



ESCUELA SUPERIOR POLITÉCNICA DE CHIMBORAZO
FACULTAD DE CIENCIAS PECUARIAS
CARRERA ZOOTECNIA

**“DETERMINACIÓN DE ENDO Y ECTOPARÁSITOS DE CERDOS
CRIOLLOS EN LAS COMUNIDADES DE ATAPOS, PALMIRA -
CHIMBORAZO”**

Trabajo de Titulación

Tipo: Trabajo Experimental

Presentado para optar al grado académico de:

INGENIERA ZOOTECNISTA

AUTORA: LUISA MARÍA BENALCÁZAR TRUJILLO

DIRECTORA: ING. PAULA ALEXANDRA TOALOMBO VARGAS, Ph.D.

Riobamba - Ecuador

2023

© 2023, Luisa María Benalcázar Trujillo.

Se autoriza la reproducción total o parcial, con fines académicos, por cualquier medio o procedimiento, incluyendo la cita bibliográfica del documento, siempre y cuando se reconozca el Derecho de Autor.

Yo, Luisa María Benalcázar Trujillo, declaro que el presente Trabajo de Titulación es de mi autoría y los resultados del mismo son auténticos. Los textos en el documento que provienen de otras fuentes están debidamente citados y referenciados.

Como autora asumo la responsabilidad legal y académica de los contenidos de este Trabajo de Titulación; el patrimonio intelectual pertenece a la Escuela Superior Politécnica de Chimborazo.

Riobamba, 03 de mayo de 2023

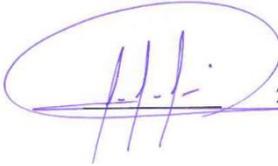
A handwritten signature in blue ink, consisting of a large, stylized initial 'L' followed by a horizontal line and a flourish.

Luisa María Benalcázar Trujillo

C.I 210122089-1

ESCUELA SUPERIOR POLITÉCNICA DE CHIMBORAZO
FACULTAD DE CIENCIAS PECUARIAS
CARRERA ZOOTECNIA

El tribunal del Trabajo De Titulación certifica que: El Trabajo de Titulación Tipo: Trabajo Experimental, “**DETERMINACIÓN DE ENDO Y ECTOPARÁSITOS DE CERDOS CRIOLLOS EN LAS COMUNIDADES DE ATAPOS, PALMIRA-CHIMBORAZO**” de responsabilidad de la señorita **LUISA MARÍA BENALCÁZAR TRUJILLO**, ha sido minuciosamente revisado por, los miembros del tribunal del Trabajo de Titulación, quedando así autorizada su presentación.

	FIRMA	FECHA
Ing. Pablo Rigoberto Andino Nájera, Mgs. PRESIDENTE DEL TRIBUNAL		2023/05/03
Ing. Paula Alexandra Toalombo Vargas, Ph.D. DIRECTORA DEL TRABAJO DE TITULACIÓN		2023/05/03
Ing. Cristian Fernando Vimos Abarca ASESOR DEL TRABAJO DE TITULACIÓN		2023/05/03

DEDICATORIA

A mi querida madre Martha Trujillo por brindarme su apoyo incondicional en cada una de mis decisiones, pues sin ella hubiera sido imposible lograr esta meta y a quien le dedico esta tesis con todo mi amor y cariño. A mi hermana Natalia y mi sobrino Matias por motivarme siempre a seguir adelante para alcanzar mis sueños. A Lenin Rengel por brindarme su apoyo y aconsejarme siempre para que este logro se haga realidad.

Luisa

AGRADECIMIENTO

Primero quiero agradecer a Dios por darme la fuerza y sabiduría para superar los obstáculos que se han ido presentando durante el camino. Y a mí por ser perseverante ya que este logro es el resultado de mi esfuerzo y dedicación. A mis queridos docentes pues ellos colaboraron en mi formación profesional y personal durante mis 6 años de estudio, inculcando conocimientos, enseñanzas y deseos de superación que atesoraré siempre en mi corazón. De igual manera, agradezco a mi tutora la Ing. Paulita Toalombo por guiarme y aconsejarme durante la realización de mi tesis; a mi asesor el Ing. Cristian Vimos por su apoyo y aporte de conocimientos en el desarrollo de esta investigación.

