



**Universidad Estatal Península de Santa Elena**

**Facultad de Ciencias Agrarias**

**Carrera de Agropecuaria**

**IDENTIFICACIÓN DE PARÁSITOS  
GASTROINTESTINALES EN VENADOS DE COLA  
BLANCA (*Odocoileus virginianus*) EN BOSQUE DESIDUOS  
DE TIERRAS BAJAS DE COLONCHE - SANTA ELENA**

**TRABAJO DE INTEGRACIÓN CURRICULAR**

Previo a la obtención del título de:

**INGENIERO AGROPECUARIO**

**Autor:** Frank Leonel Guale Malavé

La Libertad, 2021



**Universidad Estatal Península de Santa Elena**

**Facultad de Ciencias Agrarias**

**Carrera de Agropecuaria**

**IDENTIFICACIÓN DE PARÁSITOS  
GASTROINTESTINALES EN VENADOS DE COLA  
BLANCA (*Odocoileus virginianus*) EN BOSQUE  
DESIDUOS DE TIERRAS BAJAS DE COLONCHE -  
SANTA ELENA**

**TRABAJO DE INTEGRACIÓN CURRICULAR**

Previo a la obtención del Título de:

**INGENIERO AGROPECUARIO**

**Autor:** Frank Leonel Guale Malavé

**Tutora:** MVZ. Debbie Chávez García. MSc.

La Libertad, 2021

## TRIBUNAL DE GRADO



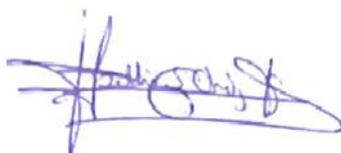
---

Ing. Nadia Quevedo Pinos Ph. D  
**DIRECTORA DE CARRERA  
DE AGROPECUARIA  
PRESIDENTE DEL TRIBUNAL**



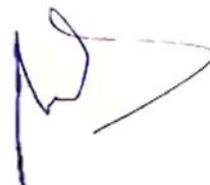
---

Ing. Verónica Andrade Yucailla Ph. D  
**PROFESORA ESPECIALISTA  
MIEMBRO DEL TRIBUNAL**



---

MVZ. Debbie Chávez García MSc.  
**PROFESORA TUTORA  
MIEMBRO DEL TRIBUNAL**



---

Ing. Andrés Drouet Candell MSc.  
**PROFESOR GUÍA DE LA UIC  
SECRETARIO**

## **AGRADECIMIENTO**

Agradezco a Dios por concederme la vida, salud y fuerzas para poder culminar mi carrera universitaria, por guiarme por el buen camino y por brindarme ese amor incondicional para seguir adelante cada día.

Agradezco a la Veterinaria De Casa Duque quienes me brindaron ese apoyo y me facilitaron el laboratorio para hacer mis análisis, también ese apoyo por parte de quienes conforman el consultorio veterinario: Don Bladimir Duque, Dra. Debbie Chávez, Dr. Glenn Sánchez, Dr. Sergio Aquino, Gaby Rosales, Angie Pozo y Denisse Ricardo.

A mis amigos Siderianos: Alex, Criss, Darcy, Danny, Liss, Liz, Mady, Mimi y Shey quienes me dieron ánimos y motivación para poder culminar mi carrera universitaria, en Especial a Miley Dávila por ser excelente persona quién me brindo esa ayuda incondicional en todo momento del cual estoy muy agradecido.

Frank Leonel Guale Malavé

## **DEDICATORIA**

El presente proyecto de investigación es dedicado con mucho cariño y esfuerzo a mi familia, en especial a mi padre Adolfo Guale y mi madre Lcda. Ángela Malavé por brindarme ese cariño, amor incondicional y apoyo fundamental en todo momento, a mis hermanos, Jonathan Guale, Robert Guale y Jory Guale ya que me brindaron su tiempo y apoyo en cada momento así mismo mi fuente de inspiración para poder culminar mi carrera universitaria.

También dedicó este trabajo a todas los amigos que hice en esta etapa universitaria, de igual manera a mi tutora MVZ Debbie Chávez quien me guió y apoyo para la elaboración de este trabajo, así mismo a todos los docentes que formaron parte de mi formación profesional.

Frank Leonel Guale Malavé

## RESUMEN

La presente trabajo formó parte del proyecto de investigación “Conservación y cría intensiva del venado de cola blanca (*Odocoileus virginianus*)” en la parroquia Colonche tiene como objetivo, identificar los principales parásitos gastrointestinales en el venado de cola blanca (*Odocoileus virginianus*) en cautiverio y vida silvestre en la parroquia Colonche provincia de Santa Elena, donde se evaluaron técnicas coproparasitológico de flotación por sacarosa, NaCl y técnicas coproparasitoscópico directo. Las muestras de heces fecales se recolectaron en el zoológico Colonche-UPSE y en las faldas de la cordillera Chongón Colonche, fueron transportadas a una temperatura de 4°C para su análisis en el laboratorio del centro médico veterinario De Casa Duque. Donde se implementó las diferentes técnicas coproparasitológico y coproparasitoscópico. Los principales parásitos gastrointestinales que se identificaron fueron con el 52% nematodos, 32% cestodos y 16% protozoos de venados en cautiverio, por otro lado los venados de cola blanca de vida silvestre se registró un 54% de nemátodos, 30% de cestodos y 16% en protozoos. Además las técnicas coproparasitológico que mayor resultado obtuvieron en muestras positivas, fue el método por flotación de sacarosa con un 79% en comparación con método por NaCl que tuvo un 39%, por otro lado la técnica coproparasitoscópico directo tuvo un 76% en tinción de lugol y un 73% en agua destilada. Una vez obtenido los datos es necesario realizar un cronograma de plan de manejo de desparasitación en épocas de altas temperaturas para bajar el porcentaje de parásitos gastrointestinales en los venados de cautiverio y así mejorar su conservación.

**Palabras Claves:** Agua destilada, cestodos, coproparasitoscópico, coproparasitológico, lugol, nematodos, protozoos.

## ABSTRACT

This work was part of the research project "Conservation and intensive breeding of white-tailed deer (*Odocoileus virginianus*)" in the parish of Colonche, with the objective of identifying the main gastrointestinal parasites in white-tailed deer (*Odocoileus virginianus*) in captivity and wildlife in the parish of Colonche, province of Santa Elena, where coproparasitological techniques of sucrose flotation, NaCl and direct coproparasitoscopic techniques were evaluated. Fecal samples were collected at the Colonche-UPSE farm and at the foothills of the Chongón Colonche mountain range and transported at a temperature of 4°C for analysis in the laboratory of the De Casa Duque veterinary medical center. The different coproparasitological and coproparasitoscopic techniques were implemented. The main gastrointestinal parasites identified were 52% nematodes, 32% cestodes and 16% protozoa in captive deer, while in wild white-tailed deer there were 54% nematodes, 30% cestodes and 16% protozoa. In addition, the coproparasitological techniques that obtained the highest result in positive samples was the sucrose flotation method with 79% compared to the NaCl method which had 39%, and the direct coproparasitoscopic technique had 76% in lugol staining and 73% in distilled water. Once the data have been obtained, it is necessary to carry out a deworming management plan schedule in times of high temperatures in order to lower the percentage of gastrointestinal parasites in captive deer and thus improve their conservation.

Translated with [www.DeepL.com/Translator](http://www.DeepL.com/Translator) (free version)

Keywords: Distilled water, cestodes, coproparasitoscopic, coproparasitologic, lugol, nematodes, protozoa.

"El contenido del presente Trabajo de Graduación es de mi responsabilidad; el patrimonio intelectual del mismo pertenece a la Universidad Estatal Península de Santa Elena".



---

Frank Guale Malavé

# INDICE

<b>INTRODUCCIÓN.....</b>	<b>1</b>
Problema Científico: .....	3
Objetivo General: .....	3
Objetivo Específico: .....	3
Hipótesis: .....	3
<b>CAPÍTULO 1. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA .....</b>	<b>4</b>
1.1 Etimología .....	4
1.2 Taxonomía del venado de cola blanca.....	4
1.3 Habidad y biología .....	5
1.4 Distribución del venado de cola blanca .....	5
1.5 Descripción del venado de cola blanca.....	6
1.6 Parásitos gastrointestinales en el venado de cola blanca .....	6
1.7. Descripciones parasitarias gastrointestinales.....	8
1.7.1. Protozoos .....	8
1.7.2. <i>Giardia</i> .....	9
1.7.3. Morfología y estructura celular .....	9
1.7.4. Ciclo biológico.....	9
1.7.5. <i>Cryptosporidium</i> .....	9
1.7.6. Ciclo de vida .....	10
1.7.7. <i>Eimeria</i> .....	10
1.7.8. Morfología y estructura celular .....	10
1.7.9. Ciclo biológico.....	11
1.8. Trematodos.....	11
1.8.1. <i>Fasciola</i> .....	11
1.8.2. Morfología y estructura celular .....	11
1.8.3. Ciclo biológico.....	11
1.9. Cestodos .....	12
1.9.1. <i>Moniezia</i> .....	12
1.9.2. Ciclo de vida .....	12
1.10. Nematodos.....	13
1.10.1. <i>Trichostrongylidae</i> .....	13
1.10.2. <i>Oesophagostomum</i> .....	13
1.10.3. <i>Trichostrongylus</i> .....	13
1.10.4. <i>Toxocara viturolum</i> .....	14
1.11. Técnica coproparasitológico.....	14
1.11.1. Método de flotación .....	14
1.11.2. Flotación por sacarosa.....	14
1.11.3. Flotación por cloruro de sodio (NaCl) .....	15
1.12. Técnica coproparasitoscópico .....	15
<b>CAPÍTULO 2. MATERIALES Y MÉTODOS .....</b>	<b>16</b>
2.1. Ubicación de ensayo.....	16
2.2. Clima .....	17
2.3. Materiales .....	17
2.3.1. Materiales de campo .....	17
2.3.2. Materiales de laboratorio .....	17

2.3.3.	Soluciones de laboratorio.....	18
2.4.	Tipos de investigación.....	18
2.4.1.	Población a muestrear.....	18
2.4.2.	Métodos del análisis coproparasitológicos.....	18
2.5.	Métodos de flotación.....	19
2.5.1.	Método de flotación por cloruro de sodio.....	19
2.5.2.	Método de flotación por sacarosa.....	19
2.5.3.	Método de coproparasitoscópico (CPS).....	20
2.6.	Variables.....	20
2.6.1.	Variable dependiente.....	20
2.7.	Prueba estadística.....	21
<b>CAPÍTULO 3. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....</b>		<b>21</b>
3.1.	Tipos de parásitos gastrointestinales.....	21
3.2.	Clasificación de parásitos gastrointestinales.....	22
3.3.	Porcentaje de muestras positivas y negativas.....	23
3.4.	Técnicas coproparasitario y cantidad de parásito.....	25
<b>CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES.....</b>		<b>27</b>
Conclusiones.....		27
Recomendaciones.....		27
<b>REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS</b>		
<b>ANEXOS</b>		

