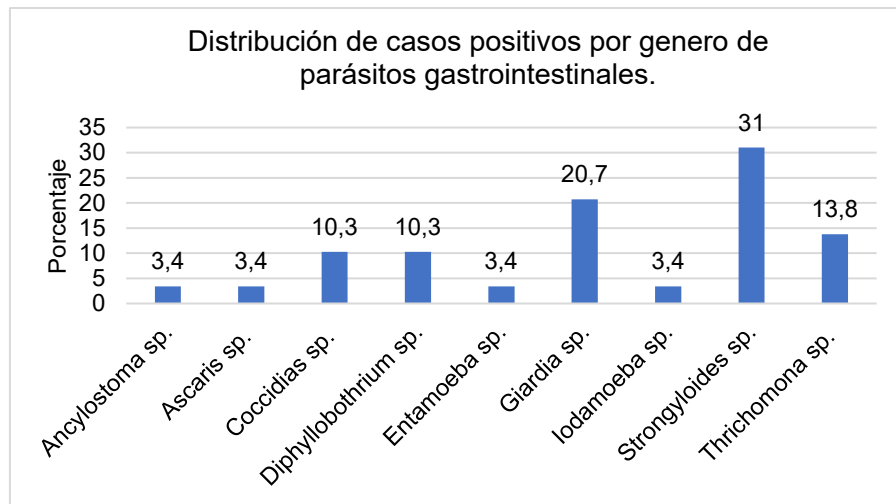
**Tabla 2.**

*Prevalencia de parásitos gastrointestinales en animales de centro de fauna silvestre de Corpocesar.*

Detalle	N	Negativos		Prevalencia	
		N	%	P	%
Total	40	19	47,5	21	52,5

El género de parásito identificado, por larvas, huevos, quistes y trofozoítos figuran a: *Strongyloides* sp. (31%), *Giardia* sp. (20,7%) *Trichomona* sp. (13,8%), *Diphyllobothrium* sp. (10,3%) *Coccidias* sp. (10,3%), *Lodamoeba* sp. (3,4%), *Áscaris* sp. (3,4%), *Entamoeba* sp. (3,4%) y *Ancylostoma* sp. (3,4%) de los 21 casos positivos a parásitos (Figura 1), Se considero también la distribución de acuerdo a la especie animal infectada por genero de parásito (Tabla 3).

**Figura 1.** Distribución de casos positivos por genero de parásitos gastrointestinales.



**Tabla 3.**
*Distribución de casos positivos por género de parásitos gastrointestinales.*

	Tamaño Muestral	<i>Ancylostoma</i> sp.	<i>Áscaris</i> sp.	<i>Coccidias</i> sp.	<i>Diphyllobothrium</i> sp.	<i>Entamoeba</i> sp.	<i>Giardia</i> sp.	<i>Lodamoeba</i> sp.	<i>Strongyloides</i> sp.	<i>Trichomona</i> sp.	Presencia total.
<b>Animal</b>	40	1 (3,4%)	1 (3,4%)	3 (10,3%)	3 (10,3%)	1 (3,4%)	6 (20,7%)	1 (3,4%)	9 (31%)	4 (13,8%)	29 (72,5%)
Tigrillo ( <i>Leopardus pardalis</i> )	8	0 (0,0%)	0 (0,0%)	0 (0,0%)	3 (60%)	0 (0,0%)	2 (40%)	0 (0,0%)	0 (0,0%)	0 (0,0%)	5 (62,5%)
Zorro perro ( <i>Cerdocyon thous</i> )	5	0 (0,0%)	0 (0,0%)	3 (75%)	0 (0,0%)	0 (0,0%)	1 (25%)	0 (0,0%)	0 (0,0%)	0 (0,0%)	4 (50%)
Marimonda ( <i>Ateles hybridus</i> )	5	0 (0,0%)	0 (0,0%)	0 (0,0%)	0 (0,0%)	0 (0,0%)	0 (0,0%)	0 (0,0%)	4 (100%)	0 (0,0%)	4 (50%)
Mono cariblanco ( <i>Cebus versicolor</i> )	5	0 (0,0%)	0 (0,0%)	0 (0,0%)	0 (0,0%)	0 (0,0%)	3 (42,8%)	0 (0,0%)	2 (28,5%)	2 (28,5%)	7 (87,5%)
Malitiosas ( <i>Cebus malitiosus</i> )	4	0 (0,0%)	0 (0,0%)	0 (0,0%)	0 (0,0%)	0 (0,0%)	0 (0,0%)	0 (0,0%)	0 (0,0%)	1 (100%)	1 (12,5%)
Mono aullador ( <i>Alouatta seniculus</i> )	2	0 (0,0%)	0 (0,0%)	0 (0,0%)	0 (0,0%)	0 (0,0%)	0 (0,0%)	0 (0,0%)	1 (100%)	0 (0,0%)	1 (12,5%)
Mono nocturno ( <i>Aotus</i> )	2	0 (0,0%)	0 (0,0%)	0 (0,0%)	0 (0,0%)	0 (0,0%)	0 (0,0%)	0 (0,0%)	0 (0,0%)	0 (0,0%)	0 (0,0%)
Zaino ( <i>Nahuatlismo de coyámetl</i> )	1	0 (0,0%)	0 (0,0%)	0 (0,0%)	0 (0,0%)	0 (0,0%)	0 (0,0%)	1 (50%)	1 (50%)	0 (0,0%)	2 (25%)
Mapache ( <i>Procyon</i> )	1	0 (0,0%)	0 (0,0%)	0 (0,0%)	0 (0,0%)	0 (0,0%)	0 (0,0%)	0 (0,0%)	0 (0,0%)	0 (0,0%)	0 (0,0%)
Oso hormiguero ( <i>Tamandúa tetradactyla</i> )	1	0 (0,0%)	0 (0,0%)	0 (0,0%)	0 (0,0%)	0 (0,0%)	0 (0,0%)	0 (0,0%)	0 (0,0%)	0 (0,0%)	0 (0,0%)
Huron ( <i>Mustela putorius furo</i> )	1	0 (0,0%)	0 (0,0%)	0 (0,0%)	0 (0,0%)	0 (0,0%)	0 (0,0%)	0 (0,0%)	0 (0,0%)	0 (0,0%)	0 (0,0%)
Ardilla ( <i>Sciurus vulgaris</i> )	1	0 (0,0%)	0 (0,0%)	0 (0,0%)	0 (0,0%)	0 (0,0%)	0 (0,0%)	0 (0,0%)	0 (0,0%)	0 (0,0%)	0 (0,0%)
Zarigüeya ( <i>Didelphis marsupialis</i> )	1	1 (33,3%)	1 (33,3%)	0 (0,0%)	0 (0,0%)	1 (33,3%)	0 (0,0%)	0 (0,0%)	0 (0,0%)	0 (0,0%)	3 (37,5%)
Capuchino de frente blanca ( <i>Cebus albifrons</i> )	1	0 (0,0%)	0 (0,0%)	0 (0,0%)	0 (0,0%)	0 (0,0%)	0 (0,0%)	0 (0,0%)	0 (0,0%)	0 (0,0%)	0 (0,0%)
Tayra ( <i>Eira barbara</i> )	1	0 (0,0%)	0 (0,0%)	0 (0,0%)	0 (0,0%)	0 (0,0%)	0 (0,0%)	0 (0,0%)	1 (50%)	1 (50%)	1 (33,3%)
Guacamaya azul ( <i>Anodorhynchus hyacinthinus</i> )	1	0 (0,0%)	0 (0,0%)	0 (0,0%)	0 (0,0%)	0 (0,0%)	0 (0,0%)	0 (0,0%)	0 (0,0%)	0 (0,0%)	0 (0,0%)