Luisa

TABLA DE CONTENIDO

ÍNDICE DE TABLAS.....	xiii
ÍNDICE DE FIGURAS.....	xiv
ÍNDICE DE ANEXOS.....	xv
RESUMEN.....	xvi
ABSTRACT.....	xvii
INTRODUCCIÓN.....	1

CAPÍTULO I

1. MARCO TEORICO REFERENCIAL.....	3
1.1. Antecedentes históricos del cerdo criollo.....	3
1.2. Generalidades.....	3
1.3. Clasificación taxonómica del cerdo criollo.....	4
1.4. Producción de traspatio.....	4
1.5. Parásitos gastrointestinales.....	4
1.5.1. <i>Ascaris suum</i>	5
1.5.1.1. Generalidades.....	5
1.5.1.2. Morfología.....	5
1.5.1.3. Ciclo evolutivo.....	5
1.5.1.4. Patogénesis.....	6
1.5.1.5. Signos clínicos.....	6
1.5.1.6. Diagnóstico.....	7
1.5.2. <i>Strongyloides ransomi</i>	7
1.5.2.1. Ciclo evolutivo.....	7
1.5.2.2. Epidemiología.....	8
1.5.3. <i>Trichuris suis</i>	9
1.5.3.1. Ciclo evolutivo.....	9

1.5.3.2.	<i>Epidemiología</i>	10
1.5.4.	<i>Strongyloides</i>	10
1.5.4.1.	<i>Generalidades</i>	10
1.5.4.2.	<i>Ciclo evolutivo</i>	10
1.5.4.3.	<i>Patogénesis</i>	10
1.5.4.4.	<i>Signos clínicos</i>	11
1.5.4.5.	<i>Diagnóstico</i>	11
1.5.5.	<i>Trichostrongylus axei</i>	11
1.5.5.1.	<i>Generalidades</i>	11
1.5.5.2.	<i>Morfología</i>	11
1.5.5.3.	<i>Ciclo evolutivo</i>	11
1.5.5.4.	<i>Diagnóstico</i>	12
1.5.5.5.	<i>Control</i>	12
1.5.6.	<i>Necátor americanus</i>	12
1.5.6.1.	<i>Generalidades</i>	12
1.5.6.2.	<i>Morfología</i>	12
1.5.6.3.	<i>Ciclo evolutivo</i>	12
1.5.6.4.	<i>Signos clínicos</i>	13
1.5.6.5.	<i>Diagnóstico</i>	13
1.5.6.6.	<i>Tratamiento</i>	13
1.6.	Protozoarios	13
1.6.1.	<i>Eimeria</i>	13
1.6.1.1.	<i>Generalidades</i>	13
1.6.1.2.	<i>Ciclo evolutivo</i>	14
1.6.1.3.	<i>Patogénesis</i>	14
1.6.1.4.	<i>Signos clínicos</i>	14
1.6.1.5.	<i>Diagnóstico</i>	14
1.6.1.6.	<i>Tratamiento</i>	15

1.6.2.	<i>Cryptosporidium</i>	15
1.6.2.1.	<i>Generalidades</i>	15
1.6.2.2.	<i>Ciclo evolutivo</i>	15
1.6.2.3.	<i>Patogénesis</i>	15
1.6.2.4.	<i>Signos clínicos</i>	15
1.6.2.5.	<i>Diagnóstico</i>	15
1.7.	Parásitos pulmonares	16
1.7.1.	<i>Metastrongylus spp</i>	16
1.7.1.1.	<i>Ciclo biológico</i>	16
1.7.1.2.	<i>Epidemiología</i>	17
1.8.	Ectoparásitos	17
1.8.1.	<i>Piojos</i>	17
1.8.1.1.	<i>Ciclo biológico</i>	17
1.8.2.	<i>Ácaros</i>	18
1.8.2.1.	<i>Ciclo biológico</i>	18
1.8.3.	<i>Pulgas</i>	18
1.8.3.1.	<i>Ciclo biológico</i>	19
1.9.	Pruebas serológicas para la detección de helmintos	19
1.9.1.	<i>Método de flotación</i>	19
1.9.1.1.	<i>Descripción</i>	19
1.9.1.2.	<i>Procedimiento</i>	20
1.9.2.	Método de mcmáster	20
1.9.2.1.	<i>Descripción</i>	20
1.9.2.2.	<i>Procedimiento</i>	21
1.9.3.	Método de baermann	21
1.9.3.1.	<i>Descripción</i>	21
1.9.3.2.	<i>Procedimiento</i>	21