## ÍNDICE DE TABLAS

<b>Tabla 1:</b> Taxonomía del venado de cola blanca.....	4
<b>Tabla 2:</b> Listado de parásitos gastrointestinales (PGI).....	7
<b>Tabla 3:</b> Técnica coproparasitológico y cantidad de parásitos gastrointestinales.....	25

## ÍNDICE DE FIGURA

<b>Figura 1:</b> Mapa de distribución del venado de cola blanca .....	5
<b>Figura 2:</b> Centro de prácticas Colonche y faldas de la cordillera Chongón Colonche. .....	16
<b>Figura 3:</b> Tipos de parásitos identificados en el estudio. ....	21
<b>Figura 4:</b> Clasificación de los diferentes parásitos identificados en el estudio. ....	23
<b>Figura 5:</b> Muestras positivas y negativas por métodos empleados. ....	24

## INDICE DE ANEXOS

- Figura 1A. Recolección de muestras fecales en cautiverio.
- Figura 2A. Recolección de muestras fecales de venados.
- Figura 3A. Transporte de muestras fecales a 4 °C.
- Figura 4A. Venados de cola blanca del zoológico Colonche-UPSE.
- Figura 6A. Heces fecales de vida silvestre.
- Figura 7A. Recolección de heces de vida silvestre.
- Figura 8A. Pesaje de muestras fecales.
- Figura 9A. Materiales de laboratorio.
- Figura 10A. Reactivos y equipo de laboratorio.
- Figura 11A. Preparación de solución sacarosa.
- Figura 12A. Preparación de solución nacl.
- Figura 13A. Análisis de muestras y observación.
- Figura 14A. *Toxocara viturolum*.
- Figura 15A. *Strongyloides spp* y *Moniezia spp*.
- Figura 16A. *Eimeria spp*.
- Figura 17A. *Haemonchus spp*.
- Figura 18A. *Ostertagia spp*.
- Figura 19A. Certificado de manejo de venado en cautiverio.

# 1 INTRODUCCIÓN

El venado de cola blanca (*Odocoileus virginianus*) es una especie muy utilizada por múltiples culturas, ya que se han encontrados hallazgos en códices y piedras talladas, lo que indicaría que los antepasados de la era prehispánica los cazaban como alimento para una tribu y los veneraban, ya sea en ceremonias religiosas, danzas típicas y sacrificios (Contreras, 2019).

Portillo et al. (2015) manifiestan que los venados de cola blanca (*Odocoileus virginianus*) son mamíferos rumiantes que pertenecen al orden de los Artiodactyla los cuales se han adaptado al mundo; por otro lado se los considera como una de las especies más representativas de vida silvestre, ya que son animales versátiles que habitan desde los llanos que van desde 0 a 1 000 metros sobre el nivel del mar hasta los páramos que oscilan entre los 3 000 a 4 500 msnm.

Duque (2017) indica que la distribución del venado de cola blanca va desde sur de Canadá, Estados Unidos, América Central y Sudamérica que se encuentran disperso por Venezuela, Colombia, Ecuador, Perú, Brasil y parte de Bolivia, en un ambiente de bosques tropicales, bosques de coníferas y desiertos, se lo considera una especie de alto valor ecológico, requieren de una biomasa de alta riqueza de especies vegetales (Lara *et al.*, 2011).

Poaquiza (2017) manifiesta que el venado de cola blanca tiene un papel importante dentro del ecosistema, ya que esto ayuda a los procesos ecológicos en la dispersión de semillas por medio de su pelaje, sin embargo esta especie se encuentra en la lista roja de especies bajo amenazas de la IUCN (Unión Internacional para la Conservación de la Naturaleza), ya que son presas para animales carnívoros como el jaguar, pumas, tigrillos entre otros, que va influyendo en la demanda poblacional de dicha especie (Lara *et al.*, 2011), además de las enfermedades causadas por parásitos (Barranco, 2016).

Según Barranco (2016), a pesar de la gran importancia que tiene el venado de cola blanca es posible que se pierda una gran diversidad de estos, al no tener datos exactos de las consecuencias de enfermedades causadas por parásitos en animales de vida silvestres; la parasitosis es el principal y fundamental problema de la salud de los animales ya que no son susceptibles de padecerla en todo su desarrollo, por eso desde hace mucho tiempo se viene implementando conocer la ecología de las enfermedades producidas por parásitos que afectan la salud del venado de cola blanca.

Mukul et al. (2014) manifiestan que los parásitos gastrointestinales que más alteran la salud de los venados son los protozoarios y helmintos, estudios que se desarrollaron en reservas naturales de vida silvestre en venados de cola blanca (*Odocoileus virginianus*) en Estados Unidos, la cual comprobó que tienen una mortalidad que oscila entre el 2.7% que son causados por parásitos gastrointestinales (PGI), pero en animales en cautiverio las medidas de mortalidad y morbilidad podrían incrementar.

Actualmente cuatro géneros de parásitos gastrointestinales han sido identificados en venados de cola blanca (*Strongyloides*, *Tricuris*, *Capillaria* y *Eimeria*) como sabemos los animales recogen el alimento directo del piso y en condición de cautiverio tiene la presencia de mayor humedad ya que esta situación puede promover el desarrollo de helmintos y coccidias en fase de larvas, por esta razón se tiene una mayor infestación (Mukul *et al.*, 2014).

Debido a la importancia y demanda que tienen los parásitos gastrointestinales en la conservación y protección de especies silvestres, el presente trabajo tiene la finalidad de identificar los principales parásitos presentes en el animal, para elaborar un protocolo de manejo sanitario de los venados de cola blanca (*Odocoileus virginianus*) de vida silvestre y de cautiverio que en un futuro podrían ser una alternativa de alimento para la población y de esta manera ayudar a conocer la interacción que tienen los parásitos con el hospedero y valor los riesgos que conlleva el parasitismo en esta especie.

**Problema Científico:**

¿Cuáles son los principales parásitos gastrointestinales del venado de cola blanca (*Odocoileus virginianus*) que podrían ser la causa de los principales problemas de salud?

**Objetivo general:**

Identificar los principales parásitos gastrointestinales en el venado de cola blanca (*Odocoileus virginianus peruvianus*) en cautiverio y de vida silvestre en Colonche provincia de Santa Elena.

**Objetivo específico:**

1. Identificar los diferentes tipos de parásitos gastrointestinales en el venado de cola blanca (*Odocoileus virginianus peruvianus*).
2. Determinar el porcentaje de muestras positivas y negativas de venados de cola blanca (*Odocoileus virginianus peruvianus*) en cautiverio versus los de vida silvestre.

**Hipótesis:**

Los parásitos gastrointestinales que predominan en venados de cola blanca afectando su salud son Helminths y Protozoarios.

# CAPÍTULO 1. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA

## 1.1 Etimología

Nina (2018) determina que el nombre científico del venado de cola blanca proviene de *Odocoileus* que significa diente y *Koilos* = dientes vacíos o huecos, por no presentar incisivos superiores ni caninos, en el caso de incisivos inferiores solo constan con seis bien desarrollados, esto forma una almohadilla córnea que le permite cortar la hierba, los molares forman una media luna que les permite triturar por completo el alimento.

## 1.2 Taxonomía del venado de cola blanca

Ramírez (2017) indica que la familia Cervidae (Tabla 1) incluyendo a los venados esto son mamíferos herbívoros rumiantes, también su tamaño varía, el alce es considerado el más grande, y el pudú sudamericano, el más pequeño, por poseer patas delgadas, pezuñas divididas en dos partes, cabeza fina y alargada como el venado de cola blanca, se desarrolló para el ramoneo, el alce se adaptaron para poder pastar plantas acuáticas, en el caso de los renos poseen un hocico aptos para el ramoneo de líquen en los lugares árticos.

Rojas (2010) determina que el venado de cola blanca poseen otra cualidad ya que son los únicos mamíferos que mudan sus astas cada año, sintetizadas por tejidos óseos muertos, solo los machos pueden producir sus astas ingresando al primer año de edad, esto va mejorando al inicio de su madurez, en el caso de las astas solo las usan para época de apareamiento ya que compiten por las hembras y el más fuerte llega a aparearse.

**Tabla 1:** Taxonomía del venado de cola blanca

<b>Reino</b>	Animalia (Linnaeus, 1758)
<b>Filo</b>	Chordata (Bateson, 1885)
<b>Subfilo</b>	Vertebrata (Cuvier, 1812)
<b>Clase</b>	Mammalia (Linnaeus, 1758)
<b>Orden</b>	Artiodactyla (Owen, 1848)
<b>Familia</b>	Cervidae, (Batsch, 1788)
<b>Subfamilia</b>	<i>Odocoileinae</i> (Pocock, 1923)
<b>Genero</b>	<i>Odocoileus</i> (Rafinesque, 1932)
<b>Especie</b>	<i>Odocoileus virginianus</i> (Zimmermann, 1780)

Fuente: Guano, 2016.

### **1.3 Hábitad y biología**

Vallejo and Boada (2018) determinan que los venados de cola blanca son crepuscular y rumiantes, tienen una selectividad al momento de consumir el alimento pero se considera que más prefieren arbustos y árboles, aunque puede consumir semillas y frutos, realmente no se conoce con exactitud la composición de la dieta en territorio ecuatoriano, permanecen en grupos van entre 15 a 20 individuos y pueden alcanzar una velocidad que oscila los 60 a 65 km/h.

Rojas (2010) define que en hembras el período de gestación dura alrededor de 187 a 222 días, su madurez empieza a los 6 meses pero la etapa de reproducción empieza al año y medio, esto dependerá también cuando el macho alcance por completo su madurez sexual, los machos poseen astas ramificadas que se renueva anualmente y las usan para la etapa de reproducción.

### **1.4 Distribución del venado de cola blanca**

Poaquiza (2017) manifiesta que los venados de cola blanca están distribuidos desde el sur de Canadá, hasta parte de Bolivia pero se asienta más en gran parte de Estados Unidos de Norte América, en el caso de Ecuador las poblaciones de venado de cola blanca están distribuidos en Costa y Sierra, pero se divide en dos poblaciones, en el páramo del Ecuador que va desde los 3 000 a 4 500 msnm están distribuidos el primer grupo mientras que el segundo grupo están en bosques secos tropicales del suroccidente que va entre 0 a 1 000 msnm.



