



# UNIVERSIDAD TÉCNICA DE COTOPAXI

## DIRECCIÓN DE POSGRADO

### MAESTRÍA EN CIENCIAS VETERINARIAS

### MODALIDAD: PROYECTO DE DESARROLLO

**Título:** \_\_\_\_\_

Prevalencia de parásitos gastrointestinales en cerdos de traspatio en el Cantón  
Guaranda, Provincia Bolívar.

---

Trabajo de titulación previo a la obtención del título de Magíster en Ciencias  
Veterinarias

**Autora:**

Díaz Sánchez Katherine Sthefanny, MVZ.

**Tutor:**

Rafael Alfonso Garzón Jarrin. PhD

**LATACUNGA – ECUADOR**

**2023**

## APROBACIÓN DEL TUTOR

En mi calidad de Tutor del Trabajo de Titulación “*Prevalencia de parásitos gastrointestinales en cerdos de traspatio en el Cantón Guaranda, Provincia Bolívar*” presentado por Katherinne Sthefanny Díaz Sánchez, para optar por el título magíster en Ciencias Veterinarias.

## CERTIFICO

Que dicho trabajo de investigación ha sido revisado en todas sus partes y se considera que reúne los requisitos y méritos suficientes para ser sometido a la presentación para la valoración por parte del Tribunal de Lectores que se designe y su exposición y defensa pública.

Latacunga, junio, 30, 2023



PhD. Rafael Alfonso Garzón Jarrin  
C.I: 0501097224

## APROBACIÓN TRIBUNAL

El trabajo de Titulación: *Prevalencia de parásitos gastrointestinales en cerdos de traspatio en el Cantón Guaranda, Provincia Bolívar*, ha sido revisado, aprobado y autorizada su impresión y empastado, previo a la obtención del título de Magíster en Ciencias Veterinarias; el presente trabajo reúne los requisitos de fondo y forma para que el estudiante pueda presentarse a la exposición y defensa.

Latacunga, julio, 28, 2023



.....  
PhD. Edilberto Chacón Marcheco.

C.I: 1756985691

Presidente del tribunal



.....  
MSc. Blanca Mercedes Toro Molina

C.I: 0501720999

Lector 2



.....  
MSc. Nancy Margoth Cueva Salazar

C.I: 0501616353

Lector 3

## DEDICATORIA

A mi familia, fuente de amor, apoyo y constante inspiración. A mis padres Mercedes y Heriberto, quienes siempre han creído en mí y me han alentado a perseguir mis metas académicas. Gracias por su sacrificio, por su amor incondicional y por ser mi ejemplo a seguir. A mis hermanos Marcos y Ninoska, quienes me han brindado su apoyo incondicional y han sido mi fuente de alegría y motivación. A Washington, por su comprensión, paciencia y por estar a mi lado en cada etapa de esta travesía académica.

A mi tutor, PhD. Rafael Garzón, quien ha sido un pilar fundamental en mi formación académica. Gracias por su orientación, su dedicación y su valioso tiempo invertido en mi desarrollo como profesional. Su conocimiento y guía han sido fundamentales para el éxito de este trabajo de tesis.

Agradezco también a mis amigos y compañeros de estudio, quienes me han brindado su apoyo, colaboración y motivación durante todo este proceso. Sus palabras de aliento y su compañerismo han sido invaluable.

Katherinne Díaz Sánchez

## AGRADECIMIENTO

Agradezco de corazón a Mercedes, mi madre, por ser mi fuente de apoyo incondicional, por su amor infinito y por siempre creer en mí. Gracias por estar presente en cada paso de mi vida y por ser mi mayor inspiración.

A Heriberto, mi padre, por su guía, sabiduría y constante apoyo. Gracias por inculcarme valores, por alentarme a superarme y por ser un ejemplo de perseverancia y dedicación.

A mis queridos hermanos, Marcos y Ninoska, por ser mis cómplices, por compartir risas, alegrías y momentos inolvidables. Gracias por estar siempre dispuestos a tenderme una mano y por ser un pilar fundamental en mi vida.

También quiero expresar mi profundo agradecimiento a mi tutor, el PhD. Rafael Garzón, por su guía experta y valiosa en el desarrollo de este trabajo. Su dedicación, conocimiento y orientación fueron fundamentales para llevar a cabo esta investigación de manera exitosa.

A Washington, quien me brindó su apoyo para mi crecimiento académico y personal.

Y finalmente a la Universidad Estatal de Bolívar, a la Escuela de Medicina Veterinaria por abrirme sus puertas y permitir el desarrollo de mi investigación.

Katherinne Díaz Sánchez

## **RESPONSABILIDAD DE AUTORÍA**

Quien suscribe, declara que asume la autoría de los contenidos y los resultados obtenidos en el presente Trabajo de Titulación.

Latacunga, junio, 30, 2023



Katherinne Sthefanny Díaz Sánchez

C.I: 0202418950

## RENUNCIA DE DERECHOS

Quien suscribe, cede los derechos de autoría intelectual total y/o parcial del presente trabajo de titulación a la Universidad Técnica de Cotopaxi.

Latacunga, junio, 30, 2023



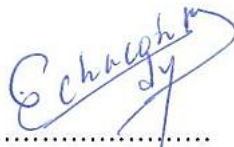
Katherinne Sthefanny Díaz Sánchez

C.I: 0202418950

## AVAL DEL PRESIDENTE

Quien suscribe, declara que el presente Trabajo de Titulación: *Prevalencia de parásitos gastrointestinales en cerdos de traspatio en el Cantón Guaranda, Provincia Bolívar* contiene las correcciones y las observaciones realizadas por los miembros del tribunal en la predefensa.

Latacunga, 07, 28, 2023



.....  
DMV. Edilberto Chacón Marcheco, PhD.

C.I: 1756985691



# UNIVERSIDAD TÉCNICA DE COTOPAXI

## DIRECCIÓN DE POSGRADO MAESTRÍA EN CIENCIAS VETERINARIAS

**Título:** Prevalencia de parásitos gastrointestinales en cerdos de traspatio en el Cantón Guaranda, Provincia Bolívar

**Autor:** Díaz Sánchez Katherine Sthefanny

**Tutor:** Rafael Alfonso Garzón Jarrin. PhD

### RESUMEN

El presente estudio se realizó en la parroquia Gabriel Ignacio de Veintimilla del Cantón Guaranda, su objetivo fue determinar la prevalencia de parásitos gastrointestinales en cerdos de traspatio. Para ello se analizaron 201 muestras fecales, mediante la técnica de flotación con solución salina y se cuantificó la cantidad de huevos por gramo de heces mediante la técnica de McMaster, para posteriormente realizar un cultivo larvario con el fin de identificar las especies parasitarias presentes en los cerdos. Los resultados revelaron la presencia de diversos parásitos, siendo los más comunes *Strongyloides spp.* (66,67%), *Trichuris spp.* (53,23%), *Ascaris suum* (53,25%), *Balantidium spp.* (38,81%), *Globocephalus spp.* (30,35%), e *Hyostrongylus spp.* (27,86%). Además, se observó que a pesar de que los productores desparasitaban a sus cerdos, se encontró una alta prevalencia de parásitos en los cerdos estudiados. Asimismo, se observó que en el 46,77% de los propietarios desconocían que antiparasitario que utilizaban, además el 31,84% de los propietarios no llevaba a cabo desparasitaciones en los cerdos. Es posible que exista resistencia a los antiparasitarios utilizados o que se requiera una estrategia de desparasitación más efectiva y personalizada, basada en el monitoreo regular y exámenes coproparasitarios para identificar los parásitos específicos presentes en cada granja. Por lo cual es necesario implementar estrategias de desparasitación más efectivas, basadas en el monitoreo regular y exámenes coproparasitarios para seleccionar el antiparasitario más adecuado y controlar de manera más eficiente la presencia de parásitos en las granjas porcinas.

**PALABRAS CLAVES:** prevalencia; coproparasitario; parásitos; cultivo; desparasitante; resistencia.

# UNIVERSIDAD TÉCNICA DE COTOPAXI

## DIRECCIÓN DE POSGRADO MAESTRÍA EN CIENCIAS VETERINARIAS

**Title:** Prevalence of gastrointestinal parasites in backyard pigs in Guaranda Canton, Bolívar Province

**Author:** Katherinne Sthefanny Díaz Sánchez

**Tutor:** Rafael Alfonso Garzón Jarrin PhD

### ABSTRACT

This study was conducted in the Gabriel Ignacio de Veintimilla parish of Guaranda canton, aiming to determine the prevalence of gastrointestinal parasites in backyard pigs. A total of 201 fecal samples were analyzed using the saline flotation technique, and the eggs per gram of feces were quantified using the McMaster technique. Larval culture was performed to identify the parasitic species present in the pigs. The results revealed the presence of various parasites, with the most common being *Strongyloides spp.* (66.67%), *Trichuris spp.* (53.23%), *Ascaris suum* (53.25%), *Balantidium spp.* (38.81%), *Globocephalus spp.* (30.35%), and *Hyostrongylus spp.* (27.86%). Interestingly, despite the owners deworming their pigs, a high prevalence of parasites was found in the studied pigs. Furthermore, it was observed that 46.77% of the pig owners were unaware of the type of antiparasitic used, and 31.84% of the owners did not carry out any deworming for their pigs. This suggests the possibility of resistance to the antiparasitics used or the need for a more effective and personalized deworming strategy based on regular monitoring and coproparasitological examinations to identify the specific parasites present on each farm. Therefore, it is necessary to implement more effective deworming strategies based on regular monitoring and coproparasitological examinations to select the most suitable antiparasitic and achieve more efficient control of parasite presence in pig farms.

**KEY WORDS:** prevalence; coproparasitic; parasites; crop; dewormer; endurance.

Damaris Jomaira Quisirumbay Vargas con cédula de identidad número: 0201536844, Licenciada en Ciencias de la Educación mención Inglés con número de registro de la SENESCYT: 1017-08-805984; **CERTIFICO** haber revisado y aprobado la traducción al idioma inglés del resumen del trabajo de investigación con el título: Prevalencia de parásitos gastrointestinales en cerdos de traspatio en el Cantón Guaranda, Provincia Bolívar de: **Katherinne Sthefanny Díaz Sánchez**, aspirante a magister en Ciencias Veterinarias.

Guaranda, junio, 30, 2023



Damaris Jomaira Quisirumbay Vargas

C.I: 0201536844

## ÍNDICE DE CONTENIDOS

DEDICATORIA .....	III
AGRADECIMIENTO .....	IV
RESPONSABILIDAD DE AUTORÍA .....	V
RESUMEN.....	VIII
ABSTRACT .....	IX
ÍNDICE DE CONTENIDOS .....	XI
ÍNDICE DE FIGURAS.....	XV
INTRODUCCIÓN .....	1
JUSTIFICACIÓN.....	2
PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA.....	3
HIPÓTESIS .....	4
OBJETIVOS DE LA INVESTIGACIÓN .....	4
Objetivo general .....	4
Objetivos específicos.....	5
CAPÍTULO I. FUNDAMENTACIÓN TEÓRICA.....	6
1.1    Parásitos en cerdos .....	6
1.2    Parásitos gastrointestinales.....	6
1.3    Nemátodos.....	6
1.3.1    Estrongiloides .....	7
1.3.1.1    Epidemiología .....	7
1.3.1.2    Patogenicidad .....	8
1.3.2    Hiostrongilosis .....	8
1.3.2.1    Epidemiología .....	8

1.3.2.2 Patología.....	9
1.3.3 Ascariosis.....	9
1.3.3.1 Epidemiología .....	10
1.3.3.2 Patogenia .....	10
1.3.4 Trichuriasis .....	11
1.3.4.1 Epidemiología .....	11
1.3.4.2 Patogenicidad.....	11
1.3.5 Globocephalus .....	12
1.3.5.1 Epidemiología .....	12
1.4 Céstodos .....	12
1.4.1 Oesophagostomum.....	12
1.4.1.1 Lesiones .....	13
1.5 Acantocéfalos .....	13
1.5.1 Macracanthorhynchus.....	13
1.5.1.1 Epidemiología .....	13
1.5.1.2 Patogenia .....	14
1.6 Protozoarios.....	14
1.6.1 Balantidium coli.....	14
1.6.1.1 Epidemiología .....	15
1.6.1.2 Patogenia .....	15
1.6.2 Coccidias.....	15
1.6.2.1 Patogenia .....	15
1.7 Métodos diagnósticos .....	16
1.7.1 Técnicas Cualitativas .....	16

1.7.1.1 Técnica de flotación .....	16
1.7.1.2 Técnica de sedimentación .....	17
1.7.1.3 Técnica de coprocultivo .....	18
1.7.1.4 Técnica de Baermann .....	19
1.7.2 Técnicas Cuantitativas .....	20
1.7.2.1 La técnica Cornell-McMaster .....	20
CAPÍTULO II. MATERIALES Y MÉTODOS.....	21
2.1 Modalidad o enfoque de la investigación .....	21
2.2 Ubicación geográfica.....	21
2.3 Materiales .....	22
2.4 Equipos .....	22
2.5 Población y muestra .....	22
2.6 Preparación de reactivos.....	23
2.8 Procesamiento de muestras .....	23
2.9 Análisis estadístico .....	25
CAPÍTULO III. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	26
3.2 Prevalencia de parásitos gastrointestinales en los cerdos de la parroquia Gabriel Ignacio de Veintimilla.....	27
3.3 Parásitos observados en los cerdos de la Parroquia Gabriel Ignacio de Veintimilla.....	29
3.4 Carga de parásitos gastrointestinales en cerdos de traspatio en la parroquia Gabriel Ignacio de Veintimilla .....	30
CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES.....	32
4.1 CONCLUSIONES.....	32
4.2 RECOMENDACIONES .....	32

REFERENCIA BIBLIOGRÁFICAS .....	34
ANEXOS .....	44

## ÍNDICE DE FIGURAS

Figure 1. Georreferencia de la parroquia .....	21
Figura 2. Raza de los cerdos que se observaron en el estudio .....	26
Figura 3: Prevalencia de parásitos.....	28
Figura 4. Prevalencia de los parásitos observados en los cerdos .....	29
Figura 5. Promedio de huevos por gramo de heces $\pm$ error estándar según el parasito observado .....	31



## **INFORMACIÓN GENERAL:**

**Título del Proyecto:** Prevalencia de parásitos gastrointestinales en cerdos de traspatio en el Cantón Guaranda, Provincia Bolívar

**Línea de investigación:** Producción y biotecnología animal

**Proyecto de investigación asociado:** Maestría en Ciencias Veterinarias, aportes a la conservación de la biodiversidad y al cumplimiento de los Objetivos de Desarrollo Sostenible y la seguridad alimentaria

## **INTRODUCCIÓN**

La producción porcina en el Cantón Guaranda, en la Parroquia Gabriel Ignacio de Veintimilla se lo realiza de forma artesanal, esta actividad representa una fuente importante de alimento y generación de ingresos en la Parroquia. Sin embargo, debido a las características de este sistema de producción los cerdos pueden presentar una mayor predisposición a la parasitosis gastrointestinal (1). Aunque la parasitosis en cerdos puede ser subclínica, se ha observado que los parásitos pueden afectar la conversión alimenticia, el crecimiento y disminuir la masa muscular, lo que impacta negativamente en la cantidad y calidad de carne disponible para comercializar. Además, los órganos de los cerdos también pueden ser afectados por las lesiones causadas por los parásitos, lo que ocasiona que estos no sean aptos para su comercialización lo cual afecta negativamente a los ingresos económicos de los productores (2-3).