CAPÍTULO II

2.	MARCO METODOLÓGICO	23
2.1.	Localización y duración del experimento	23
2.2.	Unidades experimentales	23
2.3.	Materiales, equipos, e instalaciones.....	23
2.3.1.	<i>Materiales de campo</i>	23
2.3.2.	<i>Materiales de oficina</i>	24
2.3.3.	<i>Materiales de laboratorio</i>	24
2.4.	Tratamiento y diseño experimental.....	25
2.4.1.	<i>Tamaño de la muestra</i>	25
2.5.	Mediciones experimentales	25
2.6.	Análisis estadísticos y pruebas de significancia	26
2.7.	Procedimiento experimental	26
2.7.1.	<i>De campo</i>	26
2.7.2.	<i>De laboratorio</i>	27
2.8.	Metodología de evaluación.....	27
2.8.1.	<i>Factores de riesgo de la parasitosis.....</i>	27
2.8.2.	<i>Endoparásitos gastrointestinales</i>	27
2.8.3.	<i>Carga parasitaria de endoparásitos gastrointestinales</i>	27
2.8.4.	<i>Endoparásitos pulmonares</i>	28
2.8.5.	<i>Ectoparásitos</i>	28

CAPÍTULO III

3.	RESULTADOS Y DISCUSIÓN	29
3.1.	Endoparásitos gastrointestinales y pulmonares de cerdos criollos	29
3.1.1.	<i>Endoparásitos gastrointestinales</i>	29
3.1.1.1.	<i>Carga parasitaria de endoparásitos gastrointestinales de cerdos criollos</i>	32

3.1.2.	<i>Endoparásitos pulmonares</i>	34
3.2.	Ectoparásitos de los cerdos criollos	34
3.2.1.	<i>Sarcoptes (ácaros)</i>	35
3.2.2.	<i>Haematopinus (piojos)</i>	35
3.2.3.	<i>Ctenocephalides (pulgas)</i>	36
3.3.	Propuesta de calendario sanitario	37
3.3.1.	<i>Desparasitación de la fauna urbana en las comunidades de los atapos</i>	38
 CONCLUSIONES		39
RECOMENDACIONES		40
BIBLIOGRAFÍA		
ANEXOS		

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1-2: Condiciones meteorológicas de la zona.	23
Tabla 1-3: Parásitos gastrointestinales de cerdos criollos.....	29
Tabla 2-3: Estadística descriptiva de la carga parasitaria gastrointestinal de cerdos criollos...33	33
Tabla 3-3: Ectoparásitos en cerdos criollos.	34
Tabla 4-3: Propuesta de calendario sanitario para las comunas de los atapos.....	38

Índice de gráficos

Gráfico 1-3:	Carga parasitaria de los cerdos criollos.....	33
Gráfico 2-3:	Carga parasitaria externa, de los cerdos criollos.	36

ÍNDICE DE ANEXOS

- ANEXO A:** FACTORES DE RIESGO DE LA PARASITOSIS
- ANEXO B:** ESTADÍSTICA DESCRIPTIVA DE ENDOPARÁSITOS GASTROINTESTINALES.
- ANEXO C:** ANÁLISIS DE FRECUENCIA DE PARÁSITOS EXTERNOS
- ANEXO D:** TOMA DE MUESTRAS
- ANEXO E:** TOMA DE DATOS DE LOS PRODUCTORES
- ANEXO F:** CÁLCULO DE LA CARGA PARASITARIA
- ANEXO G:** CONTEO DE HPG DE LOS PARÁSITOS
- ANEXO H:** CERTIFICADO DE LABORATORIO DE ANÁLISIS COPROLÓGICOS