**Nota:** Se muestra el número de animales positivos y entre paréntesis el porcentaje de animales positivos en cada categoría.

Los géneros de parásitos gastrointestinales pertenecientes a nemátodos encontrados en este estudio corresponden a: *Strongyloides* sp. *Áscaris* sp. y *Ancylostoma* sp., con presencia en una sola especie (*Didelphis marsupialis*) se encuentran *Áscaris* sp. y *Ancylostoma* sp, se discute su presencia porque los ciclos de algunas especies son simples, no requieren más de un huésped y son capaces de reinfectarse a través del contacto con las heces, lo que a menudo se observa en condiciones de cautiverio. Los géneros *Ancylostoma* sp., *Necator* sp. y *Uncinaria* sp. en estudios previos de animales cautivos (Vieira *et al.*, 2008). Sin embargo, en el caso de la familia Ascarididae se esperaría una mayor presencia de este parásito (Geraghty *et al.*, 1981). Se cree que su ausencia puede deberse a que la infección con este parásito se produce por el contacto de los alimentos con el suelo donde se encuentran los huevos (Geraghty *et al.*, 1981; Jeffrey y Leach, 1966).

Mientras que *Strongyloides* sp. se reportó en mayor presencia en cuatro marimondas, dos monos cariblanco, un mono aullador, un zaino y una Tayra; este parásito se ha reportado debido a que puede propagar a través del contacto con el suelo, un hecho cotidiano para la fauna en cautiverio (Geraghty *et al.*, 1981; Jeffrey y Leach, 1966).

Los protozoos identificados corresponden al género *Giardia* sp., que se encontró en seis animales (dos tigrillos, un zorro perro y tres monos cariblanco); *Thrichomona* sp., en dos monos cariblanco, una Tayra y una malitiosa; *Coccidias* sp. en tres zorros perros, *Lodamoeba* sp. en un zaino y *Entamoeba* sp. en una zarigüeya. Se espera que tenga una mayor tasa de detección de protistas (Gómez *et al.*, 1996). Esto se debe a que la incidencia de estos parásitos está aumentando porque tienen un ciclo de vida simple,

no requieren un huésped intermediario, son capaces de infectar inmediatamente después de ser excretados y en dosis bajas (Pérez *et al.*, 2008), La presencia de *Entamoeba* sp. y *Giardia* sp. en animales salvajes en cautiverio debido a su importancia como parásitos que pueden causar gastroenteritis en algunos mamíferos, aunque también pueden causar infecciones asintomáticas (Verweij *et al.* 2003). La forma en que los animales son alimentados y lavados diariamente con agua puede proporcionar suficiente humedad, temperatura y oxígeno para la existencia de protozoos (Acosta *et al.*, 2015).

Se esperaba la aparición de ciertos parásitos gastrointestinales en algunas especies, como los primates y los felinos, que se han reportado de manera constante en estos animales en cautividad. Por ejemplo, se podría anticipar la identificación de *Cryptosporidium* spp en primates. (Da Silva *et al.*, 2003; Kalishman *et al.*, 1996), se observa una mayor incidencia de los nemátodos y *Toxacara* en los felinos (Lim *et al.* 2008). Probablemente, la falta de estos parásitos se atribuya en cierta medida al uso de ciertos antiparasitarios. No obstante, es importante destacar que no todos los huéspedes son igual de contagiosos y se deben considerar otros elementos que los distinguen.