Además de las pérdidas económicas que ocasiona la parasitosis gastrointestinal de los cerdos, se debe tomar en cuenta el potencial zoonótico de estos parásitos. Los estudios han demostrado que existe una asociación entre la presencia de helmintos en cerdos y la parasitosis en humanos, y se ha sugerido que esta asociación puede ocurrir cuando ambas especies comparte las rutas de transmisión de los parásitos (4). Existen varias especies de parásitos con potencial zoonótico (5), y además se han reportado casos en los cuales existió la transmisión zoonótica de *Ascaris suum* (6–8).

Si bien en la actualidad se puede diagnosticar la parasitosis mediante métodos inmunológicos y moleculares (9–11), las técnicas coprológicas mediante observación microscópica continúan siendo las más utilizadas (12–16). Esto debido a que las diferentes formas parasitarias en las muestras fecales pueden ser identificadas y cuantificadas rápidamente.

Para controlar la parasitosis gastrointestinal se han utilizado diferentes antiparasitarios, los cuales han demostrado ser altamente efectivos en los cerdos (17,18). Sin embargo en los últimos años se ha observado resistencia a los antiparasitarios en otras especies animales (19). Esto pone en manifiesto que la resistencia a los antiparasitarios en los cerdos es un potencial problema que se debe evitar. Para ello la realización de estudios de prevalencia de parásitos gastrointestinales en cerdos constituye un pilar importante para evitar esta resistencia. Ya que el identificar a los parásitos presentes en los cerdos permite aplicar un tratamiento personalizado con lo cual, a más de tratar de forma efectiva, se evita el uso indiscriminado de antiparasitarios.

## **JUSTIFICACIÓN**

En el Ecuador, la producción artesanal de cerdos, comúnmente conocida como "de traspatio", representa un componente significativo en la industria porcina (20,21). Un claro ejemplo de esto es la Parroquia Gabriel Ignacio de Veintimilla, en el Cantón Guaranda, donde la porcicultura se ha convertido en un pilar económico para muchos productores locales que se dedican a este sistema de producción.

Sin embargo, estos sistemas de producción enfrentan retos constantes, uno de los más importantes es la prevalencia de parásitos gastrointestinales (1,22). Esta situación no sólo amenaza la economía local, sino que también presenta un riesgo para la salud pública debido al potencial zoonótico de estos parásitos (5).

La identificación precisa de las diversas especies de parásitos presentes en los cerdos de esta región es fundamental para establecer programas de prevención y control efectivos. Estos programas pueden incluir aspectos tales como el manejo ambiental, la elección de antiparasitarios y la frecuencia de aplicación, todo dependiendo de las especies de parásitos involucradas (23).

Al identificar a las especies de parásitos e implementar las respectivas medidas de prevención y control no solo se mejoraría la economía de los productores locales, minimizando las pérdidas de producción debido a parásitos, sino que también prevendría la contaminación ambiental y limitaría el potencial de zoonosis. Además, la identificación precisa de los parásitos y la implementación de programas de control apropiados podrían reducir la posibilidad de desarrollo de resistencia a los antiparasitarios a largo plazo (24).

## **PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA**

La cría de cerdos de traspatio en la Parroquia Gabriel Ignacio de Veintimilla, de la Provincia Bolívar, es un factor importante en la economía local y el sustento de muchas familias ya que se ha observado que en Ecuador el 96% de la producción porcina es de tipo familiar (25). No obstante, estos sistemas de producción están continuamente amenazados por problemas sanitarios, siendo la parasitosis gastrointestinal un problema de importancia considerable (26).

Los parásitos gastrointestinales pueden afectar negativamente a la salud de los cerdos, reduciendo su crecimiento, pérdida de peso, provocando enfermedades e incluso la muerte en casos graves (27). Adicionalmente, estos parásitos tienen un impacto económico negativo, ya que disminuyen la productividad y el valor comercial de los

animales (28,29), e incluso tienen potencial zoonótico (4,8). A su vez, los parásitos gastrointestinales se pueden transmitir a otros animales de la misma comunidad (30), lo cual podría tener un impacto negativo en la salud animal en general.

Uno de los desafíos más grandes que enfrentan los productores de traspatio es la falta de asistencia técnica (31) que permita identificar las especies de parásitos que están en los cerdos criados en sistemas de traspatio. Esta carencia de información dificulta la elección y la aplicación de medidas de control y prevención apropiadas. Además, la carga parasitaria de los cerdos en la región y el tipo de producción no se han estudiado en profundidad, lo que dificulta la evaluación del impacto real de la parasitosis en estos sistemas de producción.

## **HIPÓTESIS**

Hipótesis nula (H0): Los cerdos de traspatio de la Parroquia Gabriel Ignacio de Veintimilla en el Cantón Guaranda no presentan parásitos gastrointestinales.

Hipótesis alternativa (H1): Los cerdos de traspatio de la Parroquia Gabriel Ignacio de Veintimilla en el Cantón Guaranda si presentan parásitos gastrointestinales.

## **OBJETIVOS DE LA INVESTIGACIÓN**

### **Objetivo general**

Determinar la prevalencia de parásitos gastrointestinales en cerdos de traspatio en la Parroquia Gabriel Ignacio de Veintimilla perteneciente al Cantón Guaranda, Provincia Bolívar.

### **Objetivos específicos**

Identificar a los parásitos gastrointestinales presentes en cerdos de traspatio en la Parroquia Gabriel Ignacio de Veintimilla del Cantón Guaranda.

Determinar la especie parasitaria de mayor prevalencia en cerdos de traspatio en la Parroquia Gabriel Ignacio de Veintimilla del Cantón Guaranda.

Cuantificar la carga de parásitos gastrointestinales en cerdos de traspatio en la Parroquia Gabriel Ignacio de Veintimilla del Cantón Guaranda.

## **CAPÍTULO I. FUNDAMENTACIÓN TEÓRICA**

### **1.1 Parásitos en cerdos**

El cerdo ha sido históricamente susceptible al parasitismo, lo cual se debe en parte a las prácticas de manejo que se les aplican. En la actualidad, muchas familias rurales se dedican a la crianza de cerdos; sin embargo, debido a la falta de conocimiento y capacitación adecuada, se enfrentan a graves problemas sanitarios (32). Se ha observado que existe una gran prevalencia de parásitos gastrointestinales en cerdos por lo cual es necesario implementar medidas de control que ayuden a controlar este problema en las explotaciones porcinas (33–36).

### **1.2 Parásitos gastrointestinales**

El parasitismo gastrointestinal es una gran preocupación ya que afecta el desempeño animal y generalmente es causado por helmintos como: nemátodos, céstodos y protozoos (37).

### **1.3 Nemátodos**

Los nemátodos gastrointestinales son considerados los parásitos más relevantes en los cerdos (40). Estos nemátodos adultos se establecen en el tracto intestinal, donde se alimentan del revestimiento del intestino y consumen partículas y líquidos predigeridos. Esta actividad parasitaria limita la capacidad de absorción de nutrientes por parte de los cerdos, lo que puede ocasionar graves consecuencias como gastroenteritis hemorrágica y anemia (41).

### **1.3.1 Estrongiloides**

Estos parásitos de este género son capaces de infectar tanto a animales domésticos como a animales silvestres (42), es un grupo de nemátodos que presenta un ciclo de vida complejo, que involucra etapas de vida libre en el medio ambiente y el parasitismo intestinal en una amplia gama de vertebrados, donde las hembras adultas se establecen (43).

#### **1.3.1.1 Epidemiología**

Los cerdos y jabalíes de todas las especies son susceptibles a la infección, aunque los jóvenes son más probables. Se ha observado que estos parásitos pueden causar infecciones limitadas en humanos, perros, gatos y conejos a lo largo de unas pocas generaciones (43–47). Luego de 24 horas tras la infección se pueden encontrar larvas en todo el cuerpo (48). Las hembras de estos parásitos depositan huevos de los cuales emergen larvas que desarrollan una vida parasitaria. La vía de invasión más relevante es la piel, especialmente en áreas como el abdomen, las mamas y los espacios interdigitales, facilitada por la tendencia de los cerdos a descansar en el suelo de forma constante. También es posible que la infección ocurra por vía oral, a través de alimentos contaminados, y por la ingesta de calostro. Desde el tejido subcutáneo o la submucosa, las larvas migran a través del sistema hemolinfático hacia el corazón y los pulmones, donde se encuentran en los alvéolos 24 horas después de la infección. Posteriormente, por las vías respiratorias, aumentan de manera pasiva hacia la faringe y son tragadas, llegando al intestino delgado alrededor de 3 a 4 días después de la infección. Allí, invaden el epitelio de las vellosidades intestinales y, ocasionalmente, las glándulas, pasando por dos etapas de muda para alcanzar el estadio adulto (49). Durante su recorrido, algunas larvas pueden aparecer en la leche de las cerdas, siendo esta la principal vía de contagio para los cerditos recién nacidos. También pueden atravesar la placenta e infestar a los fetos (50).

### **1.3.1.2 Patogenicidad**

La condición para la infección está sujeta a una serie de factores, entre los cuales se incluye la edad, siendo las infecciones más leves en lechones y cerdos jóvenes, mientras que los hospedadores adultos suelen ser prácticamente resistentes. Además, la susceptibilidad también puede depender del tipo de nutrición y la dosis de infección. Estos parásitos atraviesan dos períodos sucesivos de evolución, correspondientes a las etapas del ciclo de vida: el primero es parenteral y el segundo es enteral. En el primer período, existen dos fases o etapas: la fase de invasión cutánea y la segunda fase de invasión con implicaciones broncopulmonares (51).

### **1.3.2 Hiostrongilosis**

Es conocido comúnmente como el "gusano rojo del estómago". Es un parásito que presenta una morfología muy similar a la de los tricostrongílidos. Los machos de esta especie tienen una longitud de 4 a 7 mm y un ancho de 0,86 a 1 mm. Por otro lado, las hembras miden entre 5 y 11 mm de largo, con un ancho de 1 mm. Los huevos, por su parte, tienen dimensiones de 60 a 82  $\mu\text{m}$  de largo y 31 a 38  $\mu\text{m}$  de ancho. Tienen forma elipsoide u oval, con una membrana delgada, son transparentes y presentan una superficie lisa. Uno de los extremos del huevo es más delgado que el otro. En las heces, se pueden observar de 16 a 32 blastómeros en el interior de los huevos, los cuales irán evolucionando posteriormente (52).

#### **1.3.2.1 Epidemiología**

La temperatura óptima para el desarrollo de este parásito se encuentra en el rango de 15 a 25 °C, y los huevos eclosionan aproximadamente en 40 horas. La larva recién eclosionada, conocida como L1, tiene la capacidad de transformarse en larva L3 en tan solo 7 días. Estas larvas infectantes son ingeridas por los cerdos y, al llegar al estómago, pierden su envoltura y penetran en las glándulas fúndicas a través de los conductos excretores. En este lugar, experimentan una nueva muda y se convierten en larvas L4 en un período de 4 a 5 días después de la infección. En menos de dos semanas, ocurre



otra muda y se transforman en larvas L5 o fase juvenil, las cuales regresan al lumen gástrico. En pocas horas, estas larvas se aparean y comienzan a poner huevos. Este proceso tiene lugar entre la segunda y tercera semana después de la infección, lo que resulta en un período prepatente de 18 a 21 días. Condiciones ambientales adversas e infecciones intensas y prolongadas pueden favorecer la persistencia de las larvas en el organismo, extendiéndose por varios meses (52).