RESUMEN

El objetivo de la presente investigación fue determinar los endo y ectoparásitos de los cerdos criollos en las comunidades de los Atapos, parroquia de Palmira, cantón Guamote, provincia de Chimborazo. Se utilizaron 30 cerdos criollos de las comunidades de los Atapos, para lo cual se elaboró una encuesta para conocer las condiciones de manejo y sanidad de la explotación; posteriormente se realizó la toma de muestras fecales y aplicaron las siguientes pruebas serológicas: método de flotación (parásitos gastrointestinales), método de McMaster (conteo de huevos por gramos de heces) y método de Baermann (parásitos pulmonares). Los datos recopilados fueron modelados a una estadística descriptiva por medio del cálculo de medias, desviación estándar y valores máximos y mínimos. Se determinó la presencia de 7 géneros parasitarios gastrointestinales: *Eimeria sp.*, *Cryptosporidium sp.*, *Trichuris suis*, *Necator americanus*, *Ascaris suum*, *Trichostrongylus axei*, *Strongyloides ransomi*. En cuanto a parásitos pulmonares no se reportó la presencia de *Metastrongylus sp.* por el método de Baerman. Los ectoparásitos que se reportaron en los cerdos criollos de la parroquia de Palmira fueron: *Sarcoptes*, *Haematopinus* y *Ctenocephalides*. Se concluyó que el parásito gastrointestinal reportado con mayor frecuencia fue *Strongyloides ransomi* con un 26,7 %, seguido de *Eimeria sp.* con un 20,0 %; mientras que el parásito que se reportó con menor frecuencia es *Cryptosporidium sp* con un 3,3 %. Se recomienda emplear un calendario sanitario adecuado y eficiente, sin importar el sistema de manejo que se implemente.

Palabras clave: <ENDOPARÁSITOS>, <ECTOPARÁSITOS>, <CERDOS CRIOLLOS>, <COMUNIDADES DE LOS ATAPOS>, <CALENDARIO SANITARIO>, <PALMIRA (PARROQUIA)>, <NEMÁTODOS>, <PROTOZOARIOS>.



0875-DBRA-UPT-2023

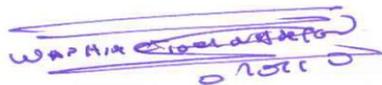
Ing. Cristian Castillo

ABSTRACT

The objective of this research was to determine the endo and ecto parasites in creole pigs, in the communities of Los Atapos, located in Palmira, Guamote, Chimborazo Province. A group of 30 creole pigs were used in the Atapos communities. In this respect, a survey was carried out to learn about the health and safety as well as the management conditions of the farming process. Subsequently, a fecal sampling collection process and the following serological tests were applied: the flotation method (gastrointestinal parasites), the McMaster method (egg counting per grams of feces) and the Baermann method (lung parasites). Collected data was modeled into descriptive statistics through calculating the mean, the standard variation and maximum and minimum values. Additionally, 7 gastrointestinal parasite genres were identified: *Eimeria sp.*, *Cryptosporidium sp.*, *Trichuris suis*, *Necator americanus*, *Ascaris suum*, *Trichostrongylus axei*, *Strongyloides xviansom*. According to the Baerman method, there was no presence of *Metastrongylus sp.*, which is a lung parasite. The ecto-parasite present in pigs of Palmira were: *Sarcoptes*, *Haematopinus* y *Ctenocephalides*. It was concluded that the gastrointestinal parasite present more frequently was *Strongyloides xviansom* 26,7 %, followed by *Eimeria sp.* 20,0 %; meanwhile, less frequently found was *Cryptosporidium sp.* 3,3 %. It is recommended to implement an adequate and efficient health and safety timetable, no matter the management system in place.