Las Tenias (*Diphyllobothrium* sp) también se encuentran en los tigrillos, posiblemente debido a la dieta del huésped principal en la naturaleza; *Diphyllobothrium* ha sido identificado como un parásito de *Callorhinus phocids* y otros pinnípedos en Japón y Alaska (Maejima *et al.*, 1981; Rausch y Hillard, 1970; Stunkard, 1948). El descubrimiento de *Diphyllobothrium* en los lobos marinos de Chile ha sido reportado en Sudamérica (Cattan *et al.*, 1977), mientras que Semenas y Kreiter (1995) confirmaron la posible existencia de *Diphyllobothrium* en *Lontra Provocax* en el sur de Argentina, y se

ha reportado el parasitismo en varias especies de peces de agua dulce (Revenga *et al.*, 1995). Finalmente, en un estudio realizado con pájaros del sur de Argentina (*Larus dominicanus*, también conocido como gaviota cocinera), se detectó *Diphyllbothrium* sp. junto con otras Tenias (Kreiter y Semenas, 1997).

La mayoría de los autores creen que debido a la gran variabilidad morfológica de las Tenias de la familia *Dypillobothridae*, es difícil realizar un diagnóstico preciso basándose únicamente en la morfología de los huevos o sus segmentos y que el diagnóstico final sólo puede realizarse en la base de la infección experimental de huésped a huésped con plerocercoides, seguido de la recuperación del parásito adulto (Curtis, 1980).

La mayoría de las especies muestreadas presentaron parásitos y todos los especímenes eran susceptibles a algún tipo de parásito porque la mitad de los animales muestreados provenían de cautiverio a largo plazo al que estuvieron expuestos con animales. El consumo de alimentos o presas portadoras o infectadas por parásitos es una de las causas que conducen a la aparición de parásitos en el organismo de los animales en vida libre, junto con otras causas como la contaminación fecal, etc. Las muestras libres de endoparásitos recolectadas fueron en su mayoría muestras que habían sido desparasitadas varias veces o que vivían completamente libre.

Las fuentes de contaminación pueden incluir roedores y aves silvestres que ingresan a hábitats animales, así como restos de calzado de los manipuladores. Además, los cambios ambientales contribuyen a su propagación de enfermedades, especialmente transmitidas por vectores (Müller *et al.*, 2005). En contraposición, la identificación de parásitos fue inferior a la observada en investigaciones llevadas a cabo en ambientes de

vida libre, donde se encuentran más focos de infección y la presencia de huéspedes intermedios (Figueiroa *et al.*, 2001; Patton y Rabinowitz, 1994). La escasa frecuencia se atribuye al mantenimiento de estos animales en superficies de hormigón limpias cada día, lo que disminuye la carga de parásitos (Martínez *et al.*, 2002).

### **Identificación de Parásitos en Agua de Consumo**

Existen factores que promueven el crecimiento de microorganismos en el agua en los sistemas de distribución y almacenamiento, como la cantidad y tipo de nutrientes, oxígeno, temperatura, pH, presencia de desinfectantes y materiales de tuberías (Venegas *et al.*, 2014). Es importante añadir que el agua de esta región se somete a tratamiento con cloro para preservar la seguridad microbiana y establecer la calidad del agua en el sistema de distribución (Lee *et al.*, 2004). El cloro se añade al agua potable con el objetivo de disminuir o eliminar los patógenos que se transmiten a través del agua y debe conservarse de forma constante en todos los lugares de distribución de agua potable (Farooq *et al.*, 2008) en todas las zonas de distribución del agua (Munavalli y Mohan, 2005).

Al analizar las muestras de agua obtenidas de cuatro ubicaciones distintas en la tubería del pozo de agua del centro de fauna CAVVFS, no se registraron resultados positivos para parásitos intestinales, no se observó la presencia de parásitos en las muestras. No se realizó una evaluación del estado actual del pozo ya que está sellado.

Las investigaciones centradas en matrices ambientales indican que los microorganismos pueden tener niveles suficientemente altos en el agua para causar infecciones, pero no tan altos como para ser detectados a través de métodos

tradicionales (Moreno *et al.*, 2018). Así pues, resulta esencial utilizar métodos más avanzados, como los moleculares, para identificar estos parásitos en diversas muestras del medio ambiente, incluyendo las de agua.

### **Determinación de factores causantes de la presencia de parásitos gastrointestinales**

La Tabla 4 muestra la puntuación de cada criterio en la valoración del bienestar animal. Para el criterio de desparasitación se obtuvo que el 37,5% fueron desparasitados hace tres meses, el 55% no ha sido desparasitado y el 7,5% fue desparasitado hace más de tres meses, se evidencia que no se desparasitó a los animales con la frecuencia regular. Guagala (2019) enfatiza que se debe incluir un sistema de desparasitación en sus rutinas diarias, ya que contribuye a reducir los riesgos para la salud de los animales. Es imprescindible implementar un plan de control para los parásitos endo y ecto, dado que promueve el control de la salud.

Para los criterios de higiene de bebederos e higiene y confort del área se obtuvo un resultado del 100% de casos positivos, debido a que el personal del CAVFFS diariamente realiza limpieza al iniciar la jornada de cada una de las áreas incluyendo los bebederos, cada día al realizar la limpieza inicial se encuentran restos de heces fecales y restos de comida en el área.

Los criterios de heridas en el cuerpo e infecciones locales dieron resultados positivos para la mayoría de los casos, obteniendo solamente un caso negativo de un animal con herida en el cuerpo, considerando que es un paciente nuevo que iniciará

tratamiento, regularmente los animales pasan a ser ubicados a sus recintos luego de haber sido tratados de cualquier condición con la que fueron ingresado al centro.

El criterio evaluado de animales en cuarentena previa arrojó un resultado del 60% positivo para animales que, si han pasado por cuarentena, mientras que el 40% de estos animales no ingresaron a cuarentena debido a que ingresaron con aparentemente buenas condiciones.