### **1.3.2.2 Patología**

Este parásito manifiesta su presencia una vez que ha ingresado a las glándulas gástricas, lo que resulta en su dilatación y en un aumento en la producción de moco, al mismo tiempo que se reduce la secreción de jugo gástrico. Durante la fase isótropa, se produce la destrucción de las células secretoras del revestimiento gástrico, lo cual desencadena una reacción inflamatoria y una infección que se caracteriza por un enrojecimiento e inflamación de la mucosa gástrica. Posteriormente, se forman nódulos en la parte umbilical, los cuales se rompen permitiendo que las larvas pasen al lumen gástrico. Esto conlleva un aumento en el pH del estómago y la pérdida de proteínas plasmáticas hacia el intestino. Los parásitos adultos provocan una gastritis crónica, manifestada en forma de úlceras planas cubiertas de moco. En casos de infección aguda, pueden producirse perforaciones acompañadas de hemorragias y peritonitis, lo que puede resultar en la muerte del animal (53).

### **1.3.3 Ascariosis**

Es un nemátodo redondo que parasita el intestino de los cerdos, especialmente afectando a los lechones. Se encuentra ampliamente distribuido a nivel mundial y es el nemátodo más común en los cerdos. Se caracteriza por ser de gran tamaño y tener un color amarillo o rojo pálido. Es considerado el parásito más común y de mayor impacto económico, con una alta prevalencia en las poblaciones porcinas (54). En lechones ocasiona una disminución en crecimiento producto de una disminución en el consumo de nutrientes y su utilización (55).

### **1.3.3.1 Epidemiología**

La ascariosis en cerdos sigue un ciclo evolutivo directo, donde las hembras depositan huevos no desarrollados en el intestino delgado. Estos huevos son excretados a través de las heces y se dispersan en el medio ambiente. Una sola hembra puede poner alrededor de 200,000 huevos diariamente. Los huevos en el suelo se vuelven infectantes después de aproximadamente 3 a 5 semanas, siempre y cuando las condiciones ambientales sean favorables. Una vez que los huevos se desarrollan y contienen larvas móviles en su interior, requieren de un período adicional de maduración fisiológica para convertirse en larvas infectantes (56).

Los huevos de los parásitos son altamente resistentes y pueden sobrevivir en temperaturas bajas. Asimismo, son resistentes a varios desinfectantes de uso rutinario en las explotaciones porcinas (57). Los suelos ricos en materia orgánica proporcionan un entorno propicio para la supervivencia de los huevos. Cuando el hospedador ingiere los huevos, las larvas eclosionan en el intestino y atraviesan la pared intestinal para iniciar su migración. Aunque el mecanismo de migración no se comprende completamente, la mayoría de las larvas viajan al hígado a través del sistema circulatorio portal, causando daño y hemorragias. Luego, a través de la circulación sanguínea, las larvas llegan a los pulmones, atraviesan los alvéolos y son deglutidas en la faringe, finalmente alcanzando el intestino entre 14 y 21 días después de la infestación. La muda a la quinta etapa, o adulto joven, ocurre entre los días 21 y 29 (56). La madurez completa se alcanza aproximadamente después de 50-55 días, momento en el cual los huevos comienzan a aparecer en las heces, alrededor de los 60-62 días después de la infestación (58).

### **1.3.3.2 Patogenia**

Los cerdos recién nacidos altamente infestados pueden mostrar síntomas de neumonía, como la presencia de exudados y expectoraciones pulmonares. En casos menos graves, los animales pueden experimentar tos y un crecimiento más lento. Las infestaciones recurrentes, acompañadas de hemorragia pulmonar, edema y enfisema, pueden causar

un síndrome similar al asma conocido como "fuelle". Los retrasos en el crecimiento de los lechones resultan en pérdidas económicas significativas (59). A pesar de que las infestaciones son subclínicas, en los cerdos se puede observar una disminución en sus parámetros productivos (60).

### **1.3.4 Trichuriasis**

La enfermedad causada por el género *Trichuris* es común en áreas tropicales o subtropicales con climas cálidos y húmedos. Afecta a la mayoría de los mamíferos, excepto a los equinos. Los huevos de *Trichuris* tienen una forma de limón y un color pardo anaranjado. Tienen una cáscara resistente y dos tapones polares hialinos que les confieren una morfología distintiva. Al ser expulsados por las hembras, los huevos no están embrionados y tienen un tamaño de 50-61 micrómetros de longitud y 21-35 micrómetros de ancho. Los machos y las hembras de *T. suis* tienen un tamaño similar, generalmente oscilando entre 3 y 5 cm, aunque las hembras suelen ser ligeramente más grandes (61). Su ciclo de vida es directo, para ello los cerdos deben consumir los huevos embrionados, para luego ser adheridos al intestino delgado, para posteriormente liberar las larvas al intestino grueso donde iniciaran su desarrollo (62).

#### **1.3.4.1 Epidemiología**

Tiene un ciclo de vida directo, siendo poco común su aparición. Los huevos de este parásito no liberan larvas de forma independiente, sino que deben ser ingeridos directamente por los cerdos desde el suelo. Los adultos de esta especie residen en el ciego de los cerdos y las hembras ponen una cantidad limitada de huevos. En condiciones favorables, el desarrollo de la larva dentro de los huevos puede tomar entre 18 y 21 días. Es importante destacar que los huevos de este parásito presentan una resistencia significativa debido a sus cubiertas gruesas (44).

#### **1.3.4.2 Patogenicidad**

Estos parásitos se nutren de sangre, lo que provoca inflamación y hemorragias en la mucosa, generando la formación de úlceras en la zona afectada. Asimismo, se produce

una pérdida de líquido plasmático que se dirige hacia el intestino, ocasionando una disminución de los niveles de albúmina en la sangre, lo que se conoce como hipoalbuminemia (63).

### **1.3.5 Globocephalus**

Los nemátodos del género *Globocephalus*, producen infecciones parasitarias ampliamente distribuidas en cerdos domésticos y salvajes (62). La globocefalosis es producida por dos especies de nemátodos entre los que se encuentran los *G. Longemucronatus* y *G. Urosubulatus*, siendo este último de mayor importancia veterinaria, ya que, produce anemia, hipoproteinemia y pérdida de peso de cerdos, especialmente de lechones (65).

#### **1.3.5.1 Epidemiología**

En el entorno externo, las larvas de primer estadio (L-I) son liberadas y, a través de dos mudas, llegan al estadio infectante de tercer estadio (L-III). La invasión ocurre mediante la penetración a través de la piel o las membranas mucosas, seguida de una migración a través del sistema circulatorio hacia los pulmones y finalmente regresando al tracto digestivo a través de la tráquea, la faringe, el esófago, entre otros, hasta establecerse en el intestino delgado anterior. El período de prepatencia de la enfermedad es de aproximadamente 26-36 días. Estas larvas se alimentan de sangre, lo que provoca enteritis hemorrágica, anemia, trastornos digestivos, diarrea y pérdida de peso (54).

## **1.4 Céstodos**

### **1.4.1 Oesophagostomum**

Esta enfermedad afecta a cerdos en las etapas de recría, engorde y reproducción, y se caracteriza por la aparición de nódulos en el ciego y una parte del colon. El parásito adulto se encuentra en el intestino grueso, mientras que las larvas generan una respuesta en las paredes intestinales, formando nódulos durante su desarrollo. Desde el punto de

vista clínico, esta enfermedad se manifiesta con síntomas como diarrea, problemas de digestión y falta de desarrollo (50). Se ha observado que sus huevos y larvas no son tan resistentes en comparación con otros parásitos, ya que se ha observado que sus huevos y larvas pueden ser destruidos mediante el proceso de ensilaje y de esta forma evitar la contaminación con estas formas parasitarias (66).

#### **1.4.1.1 Lesiones**

Los cerdos afectados muestran una inflamación pronunciada en las mucosas, y en casos de reinfección, se desarrolla un edema mesocólico que provoca un engrosamiento de la pared intestinal y hemorragias. Esta alteración se debe a una respuesta hiperérgica, donde el animal retiene larvas en la mucosa, lo que resulta en la formación de nódulos prominentes de tamaño variable, que pueden oscilar entre 1 y 20 mm aproximadamente (63).

### **1.5 Acantocéfalos**

#### **1.5.1 Macracanthorhynchus**

La enfermedad es causada por un parásito llamado *Macracanthorhynchus hirudinaceus*, comúnmente conocido como "gusano de cabeza espinosa". Esta enfermedad provoca un síndrome de enteritis con deficiencia en la absorción de nutrientes. El parásito se localiza en el intestino delgado de cerdos y jabalíes (52).

##### **1.5.1.1 Epidemiología**

El ciclo de vida de *Macracanthorhynchus* es indirecto y comienza con la hembra depositando huevos en el intestino delgado del hospedador. Cada hembra puede poner hasta 80,000 huevos altamente resistentes, que pueden sobrevivir durante varios años en el medio ambiente. La dispersión de los huevos en el medio puede ocurrir a través de diferentes animales coprófagos, que los transportan temporalmente en sus intestinos, o a través de otros hospedadores de transporte (51). Los hospedadores intermediarios son larvas de varios escarabajos coprófagos terrestres de los géneros *Melolontha*,

*Cetonia* o *Amphimallus*, y escarabajos acuáticos como *Tropisternus spp.* Después de 2.5 a 5 meses, dependiendo de las condiciones ambientales, las larvas alcanzan la fase infectiva y pueden mantenerse vivas y viables durante hasta dos años. La infección ocurre cuando los cerdos desentierran y consumen las larvas o adultos de los escarabajos que portan los acantelas, especialmente cerca de las viviendas rurales. El período de prepatencia, que es el tiempo desde la infección hasta que los parásitos alcanzan la edad adulta y comienzan a producir huevos, es de 2 a 3 meses. Los adultos tienen una vida prolongada y pueden permanecer en el cuerpo del animal durante más de 10 meses. Debido a este ciclo de vida prolongado, la enfermedad se observa principalmente en cerdos de 1 a 2 años de edad, especialmente durante los meses de noviembre a marzo (52).

#### **1.5.1.2 Patogenia**

Este parásito causa la formación de úlceras en la mucosa intestinal, lo cual puede agravarse debido a los constantes movimientos y cambios de ubicación del gusano. En casos extremos, estas úlceras pueden ocasionar perforaciones en el intestino. Además, el parásito puede obstruir la luz intestinal cuando la carga parasitaria es alta o debido a su gran tamaño (52).

### **1.6 Protozoarios**

#### **1.6.1 *Balantidium coli***

*B. coli* es un microorganismo presente de forma habitual en la flora intestinal del cerdo y la rata. Se trata de una célula unicelular que puede alcanzar una longitud de hasta 150 mm. Normalmente, no representa un peligro para los cerdos, pero en los seres humanos puede causar úlceras en el intestino grueso (67). Este parásito puede afectar a los cerdos durante sus diferentes etapas de desarrollo y durante la lactancia y gestación (66). Su distribución es mundial, si bien su hospedador es el cerdo, este parásito puede constituir un problema de salud pública debido a su capacidad zoonótica (69,70). En el hombre este parásito infesta el intestino grueso y puede llegar a invadir el hígado y los

pulmones (69). Incluso se ha reportada un caso de peritonitis grave en un hombre tras la infección con *Balatidium coli* (72).

#### **1.6.1.1 Epidemiología**

Esta especie tiene una distribución global, siendo común en zonas tropicales y áreas poco urbanizadas, los cerdos pueden estar infectados sin mostrar síntomas, pero juegan un papel crucial como reservorio de esta enfermedad. Por lo tanto, las personas que tienen un contacto laboral con cerdos son especialmente susceptibles a contraerla (73).

#### **1.6.1.2 Patogenia**

Este parásito es considerado un invasor secundario que aprovecha la presencia de factores debilitantes del sistema inmunológico y contaminantes para actuar. Estos factores incluyen el estrés, una alimentación deficiente y la presencia de otros parásitos que abren la puerta de entrada en la mucosa. Una vez que los quistes son ingeridos, el parásito es liberado en el intestino y comienza a multiplicarse, avanzando hacia la válvula fleo-cecal. En ausencia de estos factores debilitantes, el parásito puede vivir como comensal, con una densidad de población baja. Sin embargo, en casos favorables, penetra profundamente en los conductos glandulares, destruye el revestimiento epitelial y causa enteritis (49).

### **1.6.2 Coccidias**

El término "coccidiosis" se refiere a la infección causada por diversos protozoos parásitos intracelulares obligatorios pertenecientes a los géneros *Eimeria* y *Cystoisospora*. Entre estas especies, *Cystoisospora suis* se considera la más relevante en términos de impacto sanitario y económico en lechones (74).

#### **1.6.2.1 Patogenia**

Los síntomas clínicos de la infección incluyen diarrea, deshidratación y pérdida de peso. La morbilidad, es decir, la proporción de animales afectados suele ser alta, mientras que la mortalidad es baja o moderada. La sensibilidad a la infección disminuye

rápidamente a medida que los animales crecen. Aunque una carga de 400.000 ooquistes de *C. suis* podría ser letal para lechones recién nacidos, generalmente se observa una diarrea moderada y de corta duración, y la infección se retrasa hasta que los lechones alcanzan las 2 semanas de edad. El período de prepatencia, es decir, el tiempo transcurrido desde la infección hasta la aparición de los primeros signos clínicos, es de aproximadamente 5 días, y los ooquistes se eliminan durante un período de 1 a 3 semanas. Los cerdos que sobreviven a la infección por *Cystoisospora suis* desarrollan una inmunidad duradera frente a futuras reinfecciones con estas especies (67). Otras coccidias que se observan en cerdos son *Isospora suis* y *Eimeria spp* (75).