**Figura 1:** Mapa de distribución del venado de cola blanca

**Fuente:** Poaquiza, 2017.

### **1.5 Descripción del venado de cola blanca**

Rodríguez (2015) menciona que los venados son de tamaño medio, tienen un cuello largo con cabeza fina y alargada, sus orejas grandes, poseen patas alargadas y delgadas terminadas en pezuñas, presentan dimorfismo sexual, el macho posee astas que varían de tamaño dependiendo del año y edad del venado, son rumiantes por poseer un estómago con cuatro compartimientos donde se digieren los alimentos, ya que esto le permite ingerir demasiado alimento para luego echarse a rumiar en lugares seguros.

Ramírez (2012) determina que el venado posee tres pares de glándulas que producen sustancias olorosas, llamadas feromonas, estas glándulas ayudan al sistema de comunicación entre ellos, en los ojos están presente las glándulas preorbitales, en la frente se encuentran las glándulas frontales y las glándulas tarsales en las patas traseras, los machos secretan glándulas tarsales mezclada con orina, esto lo producen para hacer áreas de olor para comunicar que existe un macho dominante.

### **1.6 Parásitos gastrointestinales en el venado de cola blanca**

Es necesario tener noción de los principales parásitos gastrointestinales que más predominan en cada región y en las condiciones climáticas que puedan desarrollarse (Chávez *et al.*, 2020).

Mukul *et al.* (2014) indican que en venados de cola blanca se identifican cuatro géneros de parásitos gastrointestinales (PGI) (*Strongyloides*, *Trichuris*, *Capillaria* y *Eimeria*), la presencia de parásitos gastrointestinales en animales de cautiverio se debe a que ingieren sus alimentos directamente del piso y tiene a presentarse una mayor humedad por problemas de fuga o daños comúnmente en los bebederos.

Barrancos (2016) indica que los principales parásitos gastrointestinales que afectan la salud de esta especie, son causados por helmintos y protozoos, por otro lado la mortalidad que pueden tener los venados de cola blanca por problemas de parásitos gastrointestinales es alrededor de 2.7% según estudios realizados en reservas naturales en los Estados Unidos de Norteamérica (Tabla 2).

Lista de parásitos gastrointestinales (PGI) que afectan al venado de cola blanca (*Odocoileus virginianus*), que se describen previo al presente trabajo de investigación.

**Tabla 2:** Listado de parásitos gastrointestinales (PGI)

<b>Género</b>	<b>Lugar</b>	<b>Estado</b>	<b>Bibliografía</b>
<i>Bunostomum Spp</i>	México	Libertad	(Romero <i>et al.</i> , 2008)
<i>Chabertia ovina</i>	USA	No Especificado	(Samuel <i>et al.</i> , 2001)
<i>Cooperia Spp</i>	México	Cautiverio	(Montes <i>et al.</i> , 1998; Lozada, 2006)
<i>Cooperia Spp, C. curticei, C. oncophora, C. pectinata</i>	USA	No especificado	(Samuel <i>et al.</i> , 2001)
<i>Cryptosporidium parvum</i>	USA	Cautiverio Libertad	(Fayer <i>et al.</i> , 1996) (Rickard <i>et al.</i> , 1999)
<i>Cryptosporidium Spp</i>	España Panamá	No especificado Cautiverio	(Bowman, 2011) (Valdes <i>et al.</i> , 2010)
<i>Eimeria</i>	México	Cautiverio	(Montes, <i>et al.</i> , 1998; Lozadas, 2006)
<i>Eucyathostoma webbi</i>	USA	No especificado	(Samuel <i>et al.</i> , 2001)
<i>Fasiolooides magna</i>	Texas Usa y Europa	Cautiverio No especificado	(Qureshi <i>et al.</i> , 1994) (Bowman, 2011; Hendrix, 1998; Samuel <i>et al.</i> , 2001)
<i>Giardia Spp.</i>	USA Panamá	Libertad Cautiverio	(Rickard <i>et al.</i> , 1999) (Valdes <i>et al.</i> , 2010)
<i>Haemonchus Spp</i>	México	Cautiverio	(Montes <i>et al.</i> , 1998; Mukul <i>et al.</i> , 2014; Lozada, 2006)
<i>Haemonchus contortus</i>	USA USA	Cautiverio No especificado	(Richardson and Demarais, 1992; Nettles <i>et al.</i> , 2002) (Samuel <i>et al.</i> , 2001)
<i>Isospora</i>	México USA	Cautiverio Libertad	(Montes <i>et al.</i> , 1998) (Nettles <i>et al.</i> , 1998)
<i>Mazamastrongylus</i>	USA	No especificado	(Samuel <i>et al.</i> , 2001)
<i>Mazamastrongylus odocoilei</i>	USA	Libertad	(Belem <i>et al.</i> , 1993; Xiao and Gibbs, 1991)
<i>Mazamastrongylus pурсglovei</i>	USA	Libertad	(Belem <i>et al.</i> , 1993)
<i>Moniezia</i>	México	Cautiverio	(Montes <i>et al.</i> , 1998; Lozada, 2006)
<i>Monodontus louisianensis</i>	USA	No especificado	(Samuel <i>et al.</i> , 2001)
<i>Necator Spp</i>	Panamá	Cautiverio	(Valdes <i>et al.</i> , 2010)

<i>Nematodirus Spp</i>	USA	No Especificado	(Samuel <i>et al.</i> , 2001)
	México	Cautiverio	(Gonzales, 2001)
<i>Oesophagostomum cervi</i>	USA	No Especificado	(Samuel <i>et al.</i> , 2001)
<i>Oesophagostomum venulosum</i>	México/USA	Cautiverio	(Richardson and Demarais, 1992; Lozada, 2006; Samuel <i>et al.</i> , 2001)
	USA	Cautiverio	(Richardson and Demarais, 1992)
<i>Ostertagia dikmansii</i>	USA	Libertad	(Belem <i>et al.</i> , 1993; Xiao and Gibbs, 1991)
<i>Ostertagia mossi</i>	USA	Libertad	(Belem <i>et al.</i> , 1993; Xiao and Gibbs, 1991)
	USA	Cautiverio	(Richardson and Demarais, 1992; Nettles <i>et al.</i> , 2002; Lozada, 2006)
<i>Ostertagia spp</i>	USA	No especificado	(Samuel <i>et al.</i> , 2001)
<i>Paramphistomum cervi</i>	México	Libertad	(Romero <i>et al.</i> , 2008)
<i>Paramphistomum spp.</i>	Panamá	Cautiverio	(Valdes <i>et al.</i> , 2010)
			(Montes <i>et al.</i> , 1998; Mukul <i>et al.</i> , 2014; Lozada, 2006; Gonzalez, 2001; Valdes <i>et al.</i> , 2010)
<i>Strongyloides</i>	México	Cautiverio	(Samuel <i>et al.</i> , 2001)
<i>Spiculopteragia spiculotera</i>	USA	No especificado	(Samuel <i>et al.</i> , 2001)
<i>Teladorsagia circumcincta</i>	USA	No especificado	(Samuel <i>et al.</i> , 2001)
			(Montes <i>et al.</i> , 1998; Gonzalez, 2001; Mukul <i>et al.</i> , 2014)
<i>Trichuris</i>	México	Cautiverio	(Richardson and Demarais, 1992)
<i>Trichuris spp</i>	USA	Cautiverio	(Xiao and Gibbs, 1991; Lozada, 2006; Gonzalez, 2001; Belem <i>et al.</i> , 2002; Samuel <i>et al.</i> , 2001)
<i>Trichostrongylus</i>	México/USA	No especificado	(Samuel <i>et al.</i> , 2001)

Fuente: Barranco, 2016.

## 1.7. Descripciones parasitarias gastrointestinales

### 1.7.1. Protozoos

Rodríguez et al. (2010) plantean que en la actualidad las ilustraciones sobre protozoos en venados cola blanca, se han asentado en la determinación de su aspecto e insistencia en diferentes condiciones, tanto en vida silvestre como cautiverio, se pretenden realizar más estudios para conocer la extensión del problema de estos protozoos con la intención de poder considerar su grado y constituir medidas de

inspección; los principales protozoarios serían *Giardia spp*, *Cryptosporidium spp*, *Eimeria spp*,

#### **1.7.2. *Giardia***

Iglesias and Matadamas (2018) determinan que es un protozoo entérico flagelado, el ciclo de vida presenta dos fases: trofozoíto y quiste, en estado de trofozoíto causa las manifestaciones clínicas, piriformes entre otros, en el caso del quiste es la fase infecciosa y tiene una forma oval y posee ocho flagelos, se presenta en mamíferos entre ellos rumiantes, caninos, roedores y en humanos.

#### **1.7.3. *Morfología y estructura celular***

Hernández et al. (2012) manifiestan que tienen características de células eucariotas superiores, presenta un núcleo, nucléolos, membrana nuclear, en su ciclo de vida pasa por dos procesos diferentes que se denominan trofozoíto y quiste, esto corresponde a su fase vegetativa e infecciosa del parásito, el trofozoíto tiene una medida de 12 a 15  $\mu\text{m}$  de largo y de ancho mide 5 a 9  $\mu\text{m}$ , tiene una forma de pera, con superficie ventral plana y un dorso convexa.

#### **1.7.4. *Ciclo biológico***

Es un protozoario que posee características particulares, en fase quiste posee cuatro núcleos lo que permite en proceso de desenquistamiento formar cuatro trofozoítos; en el caso de los trofozoítos se dividen en fisiones binarias ya que no invaden las células epiteliales, tienen 8 flagelos los cuales son para movilizarse y estos se conectan a un disco ventral; este disco ventral es muy importante para la adhesión del parásito e importante factor del virus (Peraza and Antonio, 2018).

#### **1.7.5. *Cryptosporidium***

Chávez (2015) determina que el *Cryptosporidium* es un parásito común, es considerado como un patógeno de distribución cosmopolita, se los encuentra en la mucosa intestinal va dependiendo de la especie; la vía de transmisión es por ingerir agua o alimentos contaminados con oocistos de este parásito, ya que es una enfermedad zoonótica por presentar síntomas como diarrea acuosa, pérdida de peso un eso con lleva a una deshidratación.

Según Ayala (2014), los ooquistes tienen una característica morfológica diferente del resto, tiene una pared gruesa esporulados, posee dos pares de esporozoitos desnudos sin presentar esporosquiste, tienen una forma ovoide y esférica, son pequeños con un cuerpo residual oscuro, mide 5,41  $\mu\text{m}$  de largo y 4,94  $\mu\text{m}$  de largo; se los localiza en el tracto gastrointestinal en todos los vertebrados.