Para los dos últimos criterios evaluados que fueron manejo incorrecto de animales fallecidos y manejo incorrecto de animales lesionados, se obtuvo un porcentaje de 100% de casos positivos, resaltando que el CAVVFS tiene protocolos de manejo de fauna para los cuidadores, para tratar los casos de manera adecuada ya sea de fallecimiento o de lesiones que se genera algún animal dentro del recinto.

Se obtuvo como resultado que la falta de desparasitación de ciertas especies y animales nuevos que no están en cuarentena son elementos que impactan a todos los animales.

**Tabla 4.**

*Puntuación de criterios en la valoración del bienestar animal.*

Animal.	Ubicación en el centro.	CRITERIO							
		Desparasitación	Higiene de bebederos	Higiene y confort del área	Heridas en el cuerpo	Infecciones locales	Animales sin cuarentena previa	Manejo incorrecto de animales fallecidos	Manejo incorrecto de animales lesionados
Tigrillo ( <i>Leopardus pardalis</i> )	Cubículo 3CA	3	3	3	3	3	3	3	3
Tigrillo ( <i>Leopardus pardalis</i> )	Cubículo PC27	3	3	3	3	3	3	3	3
Tigrillo ( <i>Leopardus pardalis</i> )	Cubículo PC29	3	3	3	3	3	3	3	3
Tigrillo ( <i>Leopardus pardalis</i> )	Cubículo C3C	3	3	3	3	3	3	3	3
Tigrillo ( <i>Leopardus pardalis</i> )	Cubículo C17	1	3	3	3	3	3	3	3
Tigrillo ( <i>Leopardus pardalis</i> )	Colina	2	3	3	3	3	1	3	3
Tigrillo ( <i>Leopardus pardalis</i> )	Cubículo PC1	3	3	3	3	3	3	3	3
Tigrillo ( <i>Leopardus pardalis</i> )	Cubículo C1	2	3	3	3	3	3	3	3
Zorro perro ( <i>Cerdocyon thous</i> )	Cubículo E19	1	3	3	3	3	1	3	3
Zorro perro ( <i>Cerdocyon thous</i> )	Cubículo E20	1	3	3	3	3	1	3	3
Zorro perro ( <i>Cerdocyon thous</i> )	Cubículo E21	1	3	3	3	3	3	3	3
Zorro perro ( <i>Cerdocyon thous</i> )	Cubículo E22	1	3	3	3	3	3	3	3
Zorro perro ( <i>Cerdocyon thous</i> )	Cubículo E23	1	3	3	3	3	1	3	3
Marimonda ( <i>Ateles hybridus</i> )	Cubículo E4	2	3	3	3	3	1	3	3
Marimonda ( <i>Ateles hybridus</i> )	Cubículo E6	1	3	3	3	3	1	3	3

Marimonda ( <i>Ateles hybridus</i> )	Cubículo E7	3	3	3	3	3	1	3	3
Marimonda ( <i>Ateles hybridus</i> )	Cubículo E8	3	3	3	3	3	1	3	3
Marimonda ( <i>Ateles hybridus</i> )	Cubículo E11	3	3	3	3	3	1	3	3
Mono cariblanco ( <i>Cebus versicolor</i> )	Barrotes blancos	3	3	3	3	3	3	3	3
Mono cariblanco ( <i>Cebus versicolor</i> )	Nuevo	1	3	3	1	3	1	3	3
Mono cariblanco ( <i>Cebus versicolor</i> )	Cubículo C4	1	3	3	3	3	1	3	3
Mono cariblanco ( <i>Cebus versicolor</i> )	Cubículo C2	3	3	3	3	3	3	3	3
Mono cariblanco ( <i>Cebus versicolor</i> )	Barrotes negros	3	3	3	3	3	3	3	3
Malitiosas ( <i>Cebús malitiosus</i> )	Exteriores	3	3	3	3	3	1	3	3
Malitiosas ( <i>Cebús malitiosus</i> )	Exteriores	3	3	3	3	3	3	3	3
Malitiosas ( <i>Cebús malitiosus</i> )	Exteriores	1	3	3	3	3	3	3	3
Malitiosas ( <i>Cebús malitiosus</i> )	Exteriores	1	3	3	3	3	3	3	3
Mono aullador ( <i>Alouatta seniculus</i> )	Clínica	3	3	3	3	3	3	3	3
Mono aullador ( <i>Alouatta seniculus</i> )	Cubículo E9	3	3	3	3	3	1	3	3
Mono nocturno ( <i>Aotus</i> )	Clínica	1	3	3	3	3	3	3	3
Mono nocturno ( <i>Aotus</i> )	Cubículo PC	1	3	3	3	3	3	3	3
Zaíno ( <i>Nahuatlismo de coyámetl</i> )	E1	1	3	3	3	3	1	3	3
Mapache ( <i>Procyon</i> )	Exterior	1	3	3	3	3	1	3	3
Oso hormiguero ( <i>Tamandúa tetradactyla</i> )	Exterior	1	3	3	3	3	3	3	3

Huron ( <i>Mustela putorius furo</i> )	Clínica	1	3	3	3	3	3	3	3
Ardilla ( <i>Sciurus vulgaris</i> )	Clínica	1	3	3	3	3	3	3	3
Zarigüeya ( <i>Didelphis marsupialis</i> )	Exterior	1	3	3	3	3	3	3	3
Capuchino de frente blanca ( <i>Cebus albifrons</i> )	Exterior	1	3	3	3	3	1	3	3
Tayra ( <i>Eira barbara</i> )	Área de Neonatos	1	3	3	3	3	3	3	3
Guacamaya azul ( <i>Anodorhynchus hyacinthinus</i> )	Aviario	1	3	3	3	3	3	3	3

## 6. CONCLUSIONES

Según la información obtenida en esta investigación, la mayoría de los animales silvestres en cautividad y en libertad que llegaron al Centro de Atención y Valoración de Fauna y Flora Silvestre CAVFFS de Corpocezar mostraron parásitos gastrointestinales, de esta manera, un 52,5% tenía huevos, larvas y quistes de parásitos, mientras que un 47,5% no contenía.