Keywords: <ENDOPARASITE>, <ECTOPARASITE>, <CREOLE PIGS>, <LOS ATAPOS COMMUNITIES>, <HEALTH AND SAFETY TIMETABLE>, <PALMIRA>, <NEMATODES>, <PROTOZOA>.

0875-DBRA-UPT-2023



Lic. Washington Mancero MsC.
Docente Carrera de Zootecnia
C.I 060181079-9

INTRODUCCIÓN

De acuerdo a las cifras disponibles en el Ecuador existe una producción de carne de cerdo de unas 30000 toneladas al año. En cuanto al número de cabezas existentes el censo agropecuario del 2019 mostró que la población porcina del país era de alrededor 1,16 millones de cabezas y del total de ganado porcino existente, el 29,22 % eran animales considerados criollos (ESPAC, 2020, p.17).

El cerdo criollo del Ecuador tiene su origen en la misma época de la llegada de los españoles a las américas, antes de esto se cree que el cerdo se origina del jabalí salvaje de Europa y Asia, (Olmedo *et al.*, 2021, p.34). Morfológicamente estos animales se diferencian de las demás razas por su gran capacidad de adaptación; resistencia a los climas andinos, a su alimentación y a las enfermedades propias de la zona (Orrala, 2021, p.22).

La producción del cerdo criollo se la realiza en las zonas rurales del país, mediante un sistema extensivo o de tras patio, en el que no se invierte en infraestructura ni alimentación, presentan bajos índices productivos y reproductivos. Debido a su mal cuidado se piensa que el cerdo criollo no es rentable económicamente y se realizó cruzamientos con otras razas mejoradas; actualmente se ha incrementado el interés científico para la preservación de este biotipo criollo buscando diversificar la producción en busca de carne de calidad (González, 2021, p.11).

La característica principal de los cerdos criollos es su rusticidad, pues es capaz de adaptarse a diferentes altitudes, y soportar condiciones medio ambientales hostiles; la producción de tras patio se realiza sin ofrecer a los animales un refugio frente a las condiciones climáticas, sin ningún calendario sanitario o bioseguridad provocando que el potencial productivo sea bajo.

El objetivo del presente estudio es determinar los endo y ectoparásitos de los cerdos criollos de las comunas de los Atapos, ya que no existen estudios de esta índole por lo cual la información generada a partir de esta investigación permitirá incrementar la productividad y el nivel de vida de la comunidad.

La porcicultura se ha enfocado en satisfacer las necesidades comerciales del ser humano implementando nuevas técnicas de manejo y mejoras genéticas de alta eficiencia productiva. Estas razas criollas tienen un mercado más especializado y se ha perdido la importancia que tiene el cerdo criollo en los sistemas de producción, debido a sus características de supervivencia, adaptabilidad, rusticidad, resistencia a enfermedades y como reservorio de genes pueden llegar a mejorar características productivas y reproductivas.

En las producciones de tras patio o sistemas extensivos, los animales tienen libre acceso a los potreros, los cuales la mayor parte del tiempo se encuentran infestados con larvas que provocarán una parasitosis en los animales. Por lo que, realizar el diagnóstico y la frecuencia de estos es primordial para el diseño de programas de manejo integral que permitan intervenir en los animales con cargas parasitarias que afectan la salud, productividad y el bienestar animal.

Por lo anteriormente expuesto se plantearon los siguientes objetivos específicos:

- Identificar parásitos gastrointestinales y pulmonares de los cerdos criollos en las comunidades de Atapos, parroquia de Palmira, cantón Guamote, provincia de Chimborazo.
- Establecer los ectoparásitos de los cerdos criollos en las comunidades de Atapos, parroquia de Palmira, cantón Guamote, provincia de Chimborazo.