#### **1.7.6. Ciclo de vida**

Fredes (2015) indica que el ciclo de este parásito inicia en la expulsión de los ooquistes por medio de las heces de animales infectados los cuales son ingeridos por medio del agua o de la alimentación, una vez ingeridos se inicia un desenquistamiento en el tracto gastrointestinal de los animales, las paredes del ooquistes se saturan, los cuales se permite que los 2 pares de esporozoitos se liberen e inicia la invasión.

Los esporozoitos activos son los que invaden las células hospedadoras, también se los caracteriza por presentar organelos secretores los cuales aparecen cuando ocurre la invasión (Ayala, 2014).

#### **1.7.7. Eimeria**

Bowman (2011) manifiesta que forma corriente del ciclo biológico de los coccidios está simbolizada por el género *Eimeria spp*, su ciclo biológico contiene tanto la duplicación asexual como sexual, el análisis de la infección por coccidios se fundamenta en la identificación de los ooquistes esporulados en las heces del hospedero por medio de los procesos de flotación.

Los ooquistes de las *Eimerias spp* están cubiertas por pared que estas están conformadas por una o dos capas por membrada, la infección se produce después de beber agua contaminada o alimentos que contenga ooquistes esporulados, tienen dos ciclos evolutivos: fase exógena y fase endógena (Huitrón, 2018).

#### **1.7.8. Morfología y estructura celular**

Meré (2016) indica que las localizaciones de la *Eimeria spp*, dependiendo de la especie animal que parásita en el caso de los rumiantes se localiza en los intestinos grueso y delgado; se lo conoce también como diarrea coccidiana o coccidiosis; en fase de quiste infectivo no esporulados, poseen doble membrana una interna y

externa, tiene una forma ovoide o piriforme, esporonte con tapón de micrópilo, tiene forma ovoide, con 4 esporoblastos con dos pares de esporozoitos.

#### **1.7.9. Ciclo biológico**

Las coccidias del género *Eimeria spp* tienen un ciclo de vida completo por eso se los considera monoxenos, posee un ciclo de vida directo, tiene dos fases de ciclo evolutivo, fase exógena y fase endógena, en fase exógena se inicia cuando está fuera de su hospedador y se da la esporulación de los ooquistes, en cambio en fase endógena se divide en sexual (gametogonia) y asexual (merogonia) dentro del animal por esta razón el parásito sufre divisiones en las células intestinales y expulsado por medio de heces (Huitrón, 2018).

### **1.8. Trematodos**

#### **1.8.1. Fasciola**

López et al. (2017) determinan que la *Fasciola* es un parásito perteneciente a la clase trematoda del orden digenea, los huevecillos son llevados desde la bilis al intestino, donde son expulsados por medio de las heces, en adultos miden 18 a 50 mm por 4 a 14 mm, son de cuerpo aplanado dorsoventralmente, una vez que llegan alcanzar agua, inicia su ciclo de vida, necesita un hospedador intermediario como son los caracoles y un hospedador definitivo entre ellos están: rumiantes, también afecta a humanos.

#### **1.8.2. Morfología y estructura celular**

López et al. (2017) indican que los trematodo en estado adulto tiene un cuerpo ancho y aplanado dorso ventral con forma foliácea, cuando se los expone a formol toma una coloración café o gris; está cubierta por espinas en todo su cuerpo, mide 18 a 51 mm de largo y de ancho va de 4 a 13 mm, en huevecillo miden aproximadamente 75 a 140  $\mu\text{m}$  y tienen a tener un color marrón o amarillo, lo conforman dos ventosas una ventral que es más grande oral y su extremo craneal cónico.

#### **1.8.3. Ciclo biológico**

Fernández (2020) indica que el ciclo de la *Fasciola* inicia cuando los animales ya están contaminados, esto se da en rumiantes, los huevecillos son expulsados por

medio de las heces, un parasito adulto puede producir alrededor de 20 000 huevecillos por día, estos serán transportados al intestino por medio de la bilis y posteriormente expulsados por medio de las heces fecales de los animales.

Los huevecillos necesitan una temperatura para su maduración que va desde los 10 a 30 °C, también requieren agua, para así formar mórula, donde se desarrollará la larva (miracidio), una vez desarrollado necesita un hospedador temporal de lo contrario pueden estar menos de 8 horas caso contrario mueren, por lo tanto necesita invadir un caracol lo cual será solo un hospedador intermediario (Bowman, 2012).

### **1.9. Cestodos**

Según De León (2014), tiene un escólex, poseen cuatro ventosas, anchos proglotis, tienen órganos genitales simples y dobles, un útero transversal con un tubo normal llamado proglotis también se lo considera ramificación con aspecto reticular, la distribución en rumiantes se conoce como cestodiasis que se presenta en epizoótico, suele presentar efectos nocivos en animales jóvenes.

#### **1.9.1. *Moniezia***

El género *Moniezia* es causante de la infección conocida como monieziosis en rumiantes, esto se da por ingerir pastos contaminados por ácaros coprófagos los cuales son hospedadores intermediarios del cisticercoides del cestodo; se localizan en el intestino delgado miden alrededor de 6 m de largo y 1.6 cm de ancho; en el caso del escólex miden de 0.3 a 0.8 mm (Aijiang, 2017).

Este género posee cuatro ventosas prominentes y proglótidos por lo tanto son más anchos y largos; posee dos órganos genitales; los huevecillos de este género tienen forma cuadrangular o triangular que se puede visualizar su interior bien desarrollado, con un diámetro de 56 a 67 micras (De León, 2014).

#### **1.9.2. *Ciclo de vida***

San Román and Moratorio (2017) manifiestan que su ciclo de vida es indirecto por necesitar de un hospedador intermediario, como lo es el ácaro oribátidos, ya que esto los consumen al momento de ingerir material fecal contaminado, se desarrolla dentro del ácaro y pasa a estado de larva parasitaria; los huevecillos tienen un tamaño de 50

a 60  $\mu\text{m}$ , tienen forma cuadrangular o triangular; y pueden sobrevivir en tiempos estimados de aproximadamente de 1 a 2 años.

### **1.10. Nematodos**

Iglesias (2012) indica que los nematodos gastrointestinales tienen más prevalencia de infestación en rumiantes jóvenes, ya que ellos aún no tienen contacto con parásitos, por otro lado el sistema inmune no está en su completo desarrollo y se contaminan al inicio de su pastoreo, comprobaron que los animales que ya son infectados nuevamente presentan resistencia a nuevos parásitos.

Como sabemos los nematodos son parásitos gastrointestinales (PGI) que afectan a la mayoría de rumiantes entre ellos encontramos los géneros: *Trichostrongylus*, *Oesophagostomum*, *Cooperia*, *Ostertaria*, *Trichuris*, entre otros; provocando diversos daños en la parte reproductiva y se la localiza en diversas partes de ecosistema (García, 2020).

#### **1.10.1. *Trichostrongylidae***

Rosales (2013) indica que este género no presenta cefálico, posee espículas las cuales son acanaladas y robusto, los huevecillos son ovales, una fina capa con segmentos; esta larva se la ubica en el abomaso pero después de 2 a 5 días pasa al intestino delgado, los machos llegan a tener un diámetro de 4 a 5 mm, en el caso de las hembras tienen un diámetro de 5 a 7 mm, en cambio los huevecillos llegan a medir de 79 – 101  $\mu\text{m}$  de ancho y de largo 39 – 47  $\mu\text{m}$ .

#### **1.10.2. *Oesophagostomum***

Es un nematodo diminuto, el ciclo inicia cuando los huevecillos son expulsados por medio de las heces fecales de los animales contaminados, en el pastos muda hasta llegar a su fase infectiva donde posteriormente son ingeridos por del pastoreo, los huevecillos son vermes blancos, robustos, tienen una forma oval con capas delgadas, este género se catalogan como parásitos estrogiloide ya que miden 60 a 100  $\mu\text{m}$  (Bravo, 2019).

#### **1.10.3. *Trichostrongylus***

Barrera and Hernández (2015) manifiestan que este parásito se hospeda en el abomaso de los rumiantes, miden aproximadamente de longitud entre 2 a 3 cm, son

muy pequeños, filamentosos, de color rojizo pardo, se lo identifica por tener un poro excreto en la región esofágica, poseen lanceta lo cual les permite el paso hasta la mucosa irrigada, su reproducción es sexual, el macho es más grande que la hembra, su ciclo es directo, los huevecillos son ingeridos por medio de la postura.

#### ***1.10.4. Toxocara viturolum***

Santos (2014) determina que el *Toxocara viturolum* es un nematodo que mide 25 cm de largo por 5 mm de diámetro en machos y en hembras 30 cm de largo por 6 cm de diámetro, se lo localiza en el intestino delgado en los rumiantes, los huevecillos poseen una forma subesférica y mide de 75 a 96  $\mu\text{m}$  por 60 a 75  $\mu\text{m}$  y tiene una envoltura fina granulada.

### **1.11. Técnica coproparasitológico**

#### ***1.11.1. Método de flotación***

Portillo (2020) indica que los métodos de flotación son los más usados en la actualidad para la examinar muestras fecales, esto ayuda a la detección de los parásitos gastrointestinales, es un método cuantitativo por ser rápido y eficaz al momento de hacer una identificación de parásitos, ya que este separa los huevecillos (ooquistes) del material fecal por medio de flotación por gravedad de 1.2, ya que los huevecillos poseen una gravedad de 1.05 a 1.1 lo cual hace que flote a la superficie y se adhiera a la placa.

Collantes (2017) determina que las pruebas por métodos de flotación en tubos de ensayos se denominan pruebas cualitativas que sirven para poder detectar e identificar huevecillos de nematodos, cestodos, este método es muy utilizado para estudios preliminares para poder establecer diferentes géneros de parásitos presentes, esto con lleva a la separación del material fecal del fluido con la solución ya sea por sacarosa, NaCl, entre otros.

#### ***1.11.2. Flotación por sacarosa***

Beltrán et al. (2003) define que esta técnica consiste en la separación de huevecillos por método de flotación por sacarosa (azúcar) de varios endoparásitos encontrados como son los ooquistes, quistes, huevecillos, ya que con esta técnica tenemos mayor

densidad, además es preferibles para géneros como *Strongyloides spp*, *Isospora spp*, *Toxocara spp*, *Cryptosporidium spp*, entre otros.

### **1.11.3. Flotación por cloruro de Sodio (NaCl)**

García (2020) determina que este método por medio de flotación por cloruro de sodio, es muy factible para poder visualizar quistes o huevecillos livianos ya que estos flotan de manera diferente, ya que se distingue por mostrar una tonalidad rosa y eso a la vez muestra una característica diferente para su identificación sin la aplicación de algún tipo de tinción, se pueden visibilizar trofozoítos en rumiantes y también en humanos.