Los parásitos más encontrados fueron protozoos representando el 53,5% de los parásitos identificados en tigrillos, zorro perro, monos, zaino y zarigüeya; seguido de los nematodos con un 35,7% en Monos, Zaino, Tayra y Zarigüeya; y por último con cestodos en 10,7% en Tigrillos.

Los hallazgos demuestran que las infecciones parasitarias son comunes y representan un desafío importante para el manejo de estas especies. Implementar un programa de manejo integral que incluya revisiones periódicas de salud, control de higiene y tratamiento antiparasitario es fundamental para asegurar el bienestar de los animales en cautiverio.

No se observó la presencia de parásitos intestinales en las muestras de agua analizadas, puede deberse a que no presentaban niveles tan elevados como para ser identificados mediante métodos convencionales, es necesario utilizar métodos más avanzados, como los moleculares.

## 7. RECOMENDACIONES

Se sugiere realizar coprológicos seriados (tres muestras de diferentes días para cada animal) para tener mayor certeza del género de endoparásito identificados.

Desinfectar a diario las jaulas y recipientes que los animales utilizan para evitar el contagio de enfermedades parasitarias.

Realizar exámenes coprológicos antes y después de la desparasitación de cada animal para comprobar la eficacia del desparasitante utilizado.

Se necesita un nuevo estudio del pozo de agua del centro de fauna silvestre para determinar la presencia de parásitos gastrointestinales en el agua potable de los animales porque no se obtuvieron resultados positivos en los sitios de muestreo.

## 10. REFERENCIAS BIBLIOGRAFICAS

- Acevedo, J. (2020). Presencia de parásitos gastrointestinales en primates no humanos del hogar de paso de fauna silvestre CARDER-APAP, Risaralda. <https://repositorio.utp.edu.co/handle/11059/12677>
- Acosta, M., Tantaleán, M., y Serrano, E. (2015). Identificación de parásitos gastrointestinales por coproscopía en carnívoros silvestres del Zoológico Parque de las Leyendas, Lima, Perú. *Revista de Investigaciones Veterinarias del Perú*, 26(2), 282-290.
- Alarcón, M., Romero, D., Ojeda, M., Chaparro, J., y Serrano, A. (2022). Parásitos gastrointestinales en ungulados silvestres del Norte de Veracruz. *Revista Biológico-Agropecuaria Tuxpan*, 10(2), 202–211. <https://doi.org/10.47808/revistabioagro.v10i2.444>
- Álvarez, V., Hernández, J., y WingChing, R. (2007). Eficacia de aserrines para inhibir el desarrollo in vitro de larvas de parásitos gastrointestinales de ovinos. *Agronomía Costarricense*, 31(1), 71-75.
- Angulo, F., Molero, M., Escalona, F., Muñoz, J., y Ramírez, R. (2007). Prevalencia y dinámica de hpg mensuales de *Fasciola hepática* y otros helmintos en un rebaño bovino de una zona inundable tropical. *Revista Científica*; 17(2):111-116.
- Aranda, C., Serrano, E., Tantaleán, M., Quispe, M., y Casas, G. (2013). Identificación y frecuencia de parásitos gastrointestinales en félidos silvestres en cautiverio en el Perú. *Revista de Investigaciones Veterinarias del Perú*, 24(3), 360-

368.[http://www.scielo.org.pe/scielo.php?pid=S1609-91172013000300013yscript=sci\\_arttext](http://www.scielo.org.pe/scielo.php?pid=S1609-91172013000300013yscript=sci_arttext)

Arrojo, L. (2002). Parásitos de animales silvestres en cautiverio en Lima, Perú. *Revista Peruana de Biología*, 9(2), 118-120. DOI: <https://doi.org/10.15381/rpb.v9i2.2531>

Barrios, J. (2017). Prevalencia de parásitos gastrointestinales en félidos silvestres hacinados en el zoológico de Managua-Nicaragua periodo 2014 al 1er trimestre del 2017 (Doctoral dissertation, Universidad Nacional Agraria).

Beltrán, T., Román, R., Gutiérrez, A., Vega, V. y Reyes, N. (2022). Diagnóstico de parásitos gastrointestinales en mamíferos carnívoros en cautiverio de México. *Abanico Veterinario*, 12, e2021-83. <https://abanicoacademico.mx/revistasabanico-version-nueva/index.php/abanico-veterinario/article/view/92>

Canto, Y. y Figueroa, J., (2018). Diagnóstico de Parásitos de interés en Medicina Veterinaria. Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia. Universidad Nacional Autónoma de México. <http://www.librosoa.unam.mx/handle/123456789/1240>.

Casas, N. y Vizcaychipi, K. (2019). Equinocosis química y neotropical. *Revista Argentina de Parasitología*. <https://sedici.unlp.edu.ar/handle/10915/156420>

Cattan, P., Atías, A., Babero, B. y Torres, D. (1977). Helmintofauna de Chile. Primer hallazgo de *Diphyllbothrium pacificum* (Nybelin 1931) Margolis, 1956 en lobos marinos de la costa chilena. *Rev. Ibérica Parasitol.* 37: 286-290.