CAPÍTULO I

1. MARCO TEÓRICO REFERENCIAL

1.1. Antecedentes históricos del cerdo criollo

Los cerdos provienen de la domesticación del jabalí salvaje, posiblemente de la mezcla de los animales traídos de Asia y Europa, a partir de los cuales surgen todas las razas que conocemos actualmente, los primeros grupos de animales se creen que fueron traídos al continente americano fue por Cristóbal Colón, en sus primeros viajes de ahí su distribución fue paulatina a Santo Domingo, Puerto Rico, Jamaica, Venezuela, Colombia y Ecuador llegando a toda la región continental americana (Escobar, 2007, p.23).

Si nos remontamos hacia sus inicios de su domesticación en Europa y China, no existe un concepto definido de su procedencia, pero en los primeros años de domesticación los animales eran pequeños, con un cuerpo y cabeza corta, gradualmente se fueron seleccionando en base a varios criterios físicos como: el color, tamaño o fertilidad capacidad de producción de grasa y habilidad materna, de estos cerdos se ha derivado una gran variedad de ecotipos por medio de cruzamientos (Marín, 2016, p .11).

En la actual existen un gran número de razas y líneas con características específicas como su color, tamaño, largo del cuerpo, largo de las orejas y más características que se seleccionan de acuerdo con el propósito de la explotación, incluso ahora no se buscan animales que se engrasen, sino que brinden una canal magra (Candelaria y Ramírez, 2016, p.38).

1.2. Generalidades

Dentro de las principales características fenotípicas de los cerdos criollos es su pelaje abundante con colores variados, son de tamaño mediano o pequeño, la cabeza es pequeña de extenso hocico y orejas medianas. Las extremidades son pequeñas con pésimos aplomos (Cabezas, 2019, p.19).

Los cerdos criollos proponen un doble propósito, se los cría por su carne y grasa, además es un buen convertidor de los desechos de cocina y cosechas, en América Latina se descubrió una población de 73 millones de cerdos los cuales son criados bajo sistemas de producción extensivos, o de traspatio, las poblaciones existentes de cerdos autóctonos muestran una cercanía genética

más que nada los cerdos criollos cubanos, argentinos y ecuatorianos, aunque hay algunos animales cuyas particularidades genéticas no son iguales al resto (Boada, 2018, p.20).

1.3. Clasificación taxonómica del cerdo criollo

De acuerdo a Reyes (2022, p.7), la clasificación taxonómica del cerdo criollo es la siguiente:

- Reino: *Animalia*.
- Phylum: *Chordata*.
- Subphylum: *Vertebrata*.
- Clase: *Mammalia*.
- Subclase: *Eutheria*.
- Orden: *Artiodactyla*.
- Suborden: *Suina*.
- Familia: *Suidae*.
- Género: *Sus*.
- Especie: *Scrofa mediterraneus*.
- Nombres Comunes: Cerdo, puerco, cochino.

1.4. Producción de traspatio

La crianza de cerdos de traspatio es una actividad ampliamente desarrollada en las zonas rurales de nuestro país, debido a que es una fuente de ingresos económicos para la familia, no existe una fecha determinada para la venta de los animales, sino más bien depende de la necesidad de la familia.

Para este tipo de crianza no se necesita mucha mano de obra y resulta económica, debido a la poca inversión en la crianza de los cerdos. La alimentación depende de la disponibilidad de la zona, no se suministra alimento balanceado. En cuanto a la sanidad, no se sigue un calendario de desparasitación y al no contar con una infraestructura adecuada, no se realiza un control de bioseguridad adecuado (González 2022, p.29).

1.5. Parásitos gastrointestinales

Ulín (2010, p.13) menciona que el parasitismo gastrointestinal en los cerdos es de una etiología muy diversa, debido a las diferentes clases de parásitos que afectan a los cerdos, un amplio número de

helminetos, como los ascáridos y estromgílicos principalmente. De todas las enfermedades de los cerdos, las enfermedades parasitarias son las menos complicadas de controlar, pero son las que reducen en mayor cantidad la rentabilidad de la producción.