### **1.12. Técnica Coproparasitoscópico**

Farfán (2019) determina que el método coproparasitoscópico consiste en colocar cantidades pequeñas de material fecal directo a la placa (portaobjetos) y posteriormente diluir el contenido de heces con solución salina al 0.9%, y una gota de lugol para teñir la placa, esto nos permite observar protozoarios, larvas y huevecillos.

## CAPÍTULO 2. MATERIALES Y MÉTODOS

### 2.1. Ubicación de ensayo

La siguiente investigación se llevó a cabo en el zoológico de venados de cola blanca en el centro de prácticas Colonche, Facultad de Ciencias Agrarias, Universidad Estatal Península de Santa Elena correspondiendo a las siguientes coordenadas de latitud y longitud: 2°, 1', 19 405" S – 80°, 40', 47.65" O. Y los de vida silvestre que se localiza en la cordillera Chongón Colonche con las siguientes coordenadas de latitud y longitud: 1°, 54', 12 222" S – 80°, 34', 50 876" O.



**Figura 2:** Centro de prácticas Colonche y faldas de la cordillera Chongón Colonche.

La parroquia Colonche se ubica al norte de la provincia de Santa Elena, tiene una extensión de 1 137.2 Km<sup>2</sup>, cuenta con una población de 31 322 habitantes según el censo poblacional que se llevó a cabo en el 2010, tiene una representación por ser la parroquia más grande de la provincia con un porcentaje de 30.45% y una densidad bruta de 27.5 habitantes/km<sup>2</sup>, tiene una limitación detallada a continuación.

**Norte:** Parroquia Manglaralto y parte de la provincia de Manabí; **Sur:** Parroquia Simón Bolívar y cabecera cantonal de Santa Elena; **Este:** Cantones Pedro Carbo de la provincia del Guayas y Cascol de la provincia de Manabí; **Oeste:** El Océano Pacífico.

## **2.2. Clima**

El clima de la parroquia Colonche es cálido – seco, la temperatura mínima que va 18°C con una máxima de 38°C, humedad relativa 90%; la época de invierno inicia en diciembre hasta abril, presencia de lluvia con temperaturas que alcanzan los 38 °C y la presencia de calor intenso, mientras que el resto del año inicia el verano con temperaturas de 18°C son vientos moderados (Baque, 2015).

## **2.3. Materiales**

### **2.3.1. *Materiales de campo***

- Fundas.
- Hielera.
- Mascarilla.
- Cuaderno de apuntes.
- Membretes
- Cámara fotográfica

### **2.3.2. *Materiales de Laboratorio***

- Microscopio.
- Portaobjetos.
- Cubreobjetos.
- Pinzas.
- Guantes.
- Probeta.
- Tubo de ensayo
- Colador.
- Vasos plásticos
- Paletas
- Balanza

- Hojas de registro

### **2.3.3. Soluciones de Laboratorio**

- Solución con sacarosa
- Solución de NaCl
- Lugol
- Agua destilada
- Cloruro de sodio al 0.9%

## **2.4. Tipos de investigación**

El presente trabajo es de tipo descriptivo donde se describen los diferentes tipos de parásitos gastrointestinales encontrados en cautiverios y de vida silvestre

### **2.4.1. Población a muestrear**

Para el muestreo de los diferentes tipos de parásitos gastrointestinales se recolectaron heces de venados que están en cautiverio en el zocriadero Colonche-UPSE y los de vida silvestre, las muestras se obtuvieron en los comederos identificados por los guardaparques en las faldas de la cordillera Chongón Colonche

### **2.4.2. Métodos del análisis coproparasitológicos**

Para determinar lo tipos de parásitos gastrointestinales en venados de cola blanca se tomaron muestras provenientes de vida silvestre y de cautiverio.

Se recolectaron muestras de heces de venados de cola blanca de vida silvestre y de cautiverio en la mañana por 5 días consecutivos, los de cautiverio se tomaron muestras en el zocriadero Colonche-UPSE, en el caso de vida silvestre se recolectó en las faldas de la cordillera Chongón Colonche con la ayuda de los guardabosques ya que tienen conocimientos de la zona y la localización de los comederos habituales de dicha especie, se recogieron de la superficie las muestras de heces frescas tratando que estas no estén contaminadas por el suelo las cuales fueron guardadas en fundas con sus respectivos datos y almacenadas en un cooler a temperatura de 4 °C y posteriormente transportadas al laboratorio para su respectivo análisis.

Las muestras se procesaron y se utilizaron las siguientes técnicas de análisis de coproparasitológico y coproparasitoscópico.

## **2.5. Métodos de flotación**

Los métodos de flotación se denominan prueba cualitativa que sirve para la detención de huevecillos de cestodos y nematodos. Esto nos lleva a separar el material fecal de los huevecillos y son concentrados en fluidos de flotación con gravedad apropiada. Por lo tanto, se procedió a la separación de los huevecillos del material fecal por medio de flotación con gravedad apropiada y se utilizó soluciones como sacarosa y NaCl.

### **2.5.1. Método de flotación por cloruro de sodio**

Para la siguiente técnica se usó solución de cloruro de sodio (NaCl).

- Se disolvió 75 g de sal en 250 ml de agua destilada.
- En un vaso plástico se colocó 2 g de material fecal, se administró 28 ml de solución sobresaturada de NaCl para proceder a homogenizar.
- Se depositó el contenido a otro vaso plástico por medio de un colador para evitar residuos en la solución y luego se pasó a un tubo de ensayo.
- Se colocó un cubreobjeto en la parte superior de tubo de ensayo por 15 minutos con la finalidad que por medio y la gravedad los huevecillos asciendan.
- Se retiró el portaobjeto y posteriormente se colocó el cubreobjeto para examinar la muestra obtenida en el microscopio con objetos de 10x y 40x.
- Con ayuda de imágenes de huevecillos, se realizó la identificación de parásitos que puedan encontrarse en la muestra.

### **2.5.2. Método de flotación por sacarosa**

Esta técnica se usó solución de azúcar saturada detallada a continuación.

- Se disolvió 75 g de glucosa (azúcar) en 250 ml de agua destilada.
- En un vaso plástico se colocó 2 g de material fecal, se administró 28 ml de solución sobresaturada de sacarosa para proceder a homogenizar.
- Se depositó el contenido a otro vaso plástico por medio de un colador para evitar residuos en la solución y luego se pasó a un tubo de ensayo.
- Colocar un cubreobjeto en la parte superior de tubo de ensayo por 15 minutos con la finalidad que por medio y la gravedad los huevecillos asciendan.

- Se retiró el portaobjeto y se colocó el cubreobjeto para examinar la muestra obtenida en el microscopio con objetos de 10x y 40x.
- Con ayuda de imágenes de huevecillos, se realiza la identificación de parásitos que puedan encontrarse en la muestra.

### **2.5.3. Método de Coproparasitoscópico (CPS)**

- En un recipiente se colocó el material fecal para proceder a triturar por completo
- En un portaobjetos con ayuda de un palillo dental se colocó 2 pequeñas partes de material fecal por separados
- Se colocó una gota de cloruro de sodio al 0.9% y una gota de lugol para teñir la muestra de material fecal.
- Se colocó una gota de agua destilada en la otra muestra de material fecal que tenemos.
- Con ayuda del palillo dental comenzamos a disolver las muestras fecales, primero con la solución de agua destilada.
- Con el mismo palillo dental disolvemos la muestra fecal con la solución de NaCl al 0.9% y el lugol.
- Se Colocó los cubreobjetos en la placa para examinar la muestra obtenida en el microscopio con objetos de 10x y 40x.
- Con ayuda de imágenes de huevecillos, se realiza la identificación de parásitos que puedan encontrarse en la muestra

## **2.6. Variables**

Las variables que se siguieron para la obtención de parásitos gastrointestinales en venados de cola blanca fueron las siguientes:

### **2.6.1. Variable dependiente**

- Tipos de parásitos gastrointestinales en venados de cola blanca.
- Muestras de heces positivas y negativas.

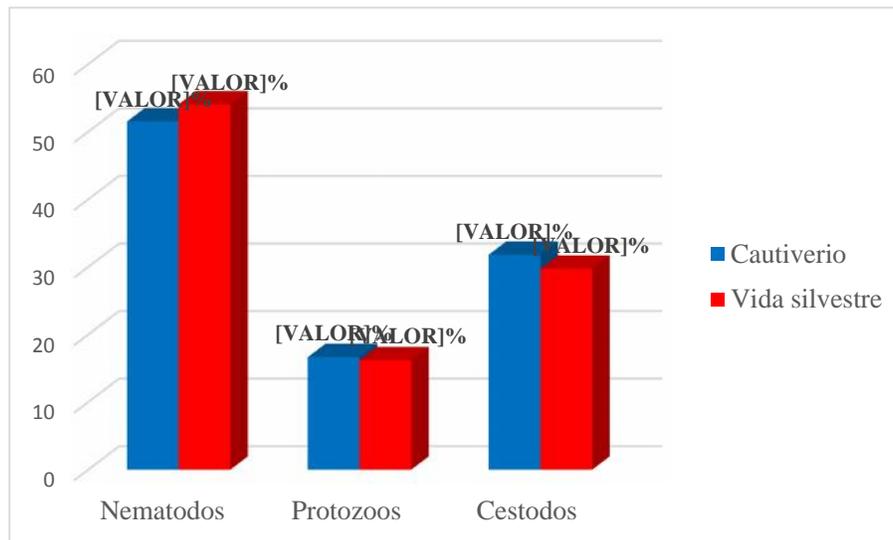
## 2.7. Prueba estadística

Para determinar el fin de la presente investigación parasitaria, los datos se procesarán en el paquete estadístico IBM SPSS Statistics donde se tomaron frecuencias relativas y medias.

# CAPÍTULO 3. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

## 3.1. Tipos de parásitos gastrointestinales

En la Figura 3 se muestran los resultados de la identificación de los parásitos gastrointestinales donde se analizó 33 muestras que corresponde a 20 de muestras de venados de cautiverio y 13 de vida silvestre, se puede identificar los diferentes tipos de parásitos gastrointestinales en el venado de cola blanca, el cual presenta un 52% en nematodos a diferencia de los demás parásitos encontrados, mientras que en cestodos se identificó un 32% y con el 17% en protozoos en cautiverio, mientras que de vida silvestre presentó un 54% en nematodos, 30% en cestodos y 16% para protozoos.