## **1.7 Métodos diagnósticos**

Para el diagnóstico de parásitos gastrointestinales se pueden realizar técnicas directas y de concentración. Existen dos métodos de concentración ampliamente utilizados: la flotación y la sedimentación (76,77). Estos métodos permiten concentrar los parásitos presentes en una muestra para facilitar su detección y análisis. Además, existen diversas técnicas tanto cualitativas como cuantitativas que se utilizan para el diagnóstico y la identificación precisa de los parásitos observados. En cerdos el diagnóstico de parásitos gastrointestinales se realiza por técnicas de flotación (78).

### **1.7.1 Técnicas Cualitativas**

#### **1.7.1.1 Técnica de flotación**

En resumen, esta técnica se utiliza ampliamente debido a su capacidad para visualizar la mayoría de los huevos y larvas de nemátodos, ooquistes de coccidias y algunos nemátodos pulmonares, (79), esta técnica se basa en la utilización de soluciones con densidades superiores a la del agua (entre 1.200 y 1.300), permitiendo que las estructuras parasitarias se mantengan flotando (80).

Protocolo:

- Preparar una mezcla homogénea utilizando entre 1 y 2 gramos de materia fecal y 10 ml de agua destilada.



- Pasar la mezcla a través de una gasa colocada en un embudo y recolectar la suspensión en un tubo.
- Centrifugar el tubo a 1500 - 2000 r.p.m. durante un minuto.
- Descartar el líquido sobrenadante y volver a mezclar el sedimento con agua.
- Centrifugar nuevamente y desechar el líquido sobrenadante (continuar centrifugando con agua hasta que el líquido sobrenadante esté claro).
- Añadir al sedimento de 2 a 3 ml de una solución de sulfato de zinc y mezclar bien mediante agitación manual. Agregar más solución de sulfato de zinc hasta que el nivel esté 0.5 a 1 cm por debajo del borde del tubo.
- Centrifugar a 1500 - 2000 r.p.m. durante 1 minuto.
- Utilizando un asa flameada, recoger una muestra de la película superficial que se encuentra en el menisco del tubo, realizar este procedimiento de 2 a 3 veces y depositarla en un portaobjetos.
- Observar la muestra bajo un microscopio compuesto utilizando objetivos de 10x y 40x.
- Si se sospecha de la presencia de amibas o Giardia, agregar 2 gotas de lugol para teñir los parásitos.

### **1.7.1.2 Técnica de sedimentación**

La técnica de sedimentación se emplea principalmente para el análisis de huevos o quistes que tienen una densidad demasiado alta para flotar en soluciones de flotación, o que se deforman fácilmente con estas soluciones. Se utiliza especialmente para huevos de nemátodos y platelmintos, ya que a menudo hay una gran cantidad de material fecal en el que los huevos se encuentran escondidos, lo que dificulta el proceso de identificación. Debido a esta dificultad, este método no se utiliza de manera rutinaria, sino que se reserva para casos en los que se sospecha una infección por trematodos (81).

Protocolo:

- Se disuelven entre 8 y 10 gramos de heces en 100 ml de agua. Mediante el uso de un tamiz, se filtra el exceso de materia fecal, y la solución líquida resultante se coloca en un tubo de ensayo. A continuación, el tubo de ensayo se coloca en una centrifugadora y se centrifuga a 1500 revoluciones por minuto durante 5 minutos.
- Después de este tiempo, se elimina el agua sobrante y se deja el sedimento en el tubo. Se agrega agua hasta llenar aproximadamente la mitad del tubo y se vuelve a centrifugar. Una vez más, se descarta el líquido sobrenadante y se transfiere el sedimento a un portaobjetos. Se añaden 1 o 2 gotas de lugol al sedimento, se mezcla y se cubre con un cubreobjetos.
- Finalmente, se observa el portaobjetos bajo el microscopio utilizando el objetivo de 10x para realizar la evaluación y análisis de la muestra (51).

### **1.7.1.3 Técnica de coprocultivo**

Este método se basa en mantener las heces en condiciones adecuadas de humedad, temperatura y oxigenación. El objetivo es permitir que los elementos parasitarios evolucionen y alcancen estadios en los que su identificación sea más fácil y precisa. En esencia, se busca simular las condiciones del entorno natural en el que estos parásitos se desarrollan (79).

Protocolo:

- En la muestra de heces, es necesario agregar agua templada para proporcionar la humedad adecuada.
- Posteriormente, se coloca en una estufa a una temperatura de 20 a 25°C durante 7 a 10 días para permitir la embriogénesis. Si no se dispone de una estufa, el proceso de embriogénesis aún ocurrirá, pero su duración dependerá de la temperatura ambiente: a temperaturas más altas, tomará menos tiempo, mientras que, a temperaturas más bajas, será necesario un período más prolongado.

- Es fundamental controlar diariamente la humedad y ventilar el coprocultivo durante unos minutos.
- Una vez transcurrido el tiempo de incubación, las heces se colocan en el aparato de Baermann para aislar las larvas y proceder a su posterior identificación.

#### **1.7.1.4 Técnica de Baermann**

Este método se basa en el comportamiento de las larvas de nemátodos, que se atraen hacia el agua y se concentran por sedimentación. Se aplica para capturar larvas de primer estadio de nemátodos broncopulmonares, larvas de tercer estadio de nemátodos gastrointestinales y nemátodos del suelo no patógenos. Es fundamental extraer las muestras fecales directamente del recto para evitar la presencia de nemátodos de vida libre en los resultados del análisis (82-41).

Protocolo:

- Se debe pesar de 5-10 g de heces y se preparan fragmentos cuadrados de gasa en donde se colocará las heces, para posterior a esto doblar las esquinas y formar un saco.
- Los paquetes deben ser colocados en el aparato de Baerman.
- Luego se cubre la muestra con agua temperada a 37°C y se deja 24h, se debe verificar que las heces queden cubiertas en su totalidad.
- Se debe drenar el líquido que se encuentra en la parte inferior del embudo hacia el tubo de ensayo.
- Los tubos se centrifugan a 1500-2000 rpm durante 5 minutos y las larvas quedan en el fondo del tubo.
- Luego se elimina el sobrenadante con ayuda de una pipeta Pasteur para no remover el fondo del tubo, dejando únicamente 1 ml.
- Finalmente, con la ayuda de una pipeta Pasteur se toma una pequeña porción de líquido colocando en un portaobjetos y observar en el microscopio con el aumento de 10 X.

## **1.7.2 Técnicas Cuantitativas**

### **1.7.2.1 La técnica Cornell-McMaster**

Esta técnica se usa para el recuento de huevos de los parásitos, los huevos flotan en este medio y se acumulan en la parte inferior de la cubierta de la cámara. De igual forma es una técnica que permite cuantificar la carga de protozoarios en muestras fecales (83). De esta manera, todos los huevos presentes en una muestra de 0,02 gramos se encuentran juntos en el mismo plano focal de un campo de visión (67). Debido a que existen diversas técnicas (84–88) y factores que pueden afectar el resultado de esta técnica, es recomendable estandarizar el proceso con el fin de lograr resultados homogéneos y reproducibles (89).

Protocolo:

- Se debe pesar 10 gramos de heces y colócalos en un vaso de plástico, luego, agregar 150 ml de agua; si se tiene menos de 10 gramos de heces, reduce la cantidad de agua para mantener la proporción de 1:15.2. Asegúrate de mezclar bien el agua y las heces.
- Después, pasar la mezcla a través de un colador o de dos capas de gasa para eliminar los residuos más grandes que podrían interferir en el examen microscópico.
- Colocar 0,3 ml de una solución saturada de sacarosa en cada mitad de la cámara de recuento.
- Retirar la suspensión de heces y extrae dos alícuotas de 0,3 ml cada una. Añadir una alícuota a cada mezcla de solución de sacarosa en la cámara de recuento.
- Remover de manera exhaustiva cada alícuota de la mezcla de sacarosa con las heces utilizando una aguja de disección y deja reposar la preparación durante 15 minutos aproximadamente.
- Finalmente observar con el objetivo de bajo aumento del microscopio y se cuenta todos los huevos presentes en cada mezcla (67).

## **CAPÍTULO II. MATERIALES Y MÉTODOS**

### **2.1 Modalidad o enfoque de la investigación**

El presente estudio se llevó a cabo empleando un enfoque observacional y transversal. Mediante este método, se identificaron los distintos tipos de parásitos presentes en la zona de estudio y se procedió a cuantificar la carga parasitaria en los cerdos que participaron en la investigación. El propósito consistió en determinar la prevalencia de parásitos gastrointestinales en la zona de estudio.

### **2.2 Ubicación geográfica**

El trabajo de investigación se llevó a cabo en las granjas porcinas de traspatio de la Parroquia Gabriel Ignacio de Veintimilla, perteneciente al Cantón Guaranda en la Provincia Bolívar. El Cantón Guaranda abarca una superficie de 189,2 km<sup>2</sup>, además se encuentra ubicado a una altitud de 2668 metros sobre el nivel del mar y posee una temperatura promedio de 13,5 °C (90).



**Figure 1** Georreferencia de la parroquia

**Fuente:** Gobierno Autónomo Descentralizado del Cantón Guaranda (88)

### **2.3 Materiales**

- Cerdos
- Materia fecal
- Overol y botas
- Guantes y mascarillas
- Bolsas de plástico
- Recipientes contenedores de muestra
- Termo de refrigeración y geles refrigerantes
- Porta y cubre objetos
- Mortero
- Coladores
- Gradillas y tubos de ensayo
- Vasos de precipitación
- Pipetas
- Cámara de McMaster
- Hojas de registros
- Esféros y rotuladores

### **2.4 Equipos**

- Balanza analítica
- Centrifuga
- Aparato de Baerman
- Estufa
- Microscopio

### **2.5 Población y muestra**

Una vez localizadas las producciones porcinas de traspatio, se procedió a recopilar los datos informativos de cada explotación. Posteriormente, se seleccionaron al azar los cerdos que participarían en el estudio. A continuación, se realizó un examen físico

general y exhaustivo a cada cerdo, asignándoles un código de identificación único para su seguimiento. Luego del examen físico y la identificación se procedió a recolectar aproximadamente 40 gramos de material fecal de cada animal. Estas muestras fueron obtenidas directamente del recto de los cerdos utilizando guantes y posteriormente las muestras fueron colocadas en bolsas plásticas. Cada muestra fue debidamente rotulada y almacenada en refrigeración a una temperatura de 4°C, para garantizar su preservación. Finalmente, las muestras fueron procesadas y analizadas en un lapso no mayor a 12 horas a partir de su recolección.

## **2.6 Preparación de reactivos**

- **Solución salina saturada**

La solución salina saturada utilizada en este estudio se preparó mediante la combinación de 400 gramos de cloruro de sodio (NaCl) con 1000 ml de agua corriente. Una vez que se adicionó el cloruro de sodio al agua, se procedió a homogeneizar la mezcla cuidadosamente para asegurar la disolución completa del cloruro de sodio en el agua (91).

- **Solución saturada de sacarosa**

Para obtener la solución saturada de sacarosa, se mezclaron 454 gramos de sacarosa con 355 ml de agua. La sacarosa fue cuidadosamente disuelta en agua tibia hasta lograr la saturación (91,92).

## **2.8 Procesamiento de muestras**

- **Examen coproparasitario e identificación parasitaria**

Para la identificación de las formas parasitarias en las muestras fecales se utilizó la técnica de flotación con solución salina saturada. Para ello, se tomaron 10 gramos de material fecal de cada muestra y se homogeneizaron con 20 ml de agua. La mezcla resultante se filtró mediante el uso de un colador.

Posteriormente, la muestra filtrada se colocó en un tubo de 15 ml y se sometió a una centrifugación a 1500 rpm durante 3 minutos. Una vez finalizada la centrifugación, se eliminó el líquido sobrenadante utilizando una pipeta Pasteur. Luego, se agregó

solución salina saturada al tubo hasta que se formó un menisco convexo en el borde. A continuación, se colocó una lámina cubreobjetos sobre el tubo y se permitió que reposara durante 10 minutos. Transcurrido este tiempo, se retiró el cubreobjetos y se colocó en un portaobjetos para su posterior evaluación. Para la observación e identificación de las formas parasitarias se utilizó un microscopio de luz con aumentos de 10 y 40 (91).

La identificación de las formas parasitarias se realizó mediante una minuciosa evaluación morfológica de los huevos observados en el microscopio utilizando claves descritas para los parásitos presentes en cerdos (92-93).

- **Técnica de McMaster**

La cuantificación de formas parasitarias se llevó a cabo utilizando la técnica de McMaster. Para ello se tomaron 10 gramos de material fecal y se homogenizaron con 150 ml de agua. Posteriormente, la mezcla se filtró utilizando un colador para obtener una muestra más pura y uniforme. A continuación, se colocaron 0,3 ml de solución saturada de sacarosa en cada cámara de recuento de la cámara de McMaster. Seguidamente, se homogeneizó la dilución del material fecal y se tomaron dos alícuotas de 0,3 ml, las cuales se colocaron en cada cámara de recuento.

Para asegurar una distribución uniforme de los huevos presentes, se procedió a homogenizar el contenido de la cámara de recuento con una aguja, y luego se dejó la muestra en reposo durante 15 minutos. Pasado el tiempo de reposo, se procedió a identificar y contar el número de huevos observados en ambas cámaras de recuento. Finalmente para calcular la cantidad de huevos por gramo de heces, se multiplicó el total de huevos contados por un factor de 50 (91). La identificación de las formas parasitarias se realizó mediante la evaluación morfológica de los huevos observados en el microscopio utilizando claves descritas para los parásitos presentes en cerdos (92-93).