Colocho, A., y Paniagua, W. (2007). Identificación de endoparásitos en animales silvestres que ingresan al centro de rescate de la Fundación Zoológica de El

- Salvador-FUNZEL (Doctoral dissertation, Universidad de El Salvador).  
<https://oldri.ues.edu.sv/id/eprint/12451/>
- Corredor, D., Parada, O., Medellín, M., y Becerra, R. (2013). Identificación de parásitos gastrointestinales en aves silvestres en cautiverio. *Revista científica*, 23(3), 254-258. <https://www.redalyc.org/pdf/959/95926665004.pdf>
- Crespo, G., Romero, P., y Carmona, C. (2017). Prevalencia de parásitos internos en felinos confinados en unidades de manejo de vida silvestre. *Revista Ecuatoriana de Ciencia Animal*, Vol. 1, No 3, ISSN 2602-8220. <http://www.revistaecuadorianadecienciaanimal.com/index.php/RECA/article/view/45>
- Cruz, S., y Muñoz, M. (2016). Identificación de parásitos gastrointestinales de carnívoros en cautiverio criados en el centro recreacional municipal del Cerrito de la Libertad de Huancayo. <https://repositorio.upla.edu.pe/handle/20.500.12848/114>
- Curtis, M. (1980). Problems in reporting *Diphyllobothrium latum* (fish tapeworms) in Canada on the basis of the stool sample analysis. *Can. Dis. Vect. Rep.* 6: 49.50.
- Díaz, A. (2010). Diagnóstico comparativo de *Cryptosporidium* spp. mediante las tinciones de Ziehl-Neelsen y de aureamina en heces de terneros diarreicos de rebaños lecheros de la Región Metropolitana, Chile.
- Espitia, I. (2018). Evaluación De Dos Técnicas Coproparasitológicas Para El Diagnóstico De Larvas De Nemátodos Intestinales Y Determinación De *Strongyloides Stercoralis* En Población Rural Del Municipio De Tierralta–Córdoba.

Estrada, R., Santos, M., Aguilar, M., y Aguilar, R. (2016). Protozoarios. La biodiversidad en la Ciudad de México, 2, 204-207.

<https://www.researchgate.net/publication/312538890> Protozoarios Protozoa

Farjana, T., Islam, K. R., y Mondal, M. M. H. (2008). Population density of helminths in ducks: Effects of host's age, sex, breed and season. Bangladesh Journal of Veterinary Medicine, 6(1), 45-51. <https://doi.org/10.3329/bjvm.v6i1.1338>

Farooq, S., Hashmi, I., Qazi, I., Qaiser, S., y Rasheed, S. (2008). Monitoring of Coliforms and Chlorine Residual in Water Distribution Network of Rawalpindi, Pakistan. Environmental Monitoring and Assessment, 140(1-3), 339-347. Doi:10.1007/S10661-007-9872-2

Ferrer, M. y Del Prado, N. (2013). Medidas de frecuencia y de asociación en epidemiología clínica. Anales de Pediatría Continuada, 11(6), 346-349. [https://doi.org/10.1016/s1696-2818\(13\)70157-4](https://doi.org/10.1016/s1696-2818(13)70157-4)

Fiel, C., Steffan, P. y Ferrey, D. (2015). Diagnóstico de las parasitosis más frecuentes de los rumiantes. diagnóstico de las parasitosis más frecuentes de los rumiantes: Técnicas de laboratorio e interpretación de resultados. 1° edición. <http://www.aavld.org.ar/publicaciones/Manual%20Diagnostico%20final.pdf>

Freitas, F., De Oliveira, A., Dowell M., Soaresleite, A., Santiago, V., Alves, R., y Evencio, A. (2002). Parásitos gastrointestinales de aves silvestres en cautiverio en el estado de Pernambuco, Brasil. Parasitología latinoamericana, 57(1-2), 50-54.

- Geraghty, V., Mooney, J., y Pike, K. (1981). A study of parasitic infections in mammals and birds at the Dublin Zoological Gardens. *Veterinary research communications* 5:343–348.
- Gómez, J., y Jiménez, A. (2019). Estudio preliminar de parásitos gastrointestinales en la lapa roja (*Ara macao*), en cuatro centros de manejo de fauna silvestre de Costa Rica. <https://repositorio.una.ac.cr/handle/11056/21988>
- Gómez, M., M. Gracenea, I. Montoliu, C. Feliu, A. Monleon, J. Fernandez, y C. Enseñat (1996). Intestinal parasitism - Protozoa and helminths - in primates at the Barcelona Zoo. *Journal of Medical Primatology* 25:419–423.
- Gómez, M., Gracenea, M., Montoliu, I., Feliu, C., Monleon, A., Fernandez, J., y Enseñat, C. (1996). Intestinal parasitism - Protozoa and helminths - in primates at the Barcelona Zoo. *Journal of Medical Primatology* 25:419–423.
- Guagala, R. (2019) “Prevalencia de parásitos gastrointestinales en bovinos en producción de leche del cantón Urcuquí”, Tesis de licenciatura, Pontificia Universidad Católica del Ecuador, Ibarra, Ecuador. [dspace.pucesi.edu.ec/handle/11010/420](https://dspace.pucesi.edu.ec/handle/11010/420).
- Guerrero, F., Serrano, E., Tantaleán, M., Quispe, M., y Casas, G. (2012). Identificación de parásitos gastrointestinales en primates no humanos del zoológico parque natural de Pucallpa, Perú. *Revista de investigaciones veterinarias del Perú*, 23(4) [http://www.scielo.org.pe/scielo.php?pid=S1609-91172012000400010yscript=sci\\_abstract](http://www.scielo.org.pe/scielo.php?pid=S1609-91172012000400010yscript=sci_abstract)