**Figura 3:** Tipos de parásitos identificados en el estudio.

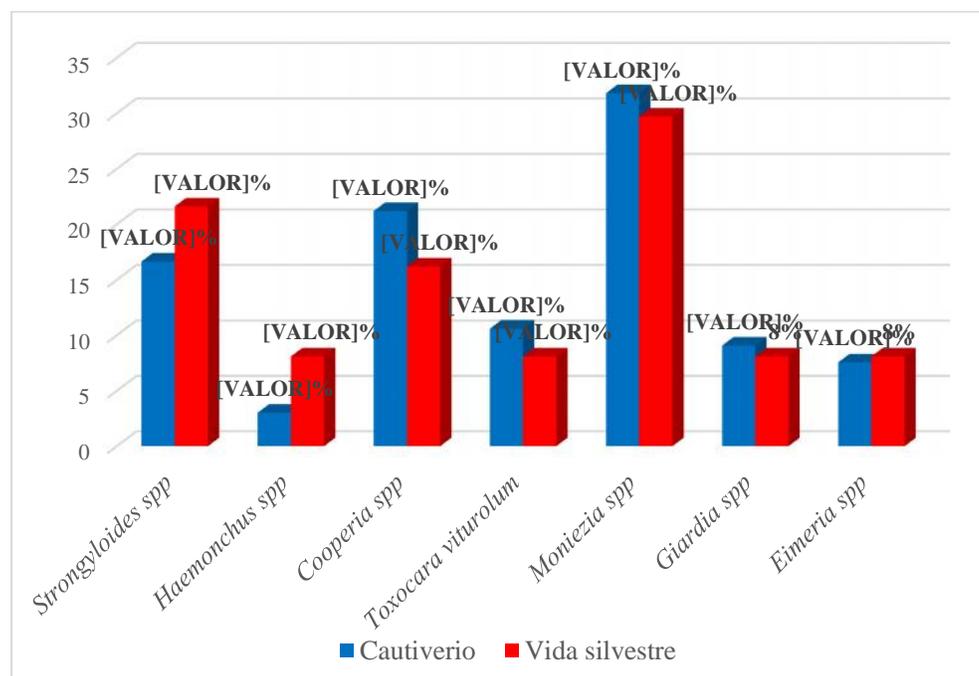
Los parásitos gastrointestinales que más se identificaron en venados de cola blanca fueron los nematodos y cestodos tanto de cautiverio como de vida silvestre; esto no concuerda con el estudio realizado por Mukul et al. (2014) quienes manifiestan que los protozoarios y coccidias son los principales parásitos que más afectan la salud de esta especie, mientras que Barranco (2016) indica que los principales parásitos gastrointestinales que más afectan a los venados de cola blanca son causados por

helminthos y protozoarios, teniendo concordancia con el estudio realizado en la provincia de Santa Elena.

En los resultados obtenidos se tiene un alto porcentaje de infestación de nematodos, con un 52% en venados de cautiverio y un 54% para los de vida silvestre, esto se debe a que en los ciervos jóvenes no se desarrolla por completo su sistema inmune y son más propensos a padecer de parásitos gastrointestinales, esto concuerda con la investigación hecha por Paineira (2012) manifiesta que se tiene un alto porcentaje en nematodos en animales jóvenes por tener un mayor riesgo a contraer parásitos gastrointestinales al inicio de su pastoreo, por poseer un sistema inmune no desarrollado por completo.

### 3.2. Clasificación de parásitos gastrointestinales

En la Figura 4 se muestra los resultados de la clasificación de los parásitos gastrointestinales que afecta al venado de cola blanca, los cuales se identificó un total de 7 géneros que se clasifican en nematodos (*Strongyloides spp*, *Haemonchus spp*, *Cooperia spp* y *Toxocara viturolum*), Cestodos (*Moniezia spp*) y Protozoos (*Giardia spp* y *Eimeria spp*) tanto de cautiverio como de vida silvestre, esto coincide con la investigación de Barranco (2016) quien define que se han descrito alrededor de 25 géneros de parásitos gastrointestinales, dentro de los cuales aparecen los parásitos encontrados en esta investigación.



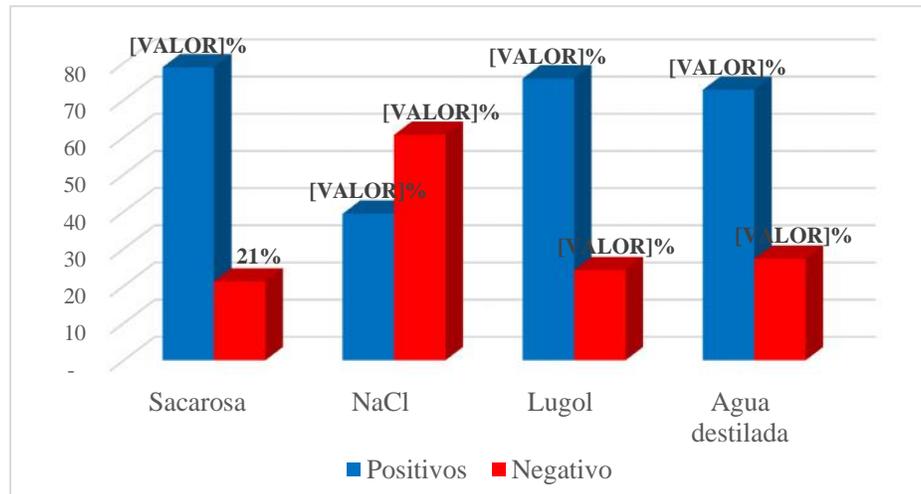
**Figura 4:** Clasificación de los diferentes parásitos identificados en el estudio.

En esta investigación el parásito gastrointestinal que más predomina en venados de cola blanca es el género *Moniezia spp* con un 32% en cautiverio y un 30% en los de vida silvestre, Esto no concuerda con la investigación de Bowman (2011) donde determina que el porcentaje mayor en parásitos gastrointestinales de esta especie de ciervo es el género *Eimeria spp* con una tasa de prevalencia correspondiente del 30 al 50%. Comparando los resultados obtenidos con Chávez et al. (2020) donde nos indican que los parásitos gastrointestinales pueden alcanzar altos niveles de infestación dependiendo de la región, esto concuerda con nuestra investigación por tener un alto porcentaje del género *Moniezia spp*, ya que se dan las condiciones necesarias para su desarrollo por estar en una región de clima tropical, donde se dan altas temperaturas en época de invierno.

Los géneros que mayor porcentaje presentaron fueron: *Strongyloides spp*, *Cooperia spp*, *Moniezia spp*, *toxocara viturolum*; esto no concuerda con la investigación realiza por García (2020) donde determina que los principales parásitos que más afectan a los rumiantes están los géneros; *Trichostrongylus spp*, *Oesophagostomum spp*, *Cooperia spp*, *Ostertaria spp* y *Trichuris spp*, mientras que Mukul et al. (2014) indican que los principales parásitos gastrointestinales que tienen un alto porcentaje en infestación son los géneros *Strongyloides spp*, *Trichuris spp*, *Capillaria spp* y *Eimeria spp*, siendo similar al estudio de identificación de parásitos encontrados en venados de cola blanca de cautiverio y de vida silvestre en la parroquia Colonche.

### **3.3. Porcentaje de muestras positivas y negativas**

En la Figura 5 se muestran las diferentes técnicas empleadas de análisis coproparasitario en las 33 muestras analizadas tanto de cautiverio como de vida



silvestre, demostrando resultados positivos con el método de flotación por sacarosa con un 79%, al igual que el método directo coproparasitoscópico de tinción lugol con el 76% y agua destilada con un 73%, por otro lado se obtuvo un 61% de muestras negativas correspondiente al método de flotación por cloruro de sodio

**Figura 5:** Muestras positivas y negativas por métodos empleados.

En la Figura 5 se muestran los resultados obtenidos tanto positivas como negativas en los diferentes métodos empleados para la identificación de parásitos gastrointestinales en el venado de cola blanca, dando como resultados un 79% para el método de flotación por sacarosa, 76% para el método directo en tinción lugol y un 73% en agua destilada para las muestras positivas, con el método de flotación por NaCl se obtuvo el 61% en muestras negativas; esto no concuerda con Garcia (2020) donde indica que al analizar tuvo mayor evidencia de parásitos en el método de floración por cloruro de sodio (NaCl) con 55% de muestras positivas y muestras negativos con los métodos de flotación por sacarosa con un 34% y método directo con el 11%.

El método más factible que se demostró en los resultados fue el método de flotación por sacarosa, esto concuerda con la investigación de Beltrán et al. (2003) donde menciona que la técnica flotación por sacarosa que tiene mayor densidad para poder detectar ya sea quistes, ooquistes y huevecillos de parásitos; los métodos empleados en esta investigación tiene mayor porcentaje en sacarosa y método directo, Kaminsky

(2006) determina que estos métodos consiste en usar líquidos de mayor densidad para que los elementos que tengas menor densidad pueda flotar a la superficie, por otro lado el método directo en fresco con tinción de lugol y cloruro de sodio al 0.9% tiene un porcentaje alto de eficacia para poder observar los huevecillos o quistes de protozoos como son los géneros *Eimeria spp* y *Giardia spp*.

### 3.4. Técnicas coproparasitario y cantidad de parásito

Las diferentes técnicas que se emplearon en los análisis coproparasitario en 33 muestras de haces de venados de cola blanca de cautiverio y de vida silvestre, demostrando que el método de flotación por sacarosa obtuvo 28 muestras positivas el cual se observaron nematodos entre ellos el género *Strongyloides spp*; mientras que el método por flotación por cloruro de sodio (NaCl) se identificaron 12 muestras negativas y 21 muestras positivas el cual se identificó, 4 nematodos y 14 cestodos con mayor densidad el género *Moniezia spp*, el métodos directos por tinción lugol se identificó 4 muestras negativas y 29 muestras positivas de las cuales se identificaron 4 nematodos, 8 cestodos y 17 protozoos el género que tuvo mayor densidad poblacional fue la *Giardia spp*, el método directo por agua destilada se identificaron 7 muestras negativas y 26 muestras positivas de las cuales se identificó 15 nematodos y 11 cestodos donde predomina el género *Moniezia spp*.