- **Cultivo de larvas e identificación**

Para el cultivo larvario, se tomaron 10 gramos de materia fecal, la cual fue depositada en frascos de vidrio con tapa de gasa. Estos frascos se ubicaron dentro de una estufa



donde se mantuvieron a una temperatura de 26°C y una humedad del 70%. El cultivo de heces se mantuvo en la estufa durante un período de 7 días (96). Posteriormente cada 24 horas las muestras fueron homogeneizadas, aireadas y se agregó agua en el caso de que las muestras se hayan deshidratado (97).

Luego de transcurrido el periodo de incubación las larvas fueron extraídas mediante la técnica de Baermann (98). Para ello las muestras se colocaron en un embudo al que se le añadió un tubo de látex en su cuello, bloqueando el extremo posterior con pinzas. Luego, se pesaron nuevamente 10 gramos de heces, los cuales se dispusieron sobre una doble capa de gasa que se sujetó con una banda de metal y una banda de hule, asegurando que la bolsa quedara suspendida dentro del embudo.

Una vez posicionada la bolsa con el material fecal en el embudo, se procedió a llenarlo con agua a una temperatura de 37°C, asegurándose de que el material fecal quedara completamente sumergido. Tras 24 horas, se retiró la pinza del tubo de látex para drenar el líquido hacia un tubo de ensayo, llenando aproximadamente 1/4 del tubo.

Posteriormente, se sometió el tubo de ensayo a una centrifugación a una velocidad de 1500 revoluciones por minuto durante 3 minutos. Una vez concluida la centrifugación, se extrajo el sobrenadante del tubo con la ayuda de una pipeta Pasteur y se transfirieron 3 gotas del sedimento resultante a un portaobjetos para proceder a examinar la muestra utilizando un aumento de 10X (97).

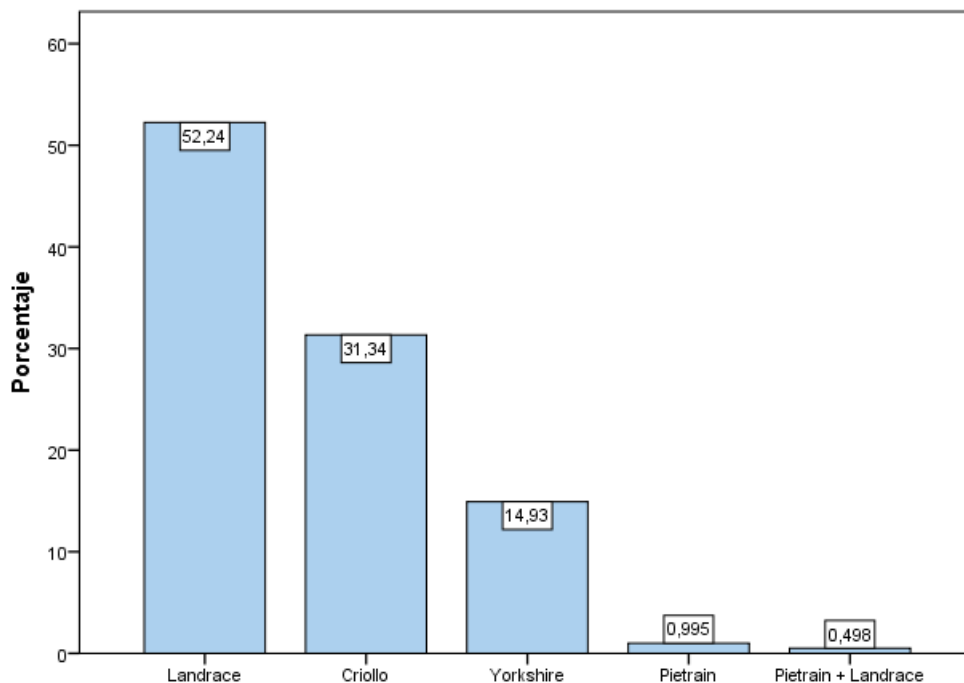
## **2.9 Análisis estadístico**

Los datos recolectados en el estudio fueron transcritos en una hoja de cálculo de Excel para su posterior análisis utilizando el software estadístico IBM SPSS Statistics 20. Para describir los resultados obtenidos, se aplicó estadística descriptiva, con el objetivo de determinar la prevalencia de la parasitosis y la carga parasitaria en los cerdos. Los resultados se presentan mediante medias, frecuencias y porcentajes.

## CAPÍTULO III. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

### 3.1 Raza de cerdos en el estudio

En el presente estudio se utilizó una muestra de 201 cerdos provenientes de granjas de traspatio de la Parroquia Gabriel Ignacio de Veintimilla del Cantón Guaranda. Del total de cerdos estudiados la raza que se observó con mayor frecuencia fue la Landrace con el 52,2% (n= 105/201), seguido de las razas; criolla (31.3%; n=63/201), Yorkshire (14.9%; n=30/201), Pietrain (0,99%, n=2/1) y Pietrain + Landrace (0,49%; n= 1/201).



**Figura 2** Raza de los cerdos que se observaron en el estudio

En un estudio realizado en el Cantón Saraguro, Provincia de Loja, se observó que en las producciones porcinas el 59,9% de los cerdos que se presentan en las explotaciones porcinas corresponden a cerdos de la raza criolla y el 40,1% de los cerdos corresponden a la raza mestiza (98). Esto difiere a lo observado en nuestro estudio en donde observamos un menor porcentaje de cerdos criollos y mestizos. La gran proporción de cerdos de raza Landrace que observamos en nuestro estudio posiblemente se debe a que los productores de zona prefieren comprar lechones de esta raza debido a su alta ganancia de peso y su mayor rentabilidad.

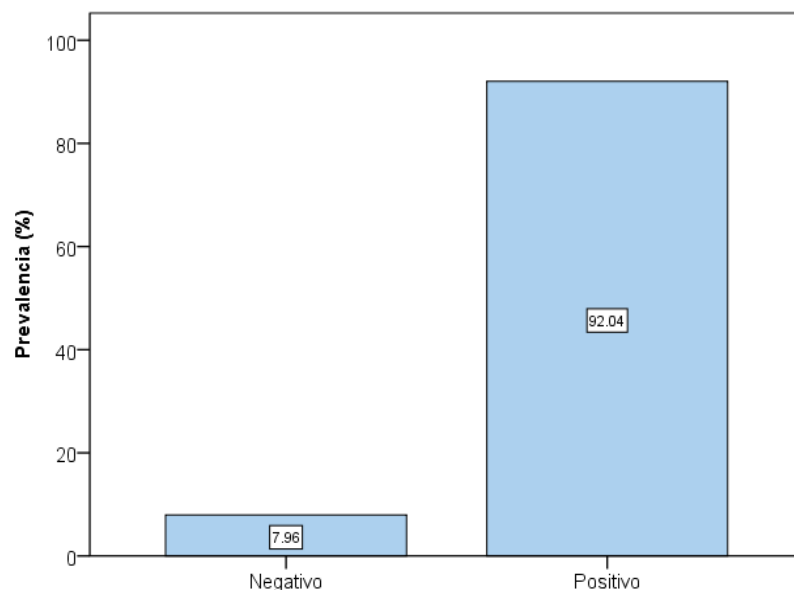
En cuanto a la edad de los cerdos, observamos que en la Parroquia Gabriel Ignacio de Veintimilla el mayor porcentaje de cerdos observados corresponde aquellos menores de un año (83,1%; n=167/201) y en menor proporción se encuentran los cerdos entre 1 a 5 años (16,9%; n=34/201). La mayor proporción de cerdos jóvenes que observamos en nuestro estudio puede deberse a que los cerdos son utilizados para la cría y su posterior venta. Por lo cual una vez que alcanzan o superan el año de edad los cerdos son comercializados.

En relación con el sexo de los cerdos en nuestro estudio observamos que las cerdas corresponden al 52.7 % (n=106/201) de la población en cambio los cerdos corresponden al 47.3% (n=95/201).

### **3.2 Prevalencia de parásitos gastrointestinales en los cerdos de la Parroquia Gabriel Ignacio de Veintimilla**

En los cerdos de la Parroquia Gabriel Ignacio de Veintimilla observamos una prevalencia de parásitos gastrointestinal del 92,04% (n=185/201). Esto evidencia un grave problema en los sistemas de producción de traspatio de la zona. Lo cual puede ocasionar un grave problema para la salud pública y además de afectar negativamente la economía de los productores.

Misma que se puede apreciar en la presente figura:



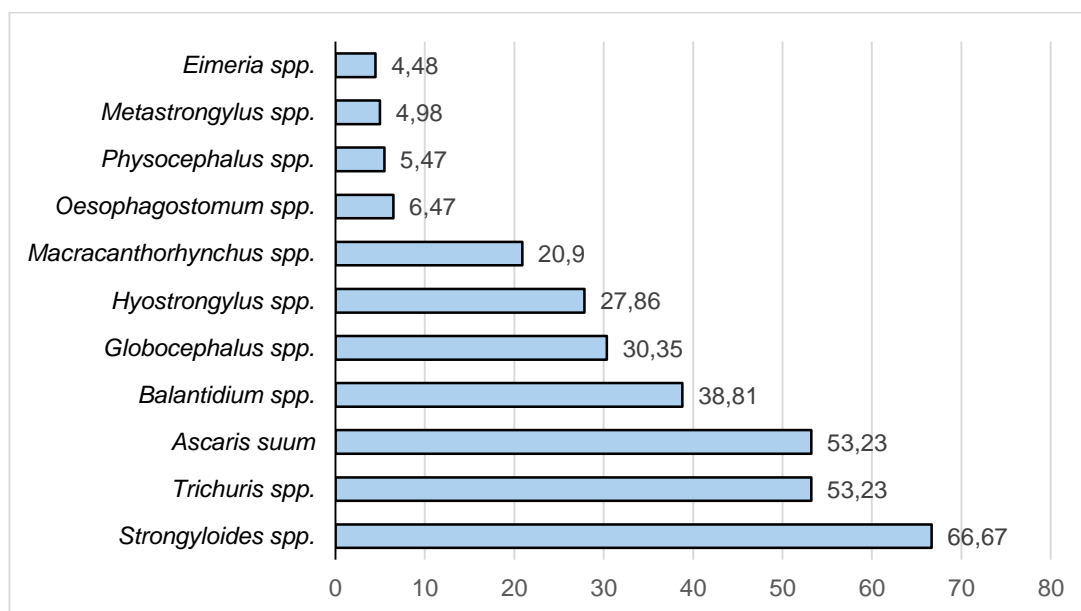
**Figura 3** Prevalencia de parásitos

Se ha observado que en granjas poco organizadas y en las cuales los cerdos tienen acceso a fuentes de agua no controladas (arroyos y drenajes) existe un mayor riesgo de parasitosis gastrointestinal (99). Esto podría explicar la alta prevalencia de parásitos que observamos en nuestro estudio, ya que en los sistemas de traspatio los cerdos no se encuentran en un ambiente controlado y muchas veces no están confinados por lo cual pueden tener acceso a entornos contaminados.

En una investigación realizada en el Cantón Quilanga, perteneciente a la Provincia de Loja, se observó una prevalencia de parásitos gastrointestinales del 78,2% (100). Estos resultados son similares a los de nuestro estudio en donde se observó una alta prevalencia de parásitos gastrointestinales. La alta prevalencia que se observa en los cerdos puede deberse a varios factores como; contaminación ambiental, desparasitaciones esporádicas, utilización de antiparasitarios sin la identificación previa de la especie parasita involucrada y resistencia a los antiparasitarios utilizados.

### 3.3 Parásitos observados en los cerdos de la Parroquia Gabriel Ignacio de Veintimilla

Durante el estudio, se observó que en los cerdos de la Parroquia Gabriel Ignacio de Veintimilla existen 11 especies de parásitos gastrointestinales (Figura 3). De estos, aquellos que se encuentran con mayor prevalencia son; *Strongyloides spp.* (66.67%; n=134/201), *Trichuris spp.*, (n= 107; n=107/201) y *Áscaris suum* (53.23%; n= 107/201). Estos resultados evidencian la presencia de diversos parásitos gastrointestinales en la población de cerdos estudiada.



**Figura 4** Prevalencia de los parásitos observados en los cerdos

En cerdos se ha observado que, en las producciones de pequeña escala, las producciones artesanales y en aquellas en las cuales existe poco control sanitario existe mayor riesgo de parasitosis por *Strongyloides spp.* Sin embargo al parecer la alta prevalencia que se observa en lechones es más probable que se deba a la transmisión vertical de este parásito (103). Esto puede explicar la alta prevalencia observada en nuestro estudio, ya que la mayor parte de los cerdos estudiados son lechones, y es en

esta etapa donde se encuentra mayormente las formas adultas del parásito que tiene la capacidad de reproducirse.