- Ibarra, J., Mera, R., Godoy, D., Logar, L., y Neira, G. (2022). Parásitos gastrointestinales en cardenal amarillo (*Gubernatrix cristata*) de la provincia de Mendoza, Argentina. Disponible en: <https://umaza.dspace.theke.io/handle/00261/3281>
- Jaimes, P. (2023) Enriquecimiento Ambiental de Aves Rapaces en Rehabilitación de Búho Cornudo (*Bubo virginianus*) del Santuario El Nido. <https://repositorio.xoc.uam.mx/jspui/handle/123456789/43323>
- Jeffrey, H., y Leach, R. (1966). Atlas of medical helminthology and protozoology.
- Kalishman, J., Paul, J., Scheffler, J., y Thomson, J. (1996). Survey of *Cryptosporidium* and *Giardia* spp. in a captive population of common marmosets. *Laboratory animal science* 46:116–119.
- Kreiter, A. y Semenas, L. (1997). Helmintos parásitos de *Larus dominicanus* en la Patagonia Argentina. *Bol. Chil. Parasitol.* 52: 39-42.
- Lee, L., Lu, C., y Kung, S. (2004). Spatial Diversity of Chlorine Residual in A Drinking Water Distribution System. *Journal of Environmental Engineering*, 130(11), 1263-1268. Doi:10.1061/(ASCE)0733-9372(2004)130:11(1263)
- León, J. (2018). Comportamiento Epizootiológico de Parásitos (gastrointestinales) en Perros (*canis familiaris*) en el Barrio San Felipe Norte de la Parroquia Eloy Alfaro del Cantón Latacunga (Bachelor's thesis, Ecuador, Latacunga: Universidad Técnica de Cotopaxi (UTC)). <http://repositorio.utc.edu.ec/handle/27000/5235>
- Lim, Y., Ngui, R., Shukri, J., Rohela, M. y Mat Y. (2008). Intestinal parasites in various animals at a zoo in Malaysia. *Veterinary Parasitology* 157:154–159.

- Maejima, J., Yazaki, S., Fumokoto, S., Hiraga, M. y Kaino, H. (1981). Morphological observations of *Diphyllobothrium pacificum* (Nybelin, 1931) Margolis, 1956 from fur seals, *Callorhinus ursinus* in Japan. *Yonaga Acta Med.* 25: 65-79.
- Maas, A. (2014). Considerations and Conditions Involving Protozoal Inhabitation of the Reptilian Gastrointestinal Tract. *The veterinary clinics of North America. Exotic animal practice*, 17, 263-297. <https://doi.org/10.1016/j.cvex.2014.01.008>
- Mora, L., Martínez, I., Figuera, L., Segura, M., y Del Valle, G. (2010). Protozoarios en aguas superficiales y muestras fecales de individuos de poblaciones rurales del municipio Montes, estado Sucre, Venezuela. *Investigación Clínica*, 51(4), 457-466. [http://ve.scielo.org/scielo.php?script=sci\\_arttext&pid=S0535-51332010000400003&lng=es&tyng=es](http://ve.scielo.org/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0535-51332010000400003&lng=es&tyng=es).
- Moreno, Y., Moreno, L., Amorós, I., Pérez, R., Morillo, J., y Alonso, J. (2018). Multiple identification of most important waterborne protozoa in surface water used for irrigation purposes by 18S rRNA amplicon-based metagenomics. *International Journal of Hygiene and Environmental Health*, 221(1), 102–111. <https://doi.org/10.1016/j.ijheh.2017.10.008>
- Mukul, J., Zapata, M., Montes, R., Rodríguez, R., y Torres, J. (2014). Parásitos gastrointestinales y ectoparásitos de ungulados silvestres en condiciones de vida libre y cautiverio en el trópico mexicano. *Revista mexicana de ciencias pecuarias*, 5(4), 459-469.

- Müller G., Greinert J., Silva, H., (2005). Frecuencia de parasitas intestinais em felinos mantidos em zoológicos. *Arq Bras Med Vet Zootec* 57:559-561. doi: 10.1590/S0102-09352005000400021
- Munavalli, G., y Mohan, M. (2005). Water Quality Parameter Estimation in A Distribution System Under Dynamic State. *Water Research*, 39(18), 4287-4298. Doi: 10.1016/J.Watres.2005.07.043
- Organización Panamericana de la Salud. (2018) Zoonosis. Paho.org <https://www.paho.org/es/temas/zoonosis>
- Ortiz, G. (2020). Pandemias, zoonosis y comercio de animales silvestres. *Revista de Bioética y Derecho*, (50), 19-35. [https://scielo.isciii.es/scielo.php?pid=S1886-58872020000300003yscript=sci\\_arttext](https://scielo.isciii.es/scielo.php?pid=S1886-58872020000300003yscript=sci_arttext)
- Ortiz, M., Pulido, M., y García, D. (2019). Identificación de parásitos gastrointestinales en mamíferos del Zoológico Guátika (Tibasosa, Colombia). *Pensamiento y Acción*, (26), 31-44.
- Pérez, G., Hitos, A., Romero, D., Sánchez, M., Pontes, A., Osuna, A., y Rosales, M. (2008). Intestinal parasitism in the animals of the zoological garden “Peña Escrita” (Almuñecar, Spain). *Veterinary Parasitology* 156:302–309.
- Pérez, G., Jiménez-Rocha, A. E., y 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), 788-798.