1.5.1. *Ascaris Suum*

1.5.1.1. Generalidades

Este parásito se encuentra ubicado en el intestino delgado, este quizás sea el verme más grande y frecuente de los que afectan a los cerdos. El macho oscila entre los 15,0 y 31,0 cm, mientras que las hembras pueden alcanzar entre los 20,0 y 49,0 cm de longitud. Tiene el ciclo evolutivo directo, con lo que es muy frecuente observarlos en cerdos criados bajo un sistema intensivo (Frontera *et al.*, 2008, p.40).

1.5.1.2. Morfología

Ascaris suum es un parásito de forma elongada, de una coloración entre rosada y amarillenta. Presentan tres labios con finos dentículos. Los labios presentan diferentes formas, la parte dorsal es más ancha que la parte latero ventrales, presenta una doble papila en cada labio. Su esófago puede alcanzar entre los 6,0 y 6,5 mm de longitud (Frontera *et al.*, 2008, p.40).

Los nematodos adultos pueden provocar una alteración de la consistencia de las heces, desde diarreas hasta fases de constipación. Sin embargo, durante la fase de migración larvaria, es relativamente frecuente observar animales febriles, con tos y respiración abdominal (Frontera *et al.*, 2008, p.40).

1.5.1.3. Ciclo evolutivo

El ciclo biológico de los áscaris es directo, las hembras depositan los huevos in segmentados en el intestino delgado, que salen a través de las heces y se disipan en los potreros. Una hembra puede depositar hasta los 200 mil huevos al día, incluso se reporta estudios que encuentran hasta los 2000000 huevos al día. Los huevos en el medio ambiente presentan una alta resistencia frente a los factores ambientales, como falta de humedad, y contacto con productos químicos (Sánchez, 2002, p.16).

A pesar de que son muy resistentes en el medio ambiente, son susceptibles a ciertos factores como el calor y la desecación, las larvas que emergen de los huevos son L3. Estas larvas no eclosionan,

cuando son ingeridas por el hospedero final por intermedio de los alimentos, es cuando infesta o también se puede transmitir a través de la madre a sus lechones (Sánchez, 2002, p.16).

1.5.1.4. Patogénesis

Una vez que los huevos del parásito ingresan al hospedero a través de la comida, eclosiona en el intestino delgado, siempre y cuando se den las condiciones adecuadas, entre ellas la temperatura corporal del cerdo, un pH ideal (Sánchez, 2002, p.16).

Usualmente, suelen encontrarse entre 5 y 10 individuos adultos en intestino delgado. En este sentido y en lo que a intensidad de infección se refiere, en porcino ibérico de montanera en Extremadura observa que el 72,7 % de los cerdos positivos presentó entre 1 y 5 individuos adultos. De 689 cerdos, solo 1 animal mostró más de 50 individuos en intestino delgado (Sánchez, 2002, p.16).

Una vez eclosionan las larvas L3, ingresan por la pared del intestino (ciego), para seguir migrando, hasta llegar al hígado, aunque cuando existe una alta incidencia parasitaria pueden migrar hacia otras partes del cuerpo del animal. Si la infestación de este parásito es muy alta se puede identificar a nivel de mataderos la presencia en la cavidad peritoneal.

Las larvas que logran infestar el hígado de los cerdos suelen tardar entre 20 y 24 horas, por lo que su daño empieza muy temprano, y aumenta a medida que más larvas logran alcanzar el hígado. Los daños que se pueden observar están las hemorragias al destruir el tejido hepático, lo cual se vuelve más grave cuando la infestación se vuelve masiva (Sánchez, 2002, p.16).

Después de su segunda muda, se dirigen por medio de la sangre hasta el corazón y los pulmones, afectan directamente a los bronquios, y hasta la tráquea, una vez que hacen daño al animal durante todo este trayecto, las largas vuelven a ser ingeridas directamente desde la tráquea y llegan al intestino, para completar su infestación, este último proceso puede durar entre 14 y 21 días, dependiendo de las condiciones óptimas para el desarrollo de este parásito (Sánchez, 2002, p.16).