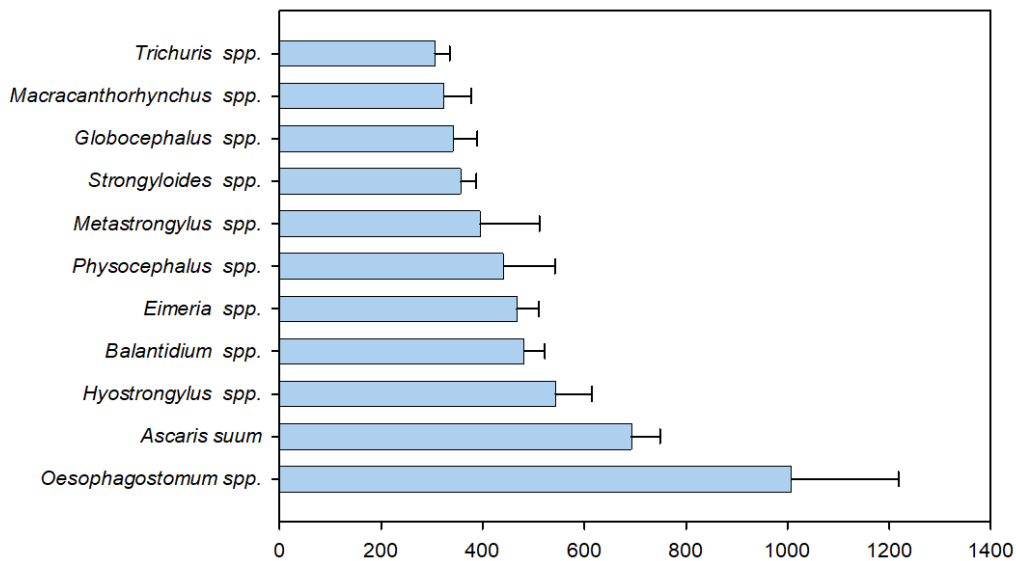
Si bien aún no se conoce por completo los bases que predisponen a la parasitosis por *Ascaris suum*, se ha observado que factores ambientales y las características individuales de los cerdos juegan un papel importante en esta parasitosis (104). Por lo tanto, la alta prevalencia de estos parásitos puede explicarse debido a las características del sistema de producción de traspatio, el cual expone a los cerdos a diversos entornos, y a la vía de transmisión fecal-oral de este parásito.

Además, es posible que los cerdos de nuestro estudio tengan una mayor predisposición a este tipo de parasitosis.

En un estudio realizado en la Provincia de Loja se evidenció que el género con mayor prevalencia es *Eimeria* (62.8%), seguido de *Strongyloides* (42.3%) y finalmente *Ascaris* con el 40.4% (103). En cambio en otro estudio realizado en Salcedo, se observó que la prevalencia de *Hyostromylus* fue del 28%, seguido por *Ascaris suum* (21%), *Globocephalus spp* (9%), *Macracanthorhynchus* (3%) y por último *Trichuris suis* con un 2% (56). Las diferencias en las prevalencias observadas entre estos estudios y el nuestro, podría deberse a los diferentes entornos ambientales, sistemas de producción y a las características individuales de los cerdos de cada zona.

### **3.4 Carga de parásitos gastrointestinales en cerdos de traspatio en la Parroquia Gabriel Ignacio de Veintimilla**

Al analizar la carga de parásitos gastrointestinales por gramo de heces (Figura 4) observamos que la mayor carga parasitaria es ocasionada por *Oesophagostomum spp.*, con un promedio de  $1007,69 \pm 210,98$  huevos por gramo de heces, seguido de *Ascaris suum* con una media de  $692,52 \pm 56,43$  huevos por gramo de heces. En nuestro estudio la mayor parte de parásitos tuvieron un grado de infestación moderado, en cambio solamente tres especies parasitarias tuvieron un grado de infestación alto según la clasificación de Pillacela (98).



**Figura 5** Promedio de huevos por gramo de heces  $\pm$  error estándar según el parásito observado

Se ha observado que en las granjas en las cuales los cerdos tiene acceso al exterior los lechones que adquieren el parásito presentan una mayor carga parasitaria a medida que pasa el tiempo (106). Además debido a que larvas infectivas de *Oesophagostomum spp.*, pueden sobrevivir hasta 1 año en el pasto (107), es de esperar que en los sistemas de producción de traspatio de Parroquia Gabriel Ignacio de Veintimilla exista una alta prevalencia de este parásito, ya que los cerdos de estas explotaciones muchas veces se producen al pastoreo.

A pesar de que los cerdos de nuestro estudio presentan una alta carga parasitaria de *Oesophagostomum spp.*, durante el examen físico no se observaron signos clínicos. Esto puede deberse a que se ha observado que en cerdos a pesar de existir altas cargas parasitarias (3000-14000 HPG) no se observaron signos clínicos evidentes.

## **CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES**

### **4.1 CONCLUSIONES**

Los resultados obtenidos en nuestro estudio revelan una prevalencia del 92,04% de infestación por parásitos gastrointestinales en la parroquia Gabriel Ignacio de Veintimilla del cantón Guaranda.

Los parásitos observados en las granjas de traspatio de la Parroquia Gabriel Ignacio de Veintimilla son; *Oesophagostomum spp.*, *Ascaris suum*, *Hyostrogylus spp.*, *Balantidium spp.*, *Eimeria spp.*, *Physocephalus spp.*, *Metastrongylus spp.*, *Strongyloides spp.*, *Globocephalus spp.* y *Trichuris spp.*

En los cerdos estudiados, el parásito con mayor prevalencia observada es *Strongyloides spp.*, seguido por *Trichuris spp.*, y *Ascaris suum*.

La carga de parásitos gastrointestinales en la Parroquia Gabriel Ignacio de Veintimilla es predominantemente moderada, con una menor proporción de casos de alta carga parasitaria. Entre los parásitos observados, se destaca la mayor carga parasitaria ocasionada por *Oesophagostomum spp.*, seguido de *Ascaris suum*.

### **4.2 RECOMENDACIONES**

Es fundamental implementar un programa regular de desparasitación en las explotaciones porcinas mediante un monitoreo periódico de las especies parasitarias involucradas y su carga parasitaria para evaluar la efectividad de las medidas de control implementadas. Esto permitirá ajustar los protocolos de desparasitación y tomar acciones correctivas cuando sea necesario.

Es importante capacitar a los productores sobre la importancia de la desparasitación y el manejo adecuado de los cerdos. Esto incluye la correcta administración de los antiparasitarios, la higiene en las instalaciones y el manejo adecuado de los excrementos para prevenir la reinfestación.



Se recomienda fomentar la adopción de buenas prácticas de manejo sanitario, como la limpieza regular de las instalaciones, el control de roedores y la separación adecuada de cerdos por grupos de edad. Estas medidas ayudarán a reducir la propagación de parásitos y mejorar la salud general de los animales.

Es importante fomentar la colaboración entre productores, veterinarios y autoridades sanitarias para establecer programas de control de parásitos efectivos y monitorear la situación epidemiológica en la región. Esto contribuirá a reducir la carga parasitaria en la población porcina y mejorar la productividad del sector.

Es fundamental llevar a cabo estudios de resistencia frente a los antiparasitarios empleados en las granjas de traspatio de la Parroquia Gabriel Ignacio de Veintimilla en la ciudad de Guaranda. Estos estudios permitirán determinar la sensibilidad de los parásitos a los distintos antiparasitarios utilizados, con el objetivo de evitar el desarrollo de resistencia antiparasitaria.

## REFERENCIA BIBLIOGRÁFICAS

1. Thamsborg SM, Roepstorff A, Larsen M. Integrated and biological control of parasites in organic and conventional production systems. *Vet Parasitol.* 1 de agosto de 1999;84(3):169-86.
2. Roepstorff A, Mejer H, Nejsun P, Thamsborg SM. Helminth parasites in pigs: New challenges in pig production and current research highlights. *Vet Parasitol.* 4 de agosto de 2011;180(1):72-81.
3. Thamsborg SM, Nejsun P, Mejer H. Chapter 14 - Impact of *Ascaris suum* in Livestock. En: Holland C, editor. *Ascaris: The Neglected Parasite.* Amsterdam: Elsevier; 2013. p. 363-81.
4. Kajero OT, Janoušková E, Bakare EA, Belizario V, Divina B, Alonte AJ, et al. Co-infection of intestinal helminths in humans and animals in the Philippines. *Trans R Soc Trop Med Hyg.* 5 de agosto de 2022;116(8):727-35.
5. Soleymani-Mohammadi S, Petri WA. Zoonotic implications of the swine-transmitted protozoal infections. *Vet Parasitol.* septiembre de 2006;140(3-4):189-203.
6. Kinjo T, Toma H, Fujita J. Ascariasis Resulting from Swine-to-Human Transmission in Okinawa, Japan. *Am J Trop Med Hyg.* 15 de junio de 2022;106(6):1583-4.
7. Avery RH, Wall LA, Verhoeve VI, Gipson KS, Malone JB. Molecular Confirmation of *Ascaris suum*: Further Investigation into the Zoonotic Origin of Infection in an 8-Year-Old Boy with Loeffler Syndrome. *Vector Borne Zoonotic Dis Larchmt N.* noviembre de 2018;18(11):638-40.
8. Romano G, Pepe P, Cavallero S, Cociancic P, Di Libero L, Grande G, et al. Ascariasis in a 75-year-old man with small bowel volvulus: a case report. *BMC Infect Dis.* 9 de octubre de 2021;21(1):1045.
9. Joachim A, Winkler C, Ruczizka U, Ladinig A, Koch M, Tichy A, et al. Comparison of different detection methods for *Ascaris suum* infection on Austrian swine farms. *Porc Health Manag.* diciembre de 2021;7(1):1-8.
10. Pinilla JC, Pinilla AI, Florez AA. Comparison between five coprological methods for the diagnosis of *Balantidium coli* cysts in fecal samples from pigs. *Vet World.* 12 de abril de 2021;14(4):873-7.

11. Snowden KF. Immunodiagnostic and Molecular Diagnostic Tests in Veterinary Parasitology. En: Veterinary clinical parasitology. Ninth edition. Chichester: Wiley Blackwell; 2021. p. 239-46.
12. Pettersson E, Sjölund M, Dórea FC, Lind EO, Grandi G, Jacobson M, et al. Gastrointestinal parasites in Swedish pigs: Prevalence and associated risk factors for infection in herds where animal welfare standards are improved. *Vet Parasitol.* julio de 2021;295:109459.
13. Oba P, Wieland B, Mwiine FN, Erume J, Dione MM. Co-infections of respiratory pathogens and gastrointestinal parasites in smallholder pig production systems in Uganda. *Parasitol Res.* 1 de abril de 2023;122(4):953-62.
14. Kompi P, Molapo S, Mokupo M. The prevalence and determinants of gastrointestinal parasites of pigs in Roma, Lesotho. *Multidiscip Sci J.* 7 de marzo de 2023;5(2):2023012-2023012.
15. Lee S, Alkathiri B, Kwak D, Lee SM, Lee WK, Byun JW, et al. Distribution of Gastrointestinal Parasitic Infection in Domestic Pigs in the Republic of Korea: Nationwide Survey from 2020-2021. *Korean J Parasitol.* 30 de junio de 2022;60(3):207-11.
16. Băieș MH, Boros Z, Gherman CM, Spînu M, Mathe A, Pataky S, et al. Prevalence of Swine Gastrointestinal Parasites in Two Free-Range Farms from Nord-West Region of Romania. *Pathogens.* septiembre de 2022;11(9):954.
17. Mendonça RP de, Carneiro DO, Baccin EM, Piráquine MR, Zoca SM, Rossa LAF, et al. Anthelmintic efficacy of oxibendazole against gastrointestinal nematodes in swine. *Rev Bras Parasitol Veterinária.* 23 de febrero de 2022;31:e018321.
18. Idika IK, Nwauzoije HC, Uju CN, Ugwuoke C, Ezeokonkwo RC. Efficacy of ivermectin against gastrointestinal nematodes of pig in Nsukka area of Enugu State, Nigeria. *Vet Parasitol Reg Stud Rep.* 1 de diciembre de 2017;10:39-42.
19. Hennessey M, Whatford L, Payne-Gifford S, Johnson KF, Van Winden S, Barling D, et al. Antimicrobial & antiparasitic use and resistance in British sheep and cattle: a systematic review. *Prev Vet Med.* 1 de diciembre de 2020;185:105174.
20. Cayambe-Padilla MA, Viamonte-Garcés MI, Orlando-Caicedo W, Cayambe-Padilla MA, Viamonte-Garcés MI, Orlando-Caicedo W. Sistemas de manejo de la producción porcina. Caso: Cantón Carlos Julio Arosemena Tola, Ecuador. *Rev Arbitr Interdiscip Koinonía.* diciembre de 2022;7(14):4-20.
21. Moreta Cevallos VC. Caracterización del sistema de tenencia y perfil hematológico y bioquímico del cerdo criollo ecuatoriano en la provincia de Cotopaxi [Tesis de grado]. [Latacunga - Ecuador]: Universidad Técnica de Cotopaxi; 2019.

22. Lindgren K, Gunnarsson S, Höglund J, Lindahl C, Roepstorff A. Nematode parasite eggs in pasture soils and pigs on organic farms in Sweden. *Org Agric*. 1 de septiembre de 2020;10(3):289-300.
23. Myers GH. Strategies to Control Internal Parasites in Cattle and Swine. *J Anim Sci*. 1 de junio de 1988;66(6):1555-64.
24. Nari A, Hansen JH, Eddi C. Control de la resistencia a los antiparasitarios a la luz de los conocimientos actuales. En Uruguay; 2000. p. 301-19.
25. Asociación de porcicultores del Ecuador. Importancia economica de la porcicultura [Internet]. Ecuador; [citado 23 de julio de 2023]. Disponible en: [https://aspe.org.ec/wp-content/uploads/2022/09/DATOS\\_PORCICULTURA.pdf](https://aspe.org.ec/wp-content/uploads/2022/09/DATOS_PORCICULTURA.pdf)
26. Kijlstra A, Eijck IAJM. Animal health in organic livestock production systems: a review. *NJAS - Wagening J Life Sci*. 1 de enero de 2006;54(1):77-94.
27. Kipper M, Andretta I, Monteiro SG, Lovatto PA, Lehnen CR. Meta-analysis of the effects of endoparasites on pig performance. *Vet Parasitol*. 27 de septiembre de 2011;181(2):316-20.
28. Knecht D, Jankowska A, Zaleśny G. The impact of gastrointestinal parasites infection on slaughter efficiency in pigs. *Vet Parasitol*. 23 de marzo de 2012;184(2):291-7.
29. Ózsvári L. Production impact of parasitisms and coccidiosis in swine. *J Dairy Vet Anim Res*. 25 de septiembre de 2018;7:217-22.
30. Roepstorff A, Murrell KD. Transmission dynamics of helminth parasites of pigs on continuous pasture: *Ascaris suum* and *Trichuris suis*. *Int J Parasitol*. 1 de mayo de 1997;27(5):563-72.
31. Muñoz Guaico VA. Caracterización de parásitos gastrointestinales en cerdos de traspatio y su correspondiente prevención y control en el cantón de Latacunga [Tesis de grado]. [Latacunga - Ecuador]: Universidad Técnica de Cotopaxi;
32. Montesdeoca Guzmán LA. Análisis de los sistemas de producción porcina tradicionales en las zonas rurales de la parroquia Colonche del cantón Santa Elena, Ecuador [Internet]. [Quevedo - Los Ríos]: Universidad Técnica Estatal de Quevedo; 2017. Disponible en: <https://repositorio.uteq.edu.ec/server/api/core/bitstreams/c60dbfea-5c74-42bd-8565-5103550be2b9/content>
33. Symeonidou I, Tassis P, Gelasakis AI, Tzika ED, Papadopoulos E. Prevalence and Risk Factors of Intestinal Parasite Infections in Greek Swine Farrow-To-Finish Farms. *Pathogens*. julio de 2020;9(7):556.