		Frecuencia	Porcentaje	Porcentaje válido	Porcentaje acumulado
<b>Sacarosa</b>	Ninguno	5	15.2	15.2	15.2
	<i>Strongyloides spp.</i>	11	33.3	33.3	48.5
	<i>Haemonchus spp</i>	5	15.2	15.2	63.6
	<i>Cooperia spp</i>	7	21.2	21.2	84.8
	<i>Toxocara vituroolum</i>	5	15.2	15.2	100.0
	Total	33	100.0	100.0	
<b>NaCl</b>	Ninguno	12	36.4	36.4	36.4
	<i>Moniezia spp</i>	14	42.4	42.4	78.8
	<i>Cooperia spp</i>	7	21.2	21.2	100.0
	Total	33	100.0	100.0	
<b>Lugol</b>	Ninguno	4	12.1	12.1	12.1
	<i>Moniezia spp.</i>	8	24.2	24.2	36.4
	<i>Eimeria spp</i>	8	24.2	24.2	60.6
	<i>Giardia spp</i>	9	27.3	27.3	87.9
	<i>Strongyloides spp</i>	4	12.1	12.1	100.0
	Total	33	100.0	100.0	

	Ninguno	7	21.2	21.2	21.2
	<i>Toxocara viturolum.</i>	5	15.2	15.2	36.4
<b>Agua destilada</b>	<i>Moniezia spp</i>	11	33.3	33.3	69.7
	<i>Cooperia spp</i>	6	18.2	18.2	87.9
	<i>Strongyloides spp</i>	4	12.1	12.1	100.0
	Total	33	100.0	100.0	

**Tabla 3:** Técnica coproparasitológico y cantidad de parásitos gastrointestinales.

Como se muestran los datos en la Tabla 3, sobre la identificación de parásito gastrointestinales en venados de cola blanca de cautiverio y de vida silvestre, para ello se determinó las diferentes técnicas que tuvieron mayor identificación de parásitos, donde el método de flotación por sacarosa identifico nematodos entre ellos los géneros *Strongyloides spp* (11), *Cooperia spp* (7), *Haemonchus spp* (5) y *Toxocara viturolum*(5), en el caso del método de flotación por NaCl se puede identificaron nematodos y cestodos entre ellos los géneros *Moniezia spp* (14) y *Cooperia spp* (7), donde se observa poco géneros encontrados; en el caso del método directo por tinción lugol se observaron nematodos, cestodos y protozoos entre ellos los géneros *Moniezia spp* (8), *Eimeria spp* (8), *Giardia spp* (9) y *Strongyloides spp* (4) y método directo por agua destilada se evidenciaron nematodos y cestodos géneros como *Moniezia spp* (11), *Cooperia spp* (6) y *Strongyloides spp* (4). Esto concuerda con Beltrán et al. (2003) donde indica que el método por flotación por sacarosa tiene mayor eficacia para los nematodos como son los géneros *Strongyloides spp*, *Isospora spp*, *Toxocara spp*, *Cryptosporidium spp*, entre otros; También concuerda con Portillo (2020) donde el indica que el método directo coproparasitoscopico o método directo en fresco, tiene mayor rapidez para la identificación de huevecillos de parásito gastrointestinales entre ellos tenemos protozoarios como son la *Giardia spp* y la *Eimeria*.

## **CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES**

### ***Conclusiones***

Los parásitos gastrointestinales que se identificaron en el venado de cola blanca en cautiverio y de vida silvestre fueron en su mayoría nematodos encontrando los géneros *Strongyloides spp*, *Cooperia spp*, seguidos de cestodos con *Moniezia spp* y en protozoarios las *Giardia spp* y *Eimeria spp*.

El método coproparasitario de flotación por sacarosa y el coproparasitoscópico o método directo en fresco tanto por tinción lugol y agua destinada presentaron mayor porcentaje de muestras positivas que el método de flotación por cloruro de sodio tanto de cautiverio como de vida silvestre.

### ***Recomendaciones***

Realizar investigaciones sobre el venado de cola blanca (*Odocoileus virginianus*), con el propósito de incentivar los conocimientos necesarios para aumentar el interés para su conservación y manejo.

Realizar diferentes métodos coproparasitario tanto cualitativo como cuantitativo en heces fecales frescas, para obtener un mayor resultado al momento de analizar las muestras e identificación de parásitos gastrointestinales.

## Referencias bibliográficas

Aijiang, G. (2017) *Moniezia benedeni* y *Moniezia expansa* son especies distintas de cestodos que se encuentran en genomas mitocondriales completos, *Acta Tropica*, vol 166, 2017, pp. 287 – 292.

<https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S0001706X16305769>

Ayala Limaylla, F. L. (2014) '*Prevalencia de Cryptosporidium spp. En alpacas (Vicugna pacos) machos reproductores del Centro Experimental La Raya, Cuzco*'. Tesis de grado. Facultad de Medicina Veterinaria, Universidad Nacional Mayor de San Marcos.

Baque Vera, E. E. (2015) *Plan de desarrollo económico, comuna Palmar, parroquia Colonche, provincia de Santa Elena*. Tesis de grado. Facultad de Ciencias Administrativas, Universidad Estatal Península de Santa Elena. Repositorio: <https://repositorio.upse.edu.ec/handle/46000/2617>

Barranco Vera, S. G. (2016) '*Frecuencia de parásitos gastrointestinales en heces de venado cola blanca (Odocoileus virginianus) pertenecientes a unidades de manejo para la conservación de la vida silvestre (uma) del estado de Morelos*'. Tesis de grado. Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, Universidad Autónoma del Estado de México.

Barrero Ramírez, S and Hernández Cardona, S (2015) '*Identificación de los nemátodos de mayor prevalencia en bovinos de pequeños productores del municipio de Dosquebradas*'. Tesis de grado. Facultad de Ciencias de la salud. Universidad Tecnológica de Pereira.

Bravo Coello, L. X. (2019) '*Estimación de la frecuencia de lesiones intestinales de ovinos faenados en la EMRAQ-EP, con enfoque en el parásito oesophagostomum spp. Mediante métodos anatomopatológicos y coproparasitarios*'. Tesis de grado, Facultad de Ciencias de la Salud, Universidad de las Américas.

Bowman, D.D., 2011 *Georgis. Parasitología para veterinarios*. Novena edición., Elsevier. España.

Beltrán M., Tello R, and Náquira C., 2003. *Manual de procedimientos de laboratorio para el diagnóstico de los parásitos intestinales del hombre*, Lima: Ministerio de Salud, Instituto Nacional de Salud.

Chávez Rodríguez, P. M. (2015) '*Evaluación de la relación madre-cría en la presentación de ooquistes de Cryptosporidium spp. En alpacas en el departamento de Puno*'. Tesis de grado. Facultad de Medicina Veterinaria, Universidad Nacional Mayor de San Marcos.

Chávez, D., García, R., Acosta, N., Ortíz, P and Andrade V. (2020) Identificación de parásitos gastrointestinales predominantes en bovinos de la Península de Santa Elena. *Revista Científica y Tecnológica UPSE*, 7(2) pág. 37-00. DOI: [10.26423/rctu.v7i2.524](https://doi.org/10.26423/rctu.v7i2.524)

Collantes Sandoval, P. S. (2017) *Prevalencia de Toxocariasis (Toxócaro canis) en caninos (canis familiaris) utilizando el método de flotación, en el distrito de Tarapoto*. Tesis de grado. Facultad de Ciencias Agrarias. Universidad Nacional de San Martín – Tarapoto.

Contreras Moreno, F. M. (2019) *Ecología del venado cola blanca (Odocoileus virginianus) en hábitats tropicales del sureste de México*. Tesis de grado. División Académica de Ciencias Biológicas. Universidad Juárez Autónoma de Tabasco.

De León Urizar, W. J. (2014) *Concordancia de la técnica modificada formalina detergente con la técnica de concentración con Lugol y solución salina para el diagnóstico de huevos de Moniezia expansa que parasita a ovinos en finca San Julián, Patulul, Suchitepéquez*. Tesis de grado. Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, Universidad de San Carlos de Guatemala.

Díaz, J., Chávez, A. and Casas, E. (1999) 'Comparación de dos métodos convencionales de diagnóstico de nematodos intestinales en *Canis familiaris* con el examen Post-Mortem'. *Revista de Investigaciones Veterinarias del Perú*, 10(2), pp.56-60.

Duque Arteaga, S. V. (2017) '*Plan de negocio para la creación de un zocriadero de venado de cola blanca (Odocoileus virginianus), en la parroquia Tufiño, cantón Tulcán, provincia del Carchi*'. Tesis de grado. Facultad de Ciencias Agrícolas, Universidad Central del Ecuador.

Bowman, D., 2011. *Georgis Parasitología para veterinarios* Novena edición., España: Elsevier S.A.

Farfán Gómez. W. G. (2020) *Apoyo para la validación de métodos aplicados en el diagnóstico de parásitos gastrointestinales en animales realizado en laboratorio clínico veterinario UCC Bucaramanga, mediante protocolo que garantice el cumplimiento de la norma ISO 17025/2005*. Tesis de grado, Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia. Universidad Cooperativa de Colombia.

Fernández Guzmán, R. W. (2020) "*Fármacos en el control de Fasciola hepática y resistencia antihelmíntica: situación actual y perspectivas*". Tesis de grado. Facultad de Ciencias Veterinarias y Biológicas. Universidad Científica del Sur.

Fredes Martínez, F. G. (2015) *Detección y caracterización de Cryptosporidium spp, mediante métodos tradicionales y pcr en diferentes matrices (heces y aguas)*. Doctoral, Programa de doctorado en Biociencias y Ciencias Agroalimentarias, Universidad de Córdoba.

García Pluas, R. F. (2020) '*Prevalencia de parásitos gastrointestinales en bovinos de la península de Santa Elena*'. Tesis de grado, Facultad de Ciencias Agrarias, Universidad Estatal Península de Santa Elena. Repositorio: <https://repositorio.upse.edu.ec/handle/46000/5394>.

Guano Vasco, M. A. (2016) '*Programa de manejo sostenible para el venado de cola blanca Odocoileus virginianus (Zimmermann, 1780) para la Reserva de Producción de Fauna Chimborazo*'. Tesis de grado. Facultad de Recursos Naturales, Escuela superior Politécnica de Chimborazo.

Hernández, P., Caparro, J., Velandía, M., Álvarez, W. and Pérez, A. (2012) '*Muerte celular programada en protozoarios: el caso de Giardia intestinales*', *Revista Salud Bosque*, 2(1), pp. 25–33.

Iglesias, S. and Matadamas, F. (2018) 'Inmunofluorescencia del citoesqueleto de Giardia lamblia': *Revista Experiencia en Medicina del Hospital Regional Lambayeque*, 4(1), pp. 36–37.

Kaminsky, R. (2006) *Método de concentración de heces por flotación*. Disponible en: <http://www.bvs.hn/Honduras/MetodosKaminsky/N5-SO4Zn2008.pdf>. Consultado: 05/02/2021.

Lara, N., Coronel, A., González, H., Gutiérrez A. and López, C. (2011) 'Abundancia y densidad de venado cola blanca (*Odocoileus virginianus couesi*) en Sierra de San Luis, Sonora, México', *Therya*, 2(2), pp. 125–137.

León Peraza, A. P. (2018) *Coinfección de Giardia intestinal en pacientes con criptosporidiosis mediante la amplificación del gen B-giardina*. Tesis de grado. Departamento de Ciencias Química Biológicas. Universidad de Sonora.