- Piedra, L., Orozco, M., Ramírez, F., Castillo, M., Morales, V., y Luna, S. (2017). Manual de Buenas Prácticas Ambientales para la producción ganadera en el Refugio Nacional de Vida Silvestre Barra del Colorado, Costa Rica. <https://repositorio.una.ac.cr/handle/11056/27625>
- Pinto, A. (2021). Cryptosporidium y Giardia como parásitos de transmisión hídrica en las Islas Canarias. Disponible en: <https://riull.ull.es/xmlui/handle/915/23153>
- Quiroga, E., Gatica, A., y Carlo, Z. (2021). Los Factores de Riesgo Asociados a Parásitos Gastrointestinales en Animales de Producción. *Cultura Científica Y Tecnológica*, 18(3), 1–11. <https://doi.org/10.20983/culcyt.2021.3.21.1>
- Radman, N., Gamboa, M., y Mastrantonio, F. (2023). Giardia spp. Disponible en: <https://sedici.unlp.edu.ar/handle/10915/149252>
- Ramirez, K. (2023). Frecuencia de hallazgo de parásitos nematodos gastrointestinales en venados cola blanca (*Odocoileus virginianus*) mantenidos en cautiverio en el parque ecológico vida silvestre, Chimaltenango, Guatemala (Doctoral dissertation, Universidad de San Carlos de Guatemala). <http://www.repositorio.usac.edu.gt/id/eprint/19906>
- Rausch, R. y Hilliard, D. (1970). Studies on the helminth faune of Alaska. XLIX. The occurrence of *Diphyllobothrium latum* in Alaska with notes in other species. *Can. J. Zool.* 48; 1201-1219.
- Reátegui, E., Piperis, R., Cornejo, F., Quispe, M., y Tantaleán, M. (2020). Parásitos gastrointestinales en el mono choro cola amarilla (*Lagothrix flavicauda*) de vida silvestre en el distrito Corosha, Amazonas, Perú. *Revista de Investigaciones*

- Veterinarias del Perú, 31(4). [http://www.scielo.org.pe/scielo.php?pid=S1609-91172020000400027yscript=sci\\_arttext](http://www.scielo.org.pe/scielo.php?pid=S1609-91172020000400027yscript=sci_arttext)
- Revenga, J., Perfumo, C., Ubeda, C., y Semenas, L. (1995). Difilobotriasis en salmónidos introducidos en el Parque y Reserva Nacional Nahuel Huapi, Argentina: Patología de las lesiones provocadas por *Diphyllobothrium* spp. Arch. Med. Vet. 23: 115-121.
- Rodríguez, S. (2022). Hidatidosis como problema de salud pública en Latinoamérica (Bachelor's thesis, BABAHOYO: UTB, 2022). <http://dspace.utb.edu.ec/handle/49000/13341>
- Rojano, C., Miranda, L., y Ávila, R. (2015). Endoparásitos de *Myrmecophagatridactyla* y *Tamandúa tetradactyla* (pilosa: vermilingua) silvestres en Casanare, Colombia. Revista Colombiana de Ciencia Animal-RECIA, 7(2), 154-159. <https://www.recia.edu.co/index.php/recia/article/view/255>
- Romero, J., Henao, L., Guimarães, H., y Dueñez, J. (2020). Frecuencia de helmintos gastrointestinales en roedores sinantrópicos capturados en el Zoológico de Barranquilla. Revista MVZ Córdoba, 25(3), 108-115. [http://www.scielo.org.co/scielo.php?pid=S0122-02682020000300108yscript=sci\\_arttext](http://www.scielo.org.co/scielo.php?pid=S0122-02682020000300108yscript=sci_arttext)
- Saavedra, L., Beldomenico, P., y Gonzales, J. (2009). Estudio coproparasitológico de mamíferos silvestres en cautiverio con destino a relocalación en Santa Cruz, Bolivia. Revista Veterinaria y Zootecnia (On Line), 3(1), 51-60. <https://revistasojs.ucaldas.edu.co/index.php/vetzootec/article/view/5715>

- Semenas, L. y Kreiter, A. (1995). Epidemiología de la Difilobotriasis en la Región Andina Patagónica. *Revista A.B.A.* 59: 203-206.
- Sierra, Y., Vence, N., Herrera, P., Cañate, A., y Vanegas, J. (2020). Parásitos gastrointestinales en mamíferos silvestres cautivos en el Centro de Fauna de San Emigdio, Palmira (Colombia). *Revista de la Facultad de Medicina Veterinaria y de Zootecnia*, 67(3), 230-238. Epub May 05, 2021. <https://doi.org/10.15446/rfmvz.v67n3.93930>
- Stunkard, H. (1948). Pseudophyllidean cestodes from Alaska pinnipeds. *J. Parasitol.* 34: 211-228.
- Triviño, J., Lora, F., Zuluaga, J., y Gómez, J. (2016). Detection by PCR of pathogenic protozoa in raw and drinkable water samples in Colombia *Parasitology Research*, 115(5), 1789-1797. <https://doi.org/10.1007/s00436-016-4917-5>
- Valdés, D. (2022). Diversidad de helmintos presentes en agua cruda y potable de la planta potabilizadora centenaria de Pacora. Disponible en: <https://up-rid.up.ac.pa/6389/>
- Venegas, C., Mercado, M., Campos, C. (2014). Evaluation of the Microbial Quality of Drinking Water and Wastewater in One Population of Bogota (Colombia) 13, 24–3
- Verweij, J., Vermeer, E., Brienen, C., Blotkamp, D., Laeijendecker, L., Lieshout, V., y Polderman, A. (2003). *Entamoeba histolytica* infections in captive primates. *Parasitology research* 90:100–3.

Vieira, F., Luque, L., y Muniz, L. (2008). Checklist of helminth parasites in wild carnivore mammals from Brazil. *Zootaxa* 1721:1–23.

Welfare Quality,(2009). Assessment protocol for pigs. Lelystad, Países Bajos: Welfare Quality, pp. 1-123. [www.welfarequalitynetwork.net/ media/1018/pig\\_protocol.pdf](http://www.welfarequalitynetwork.net/media/1018/pig_protocol.pdf).

Zapata, M., Salas, D., Chi, M., Gutiérrez, J., y Solis, A. (2022). Parásitos gastrointestinales en ungulados silvestres del Norte de Veracruz. *Revista Biológico-Agropecuaria* Tuxpan, 10(2), 202-211. <https://www.revistabioagro.mx/inde>