34. Karaye GP, Dogo AG, Iliyasu D, Madu HK. Prevalence of Swine Gastrointestinal Parasites in Four Selected Local Government Areas of Nasarawa State, Nigeria. 2016 [citado 2 de julio de 2023]; Disponible en: <http://irepos.unijos.edu.ng/jspui/handle/123456789/1776>
35. Barbosa AS, Bastos OMP, Dib LV, Siqueira MP de, Cardozo ML, Ferreira LC, et al. Gastrointestinal parasites of swine raised in different management systems in the State of Rio de Janeiro, Brazil. *Pesqui Veterinária Bras.* diciembre de 2015;35:941-6.
36. Mendoza-Gómez MF, Pulido-Villamarín A, Barbosa-Buitrago A, Aranda-Silva M. Presence of gastrointestinal parasites in swine and human of four swine production farms in Cundinamarca- Colombia. *Rev MVZ Córdoba.* diciembre de 2015;20:5014-27.
37. Yosleidis VP, Guerra Llorens Yanaisay. Comportamiento de los parásitos gastrointestinales del cerdo por sector y por categoría. septiembre de 2006; Disponible en: <https://www.redalyc.org/pdf/636/63612675020.pdf>
38. Stewart TB, Hale OM. Losses to Internal Parasites in Swine Production. *J Anim Sci.* 1988;66(6):1548.
39. Pillacela SichiQui RN. Prevalencia de parásitos gastrointestinales en cerdos en el cantón Saraguro de la provincia de Loja, Ecuador. [Internet]. [Loja]: Universidad Técnica Particular de Loja; 2018. Disponible en: <https://dspace.utpl.edu.ec/bitstream/20.500.11962/23382/1/Pillacela%20SichiQui%20Rocio%20Narcisa.pdf>
40. Alcaide Alonso M, David RE, Francisco Javier SA. Nematodosis estrogiloidosis. En: Pérez Martín JE, Frontera Carrión EM, editores. *Patología parasitaria porcina en imágenes* [Internet]. Zaragoza: Servet editorial - Grupo Asís Biomedica S.L.; 2009 [citado 8 de abril de 2022]. p. 101-7. Disponible en: <https://elibro.net/ereader/elibrodemo/59385>
41. Wulcan JM, Dennis MM, Ketzis JK, Bevelock TJ, Verocai GG. *Strongyloides* spp. in cats: a review of the literature and the first report of zoonotic *Strongyloides stercoralis* in colonic epithelial nodular hyperplasia in cats. *Parasit Vectors.* diciembre de 2019;12(1):349.
42. Frontera Carrión EM, Pérez Martín JE, Alcaide Alonso M. *Patología parasitaria porcina en imágenes* [Internet]. Zaragoza: Servet editorial - Grupo Asís Biomedica S.L.; 2009. Disponible en: <https://elibro.net/ereader/elibrodemo/59385>
43. Jaleta TG, Zhou S, Bemm FM, Schär F, Khieu V, Muth S, et al. Different but overlapping populations of *Strongyloides stercoralis* in dogs and humans—Dogs

- as a possible source for zoonotic strongyloidiasis. Fuehrer HP, editor. PLoS Negl Trop Dis. 9 de agosto de 2017;11(8):e0005752.
44. Eslahi AV, Hashemipour S, Olfatifar M, Houshmand E, Hajjalilo E, Mahmoudi R, et al. Global prevalence and epidemiology of *Strongyloides stercoralis* in dogs: a systematic review and meta-analysis. *Parasit Vectors*. diciembre de 2022;15(1):21.
  45. Nwaorgu OC, Connan RM. The importance of arrested larvae in the maintenance of patent infections of *strongyloides papillosus* in rabbits and sheep. *Vet Parasitol*. diciembre de 1980;7(4):339-46.
  46. Stone WM, Simpson CF. Larval distribution and histopathology of experimental *Strongyloides ransomi* infection in young swine. *Can J Comp Med Vet Sci*. agosto de 1967;31(8):197-202.
  47. Cordero del Campillo M, Rojo Vásquez FA, editores. *Parasitología general*. Madrid: McGraw-Hill España; 2007.
  48. G. Bencomo AB. *Principales Enfermedades de los Cerdos*. FAO; 2008.
  49. Chávez Peralta JC. Prevalencia de parásitos gastrointestinales en cerdos en el cantón Paltas de la Provincia de Loja, Ecuador. [Internet]. [Loja]: Universidad Técnica Particular de Loja; 2018. Disponible en: <https://dspace.utpl.edu.ec/bitstream/20.500.11962/23357/1/Ch%C3%A1vez%20Peralta%20Juan%20Carlos.pdf>
  50. Frontera Carrión EM, Pérez Martín JE, Alcaide Alonso M, ProQuest. *Patología parasitaria porcina en imágenes* [Internet]. Zaragoza: Servet editorial - Grupo Asss Biomedica S.L.; 2009 [citado 6 de abril de 2022]. Disponible en: <https://elibro.net/ereader/elibrodemo/59385>
  51. Abad Rivadeneira JJ. Identificación de parásitos gastrointestinales, hepáticos y pulmonares en cerdos faenados en el camal municipal de Macas [Internet]. [Macas]: Escuela Superior Politécnica de Chimborazo Sede Morona Santiago; 2022. Disponible en: <http://dspace.espoch.edu.ec/bitstream/123456789/17128/1/17T01749.pdf>
  52. Quishpe Bonifas EG. Prevalencia de parásitos en el tracto gastrointestinal de Cerdos criollos en el Camal de Salcedo [Internet]. [Latacunga]: Universidad Técnica de Cotopaxi; 2021. Disponible en: <http://repositorio.utc.edu.ec/bitstream/27000/7894/1/PC-002071.pdf>
  53. Stephenson LS, Pond WG, Nesheim MC, Krook LP, Crompton DWT. *Ascaris suum*: Nutrient absorption, growth, and intestinal pathology in young pigs experimentally infected with 15-day-old larvae. *Exp Parasitol*. febrero de 1980;49(1):15-25.

54. Frontera Carrión EM, Pérez Martín JE, Alcaide Alonso M. Patología parasitaria porcina en imágenes [Internet]. Zaragoza: Servet editorial - Grupo Asís Biomedica S.L.; 2009. Disponible en: <https://elibro.net/ereader/elibrodemo/59385>
55. Oh KS, Kim GT, Ahn KS, Shin SS. Effects of Disinfectants on Larval Development of *Ascaris suum* Eggs. Korean J Parasitol. 26 de febrero de 2016;54(1):103-7.
56. Quishpe Bonifas EG. Prevalencia de parásitos en el tracto gastrointestinal de Cerdos criollos en el Camal de Salcedo [Internet]. [Latacunga]: Universidad Técnica de Cotopaxi; 2021. Disponible en: <http://repositorio.utc.edu.ec/bitstream/27000/7894/1/PC-002071.pdf>
57. Quishpe Coronel JH. “SITUACIÓN ACTUAL DE LA PRODUCCIÓN OVINA EN EL ECUADOR” [Internet] [Proyecto de investigación]. [Riobamba]: Escuela Superior Politécnica del Chimborazo; 2021. Disponible en: <http://dspace.espoch.edu.ec/bitstream/123456789/16261/1/17T01676.pdf>
58. Jungersen G. Immunity and Immune Responses to *Ascaris suum* in Pigs. En: Holland CV, Kennedy MW, editores. The Geohelminths: *Ascaris*, *Trichuris* and Hookworm [Internet]. Boston: Kluwer Academic Publishers; 2002 [citado 2 de julio de 2023]. p. 105-24. (World Class Parasites; vol. 2). Disponible en: [http://link.springer.com/10.1007/0-306-47383-6\\_7](http://link.springer.com/10.1007/0-306-47383-6_7)
59. Alcaide Alonso M, Eva M FC. Tricurosis. En: Frontera Carrión EM, Pérez Martín JE, editores. Patología parasitaria porcina en imágenes [Internet]. Zaragoza: Servet editorial - Grupo Asís Biomedica S.L.; 2009 [citado 9 de abril de 2022]. p. 133-43. Disponible en: <https://elibro.net/ereader/elibrodemo/59385>
60. Kringel H, Roepstorff A. *Trichuris suis* population dynamics following a primary experimental infection. Vet Parasitol. junio de 2006;139(1-3):132-9.
61. Abad Rivadeneira JJ. Identificación de parásitos gastrointestinales, hepáticos y pulmonares en cerdos faenados en el camal municipal de Macas [Internet]. [Macas]: Escuela Superior Politécnica de Chimborazo Sede Morona Santiago; 2022. Disponible en: <http://dspace.espoch.edu.ec/bitstream/123456789/17128/1/17T01749.pdf>
62. Ahn KS, Ahn AJ, Kim TH, Suh GH, Joo KW, Shin SS. Identification and Prevalence of *Globocephalus samoensis* (Nematoda: Ancylostomatidae) among Wild Boars (*Sus scrofa coreanus*) from Southwestern Regions of Korea. Korean J Parasitol. 29 de octubre de 2015;53(5):611-8.
63. Nanev V, Mutafova T, Todev I, Hrusanov D, Radev V. Morphological characteristics of nematodes of the *Globocephalus* genus prevalent among wild boars from various regions of bulgaria. 2007;(2):103-11.

64. Caballero-Hernández AI, Castrejón-Pineda F, Martínez-Gamba R, Angeles-Campos S, Pérez-Rojas M, Buntinx SE. Survival and viability of *Ascaris suum* and *Oesophagostomum dentatum* in ensiled swine faeces. *Bioresour Technol.* septiembre de 2004;94(2):137-42.
65. Bowman DD, Georgi JR. *Georgis' parasitology for veterinarians*. 10. ed. St. Louis, Mo: Saunders/Elsevier; 2014. 477 p.
66. Hindsbo O, Nielsen CV, Andreassen J, Willingham AL, Bendixen M, Nielsen MA, et al. Age-dependent Occurrence of the Intestinal Ciliate *Balantidium coli* in Pigs at a Danish Research Farm. *Acta Vet Scand.* marzo de 2000;41(1):79-83.
67. Schuster FL, Ramirez-Avila L. Current World Status of *Balantidium coli*. *Clin Microbiol Rev.* octubre de 2008;21(4):626-38.
68. Ahmed A, Ijaz M, Ayyub RM, Ghaffar A, Ghauri HN, Aziz MU, et al. *Balantidium coli* in domestic animals: An emerging protozoan pathogen of zoonotic significance. *Acta Trop.* marzo de 2020;203:105298.
69. Bauri R, Ranjan R, Deb A, Ranjan R. Prevalence and sustainable control of *Balantidium coli* infection in pigs of Ranchi, Jharkhand, India. *Vet World.* 2012;94.
70. Ferry T, Bouhour D, De Monbrison F, Laurent F, Dumouchel-Champagne H, Picot S, et al. Severe peritonitis due to *Balantidium coli* acquired in France. *Eur J Clin Microbiol Infect Dis.* 1 de mayo de 2004;23(5):393-5.
71. Unzaga JM, Zonta ML. Atlas Comentado de Protozoología: Protozoos parásitos de importancia sanitaria y epidemiológica [Internet]. Universidad Nacional de La Plata. Facultad de Ciencias Naturales y Museo; 30-33 p. Disponible en: [https://ri.conicet.gov.ar/bitstream/handle/11336/150372/CONICET\\_Digital\\_Nro.7db1a87a-c22c-4e2a-9396-b978b7a0f1d6\\_B.pdf?sequence=5&isAllowed=y](https://ri.conicet.gov.ar/bitstream/handle/11336/150372/CONICET_Digital_Nro.7db1a87a-c22c-4e2a-9396-b978b7a0f1d6_B.pdf?sequence=5&isAllowed=y)
72. Kinoshita H, Aponte J, Ojeda A. Efecto de la suplementación con clorhidrato de lisozima sobre el control de coccidiosis y parámetros productivos de cerdos pre destete. *Revista Recursos Naturales Producción y Sostenibilidad.* 1 de diciembre de 2022;3-3.
73. Karamon J, Ziomko I, Cencek T. Prevalence of *Isoospora suis* and *Eimeria* spp. in suckling piglets and sows in Poland. *Vet Parasitol.* junio de 2007;147(1-2):171-5.
74. Becker AC, Kraemer A, Epe C, Strube C. Sensitivity and efficiency of selected coproscopical methods—sedimentation, combined zinc sulfate sedimentation-flotation, and McMaster method. *Parasitol Res.* julio de 2016;115(7):2581-7.