López, I., Artieda, J., Mera, R., Muñoz, M., Rivera, V., Cuadrado, A., Zurita, J. and Montero, M. (2017) 'Fasciola hepática: aspectos relevantes en la salud animal', *Jornal of the Selva Andina Animal Science*, 4(2), pp. 137–146.

Meré Sánchez, S. (2016) *Prevalencia de Eimeria spp. En terneros de 3 fincas ganaderas de crianza en el municipio de Coatepeque, Quetzaltenango*. Tesis de grado. Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia. Universidad de San Carlos de Guatemala.

Mukul, J., Zapata, M., Montes, R., Rodríguez, R. and Torres, J. (2014) 'Parasitosis gastrointestinal en venados cola blanca (*Odocoileus virginianus yucatanensis*) y temazate (*Mazama temama*) en condiciones de cautiverio en Yucatán, México', *Revista mexicana de ciencias pecuarias*, 7(1), pp. 5.

Nina Nina, G. (2018) *Morfometría del espermatozoide del venado cola blanca (*Odocoileus virginianus peruvianus*)*. Tesis de grado. Facultad de Ciencias Agraria, Universidad Nacional de San Antonio Abad del Cusco.

Painceira Iglesias, A. M. (2012) *Prevalencia y factores de riesgo asociados a la infección por endoparásitos en rumiantes domésticos y silvestres de la provincia de*

Lugo'. Doctoral. Facultad de Veterinaria de Lugo. Universidad de Santiago de Compostela.

Poaquiza Alava, D. C. (2017) '*Idoneidad de hábitat y efecto del cambio climático en la conservación del venado de cola blanca (Odocoileus virginianus, Zimmermann, 1780) en la costa centro - sur de Ecuador y norte de Perú*'. Tesis de grado. Facultad de Ciencias Agropecuaria, Universidad Laica Eloy Alfaro de Manabí.

Portillo, R. (2020) *Implementación de un método de flotación para detectar Eimeria spp en aves de corral*. Zamorano: Escuela Agrícola Panamericana 38 p. <http://hdl.handle.net/11036/6922>. Consultado: 02/05/2021.

Portillo, H., Elvir, F., Hernández, J., Leiva, F., Flores, M., Martínez, I. and Vega, H. (2015) '*Datos preliminares de la densidad poblacional del venado cola blanca (Odocoileus virginianus) en la zona Núcleo del Parque Nacional la Tigra, Honduras*', *MESOAMERICANA*, 19(2), pp. 23–30.

Ramírez, R. G., 2017. *Principios de nutrición de rumiantes*. Primera edición., Bloomington: Palibrio.

Ramírez, R. G., 2012. *Alimentación del venado de cola blanca: Biología y Ecología Nutricional*. Primera edición., Bloomington: Palibrio.

Rodríguez, M., 2015. *El Venado Cola Blanca* Primera edición., California: Windmills international Editions inc.

Rojas Pardo, L. N. (2010) *Evaluación del uso y calidad del hábitat en poblaciones del venado de cola blanca (Odocoileus virginianus) en la reserva natural la aurora, Municipio de Hato Corozal, Casanare*. Tesis de grado. Facultad de Ciencias, Pontificia Universidad Javeriana.

Rodríguez, R., Torres, J., Aguilar, A., Bolio, M., Ramírez, G. and Cob, L. (2010) Helminths gastrointestinales que afectan la salud de los animales. Biodiversidad y Desarrollo Humano en Yucatán. Conabio, 301 – 302.

Rosales Mendoza, M. D. (2013) *Evaluación de la técnica ácido/acetato etílico, en comparación con la técnica modificada de formalina detergente, para la detección*

*de parásitos gastrointestinales en bovinos*. Tesis de grado. Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, Universidad de San Carlos de Guatemala.

San Román, E. J & Moratorio, J. P. (2017) '*Estudio de la influencia de Moniezia expansa y nemátodos gastrointestinales en la variación de peso vivo y condición corporal de corderos (Ovis aries)*'. Tesis de grado. Facultad de Veterinaria. Universidad de la República Uruguay.

Santos Ramírez. E. (2014) *Prevalencia de Toxocara viturolum en materia fecal de Bovinos de Cieneguilla, Municipio de Cardonal en el estado de Hidalgo*. Tesis de grado. Facultad Ciencia Animal, Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro.

Trejo Huitrón, G. (2018) '*Identificación morfológica y molecular de Eimeria spp. en ovinos de la región sur-oriente del Estado de México*'. Maestría. Centro Universitario UAEM Amecameca. Universidad Autónoma del Estado de México.

Vallejo, A and Boada, C. (2018) *Odocoileus peruvianus*. Disponible en: <https://bioweb.bio/faunaweb/mammaliaweb/FichaEspecie/Odocoileus%20peruvianus>. Consultado: 05/02/2021.

## ANEXOS



**Figura 1A.** Recolección de muestras fecales en cautiverio



**Figura 2A.** Recolección de muestras fecales de venados.



**Figura 3A.** Transporte de muestras fecales a 4 °C.



**Figura 4A.** Venados de cola blanca del Zoocriadero Colonche-Upse.



**Figura 5A.** Huella de venado de vida silvestre.



**Figura 6A.** Heces fecales de vida silvestre



**Figura 7A.** Recolección de heces de vida silvestre.



**Figura 8A.** Pesaje de muestras fecales.



**Figura 9A.** Materiales de laboratorio.



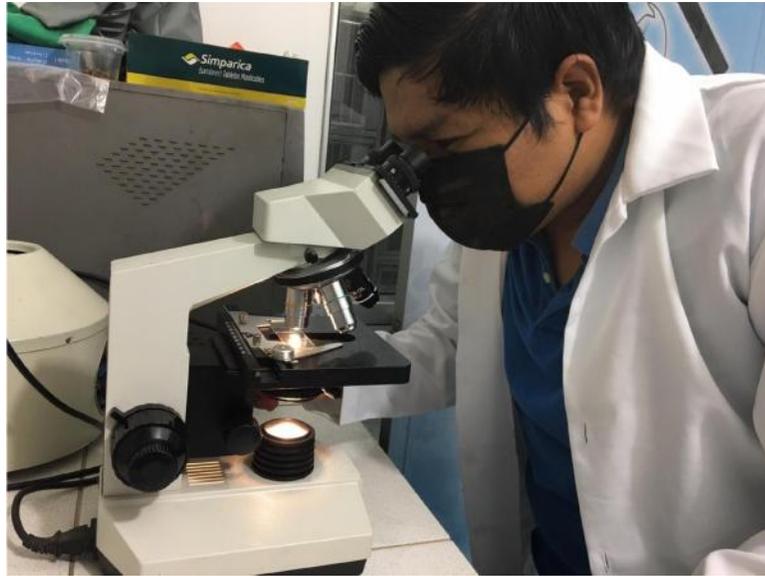
**Figura 10A.** Reactivos y equipo de laboratorio.



**Figura 11A.** Preparación de solución Sacarosa.



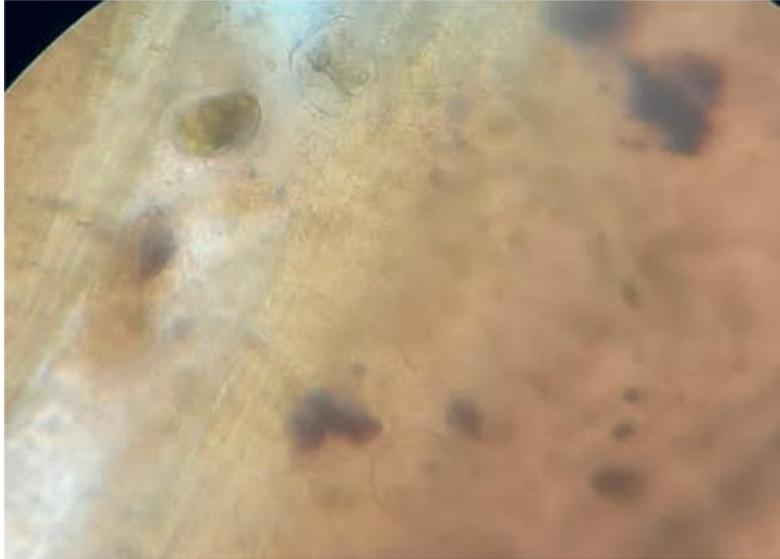
**Figura 12A.** Preparación de solución NaCl.



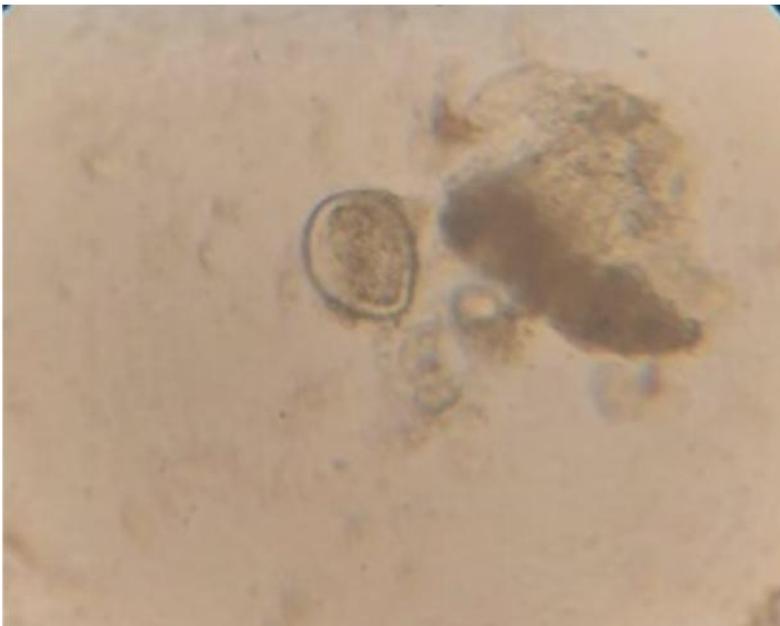
**Figura 13A.** Análisis de muestras y observación



**Figura 14A.** *Toxocara viturolum*.



**Figura 15A.** *Strongyloides spp* y *Moniezia spp*



**Figura 16A.** *Eimeria spp*



**Figura 17A.** *Haemonchus spp*



**Figura 18A.** *Ostertagia spp*

# CERTIFICADO DE ASISTENCIA

OTORGA A:

*Sr. Frank Leonel Guale Malave*

---

Por su participación en el curso de "Manejo de Venado en Cautiverio", efectuado los días 25 y 26 de noviembre del 2020, con una duración de 16 horas.

**G I F S**  
Grupo de Investigación en Fauna Silvestre  
  
MVZ. PEDRO SOTO  
Capacitador

**Figura 19A.** Certificado de manejo de venados en cautiverio.