75. Ojasanya RA, Akande FA, Idowu OA. A comparison of four techniques for ante-mortem diagnosis of swine gastrointestinal parasitic infections. *Trop Vet.* 2020;38(2):67-82.
76. Pittman JS. Modified technique for collecting and processing fecal material for diagnosing intestinal parasites in swine. *J Swine Health Prod.* 1 de septiembre de 2010;18(5):249-52.
77. Serrano Aguilera FJ. Manual práctico de parasitología veterinaria. 1ª ed. Cáceres: Universidad de Extremadura, Servicio de Publicaciones; 2010.
78. Santiago Rodríguez M del R, Hernández Hernández A. Manual de Prácticas Parasitología [Internet]. Universidad Nacional Autónoma de Honduras; 2020. Disponible en: <https://www.uaemex-cuameca.mx/images/doc/4P/PMP.pdf>
79. Custodio Villanueva M, Murga Gutiérrez SN. Manual de prácticas de Parasitología Animal. primera edicion octubre del 2010. Perú: Gráfica Industrial EIRL Jr. Cusco N°421, Huancayo - Perú; 2010. 17-18 p.
80. Kaminsky RG de. Métodos para laboratorios de atención primaria de salud. [Internet]. Edición Gráfica Industrial EIRL; 2003. Disponible en: <http://www.bvs.hn/Honduras/pdf/Manual%20Parasitologia%202007.pdf>
81. Vadlejch J, Petrtýl M, Lukešová D, Langrová I. The Concentration McMaster Technique is Suitable for Quantification of *Coccidia* Oocysts in Bird Droppings. *Pak Vet J.* 2013;
82. Whitlock HV. Some modifications of the McMaster helminth egg-counting technique and apparatus. *J Counc Sci Ind Res Aust.* 1948;21(3):177-80.
83. Henriksen SvAa. A Modified and Simple McMaster Technique. En: Nansen P, Jørgensen RJ, Soulsby E JL, editores. *Epidemiology and Control of Nematodiasis in Cattle: An Animal Pathology in the CEC Programme of Coordination of Agricultural Research*, held at the Royal Veterinary and Agricultural University, Copenhagen, Denmark, February 4–6, 1980 [Internet]. Dordrecht: Springer Netherlands; 1981 [citado 2 de julio de 2023]. p. 45-9. (Current Topics in Veterinary Medicine and Animal Science). Disponible en: [https://doi.org/10.1007/978-94-009-8311-3\\_6](https://doi.org/10.1007/978-94-009-8311-3_6)
84. Cringoli G, Rinaldi L, Veneziano V, Capelli G, Scala A. The influence of flotation solution, sample dilution and the choice of McMaster slide area (volume) on the reliability of the McMaster technique in estimating the faecal egg counts of gastrointestinal strongyles and *Dicrocoelium dendriticum* in sheep. *Vet Parasitol.* 13 de agosto de 2004;123(1):121-31.

85. Pereckienė A, Kaziūnaitė V, Vyšniauskas A, Petkevičius S, Malakauskas A, Šarkūnas M, et al. A comparison of modifications of the McMaster method for the enumeration of *Ascaris suum* eggs in pig faecal samples. *Vet Parasitol.* 21 de octubre de 2007;149(1):111-6.
86. Class CSC, Fialho PA, Alves LC, Silveira RL, Amendoeira MRR, Knackfuss FB, et al. Comparison of McMaster and Mini-FLOTAC techniques for the diagnosis of internal parasites in pigs. *Rev Bras Parasitol Veterinária.* 27 de marzo de 2023;32:e013322.
87. Dunn A, Keymer A. Factors affecting the reliability of the McMaster technique. *J Helminthol.* diciembre de 1986;60(4):260-2.
88. Gobierno autónomo descentralizado del cantón Guaranda. Plan de desarrollo y ordenamiento territorial [Internet]. 2020. Disponible en: <https://www.guaranda.gob.ec/newsiteCMT/datos-importantes/>
89. Foreyt B. *Veterinary parasitology reference manual.* 5th ed. Ames, Iowa: Iowa State University Press; 2001. 235 p.
90. Dryden MW, Payne PA, Ridley R, Smith V. Comparison of Common Fecal Flotation Techniques for the Recovery of Parasite Eggs and Oocysts. *Vet Ther.* 2005;6(1).
91. Bowman DD, Georgi JR. *Georgis' parasitology for veterinarians.* 10. ed. St. Louis, Mo: Saunders/Elsevier; 2014. 477 p.
92. Foreyt B. *Veterinary parasitology reference manual.* 5th ed. Ames, Iowa: Iowa State University Press; 2001. 235 p.
93. Thienpont D, Rochette F, Vanparijs O. *Diagnosing helminthiasis by coprological examination.* Beerse: Janssen animal health; 2003.
94. Salinas Castillo LS. Prevalencia de parásitos gastrointestinales en cerdos en el Cantón Quilanga de la Provincia de Loja, Ecuador [Internet]. [Loja]: Universidad Técnica Particular de Loja; 2018. Disponible en: <https://dspace.utpl.edu.ec/bitstream/20.500.11962/23205/1/Salinas%20Castillo%20Lisbeth%20Soledad.pdf>
95. Zajac AM, Conboy GA, Little SE, Reichard MV. *Veterinary clinical parasitology.* Ninth edition. Chichester: Wiley Blackwell; 2021. 408 p.
96. Flynn RJ, Baker DG, Flynn RJ, American College of Laboratory Animal Medicine, editores. *Flynn's parasites of laboratory animals.* 2nd ed. Ames, Iowa: Blackwell Pub; 2007. 813 p.

97. Jiménez Solano FA. Prevalencia de parásitos gastrointestinales en cerdos en el Cantón Sozoranga de la provincia de Loja, Ecuador [Internet]. [Loja]: Universidad Técnica Particular de Loja; 2018. Disponible en: <https://dspace.utpl.edu.ec/bitstream/20.500.11962/23176/1/Jim%c3%a9nez%20Solano%20Franklin%20Antonio%20..pdf>
  
98. Pillacela Sichi qui RN. Prevalencia de parásitos gastrointestinales en cerdos en el cantón Saraguro de la provincia de Loja, Ecuador. [Internet]. [Loja]: Universidad Técnica Particular de Loja; 2018. Disponible en: <https://dspace.utpl.edu.ec/bitstream/20.500.11962/23382/1/Pillacela%20Sichi%20qui%20Rocio%20Narcisa.pdf>
  
99. Sharma D, Singh NK, Singh H, Rath SS. Coprovalence and risk factor assessment of gastrointestinal parasitism in Indian domestic pigs. *Helminthologia*. 25 de enero de 2020;57(1):28-36.
  
100. Salinas Castillo LS. Prevalencia de parásitos gastrointestinales en cerdos en el Cantón Quilanga de la Provincia de Loja, Ecuador [Internet]. [Loja]: Universidad Técnica Particular de Loja; 2018. Disponible en: <https://dspace.utpl.edu.ec/bitstream/20.500.11962/23205/1/Salinas%20Castillo%20Lisbeth%20Soledad.pdf>
  
101. Thamsborg SM, Ketzis J, Horii Y, Matthews JB. Strongyloides spp. infections of veterinary importance. *Parasitology*. marzo de 2017;144(3):274-84.
  
102. Dold C, Holland CV. Ascaris and ascariasis. *Microbes Infect*. 1 de julio de 2011;13(7):632-7.
  
103. Elizalde Villafuerte AG. Diagnóstico ante y postmortem de parásitos gastrointestinales y pulmonares en cerdos que se faenan en el camal municipal del Cantón Chaguarpamba [Internet]. [Loja]: Universidad Nacional de Loja; 2016. Disponible en: <https://dspace.unl.edu.ec/jspui/bitstream/123456789/12744/1/Alexander%20Gonzalo%20%20Elizalde%20Villafuerte.pdf>
  
104. Roepstorff A, Nansen P. Epidemiology and control of helminth infections in pigs under intensive and non-intensive production systems. *Vet Parasitol*. 1 de agosto de 1994;54(1):69-85.
  
105. Stewart TB, Gasbarre LC. The veterinary importance of nodular worms (*Olesophagostomum* spp). *Parasitol Today*. 1 de julio de 1989;5(7):209-13.

**ANEXOS**

Toma de peso en porcinos



Toma de muestras



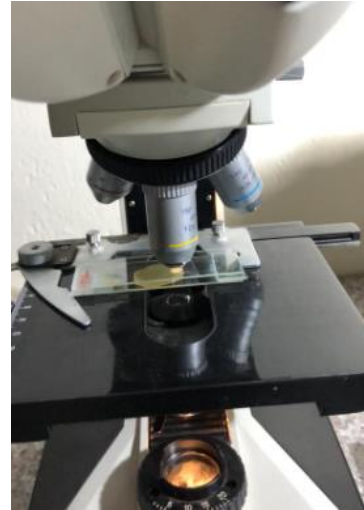
Pesaje de muestra



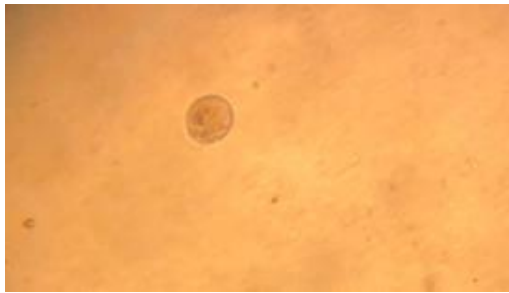
## Procesamiento de muestras



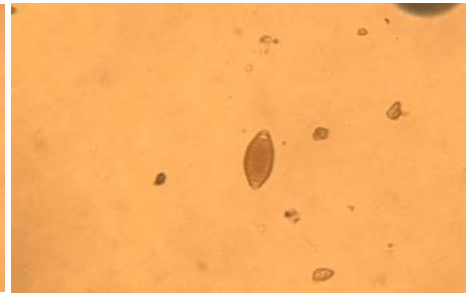
## Observación de huevos



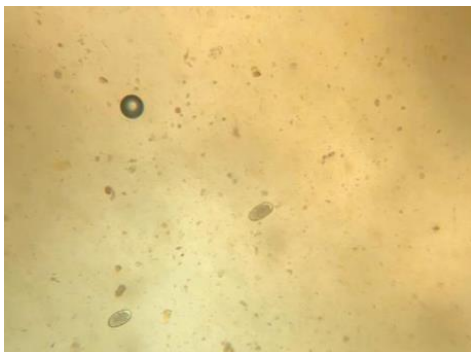
## Parasitos Observados



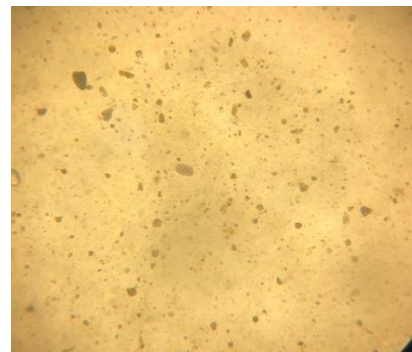
*Balantidium spp.*



*Trichuris spp.*



*Hyostromylus spp.*



*Physocephalus spp.*

## Modelo de registro

<b>Registro N°</b>	<b>Raza del cerdo:</b>
<b>Lugar:</b>	<b>Propietario:</b>
<b>Fecha de recolección de la muestra:</b>	
<b>Edad:</b>	<b>Sexo:</b> <input type="checkbox"/> Macho <input type="checkbox"/> Hembra <b>Peso:</b>
<b>Origen de los animales:</b> <input type="checkbox"/> N. en el lugar <input type="checkbox"/> Comprado <input type="checkbox"/> Otro:	
<b>Tiempo dentro de la explotación:</b>	
<b>Destino:</b> <input type="checkbox"/> Consumo personal <input type="checkbox"/> Venta <input type="checkbox"/> Reproducción <input type="checkbox"/> Otro:	
+	
<b>Condición corporal:</b>	
<b>Tipo de alimento:</b> <input type="checkbox"/> Balanceado <input type="checkbox"/> Casero <input type="checkbox"/> Mixto <input type="checkbox"/> Otros:	
<b>Tipo de instalaciones:</b> <span style="float: right;"><b>Pastoreo:</b></span>	
<b>Tipo de piso:</b> <input type="checkbox"/> Plástico <input type="checkbox"/> Cemento <input type="checkbox"/> Madera <input type="checkbox"/> Tierra <input type="checkbox"/> Otro:	
<b>Densidad de la población:</b> <span style="float: right;"><b>Numero de cerdos existentes:</b></span>	
<b>Fuentes de agua:</b> <input type="checkbox"/> Bebederos laterales <input type="checkbox"/> <u>Bunques</u> de:	
<b>Otros animales:</b> <input type="checkbox"/> Aves <input type="checkbox"/> Bovino <input type="checkbox"/> Caninos <input type="checkbox"/> Felinos <input type="checkbox"/> Equinos <input type="checkbox"/> Otros:	
<b>Atención veterinaria regular:</b> <input type="checkbox"/> Si <input type="checkbox"/> No <b>Frecuencia de atención:</b>	
<b>Desparasitación rutinaria:</b> <input type="checkbox"/> Si <input type="checkbox"/> No <b>Frecuencia:</b>	
<b>Que <u>desparasitante</u> utiliza:</b>	
<b><u>Desparasitante</u> prescrito por un veterinario:</b> <input type="checkbox"/> Si <input type="checkbox"/> No <b>Quien:</b>	