La transmisión de los helmintos depende de varios factores, en el medio exterior está en dependencia de los factores ambientales que permitirán la supervivencia de este parásito, incluso los hospedadores intermediarios con parte principal del ciclo parasitario (Ulín, 2010, p.13).

1.5.1.5. Signos clínicos

Este tipo de parásitos suelen ocasionar diarreas, y comprobarse al revisar las patas y la cola sucia, deshidratación y pérdida en la elasticidad de la piel, anemia, delgadez y muerte en casos graves con animales susceptibles. Los animales pierden peso debido a la pérdida parcial o total del apetito incluso retrasando el normal crecimiento del animal, se observa el pelo erizado, áspero y sin brillo con un aumento de la barriga o abdomen, con las mucosas de los labios y ojos pálidas (Blanco, 2016, p.23).

1.5.1.6. Diagnóstico

La mayoría de las infestaciones parasitarias pueden detectarse mediante análisis de sangre. Con los análisis de sangre se busca una infección parasitaria específica; no hay análisis de sangre para detectar todas las infecciones parasitarias. Hay dos tipos generales de análisis de sangre que se puede realizar (Fernández, 2009, p.8).

El análisis de serología consiste en buscar anticuerpos o antígenos de parásitos producidos cuando el cuerpo está infectado por un parásito y el sistema inmunológico trata de combatir al invasor. El frotis de sangre consiste en detectar parásitos que se hallan en la sangre. Al observar un frotis de sangre en el microscopio (Fernández, 2009, p.8).

El método más común para detectar parásitos es el análisis de muestras de heces, en este análisis se busca huevos o larvas parasitarias. La muestra debe ser obtenida directamente del animal, y no ser recogida del suelo, debe ser enviada al laboratorio para su análisis (Fernández, 2009, p.8).

1.5.2. Strongyloides ransomi

Este parásito cuenta con una generación libre saprofítica y otra parásita en el intestino de los porcinos. Su forma libre presenta un esófago con bulbo valvular, y las formas parasitarias presentan una forma de cilindro alargado, presentan características hetero genéticas (Reyna, 2008, p.16).

1.5.2.1. Ciclo evolutivo

La hembra que parasita en el intestino (hembra de vida parasitaria) mide entre 3,3 a 4,5 mm de largo, deposita huevos que salen con las heces al exterior; en condiciones adecuadas de humedad y temperatura a las 6 horas salen del huevo (eclosionan). Estas larvas una vez maduras salen al medio ambiente y se convierten en una hembra adulta (hembra de vida libre) o también puede desarrollarse como una larva infestante para volver a parasitar al cerdo y convertirse en hembra

de vida parasitaria en el intestino. La hembra llega a medir entre 1 a 1,1 mm de diámetro, copulan con machos de vida libre, que miden entre 868 a 889 micras y depositan huevos que originan larvas en el medio externo con capacidad infestante para iniciar una etapa parasitaria (Bencomo, 2010, p.18).

La larva infestante (L3) se origina a partir del huevo que fue depositado por la hembra en el intestino del cerdo, como también la que parte de la hembra de vida parasitaria, infestan a los animales a partir del consumo de agua o alimentos contaminados con dichas larvas de esa manera, se establecen en el intestino hasta convertirse en adultos y empiezan la producción de huevos (Bencomo, 2010, p.18).

Ambas larvas también pueden penetrar por la piel por esa vía llegan hasta los vasos sanguíneos y por la sangre son transportadas al corazón y de aquí a los pulmones hasta alcanzar los bronquios, se trasladan hasta otros órganos, cuando parasitan la faringe, vuelven a ser digeridas y volver al intestino para penetrar a la mucosa intestinal donde afectan al cerdo, sufre una muda y desarrolla hasta convertirse en una hembra adulta partenogénica, completando así su ciclo (Bencomo, 2010, p.18)

Otras larvas penetran a través de las heridas y se les puede encontrar en los músculos o en la cavidad abdominal. Durante su recorrido algunas larvas pueden aparecer en la leche de sus madres y parasitar a sus crías, esta es la principal vía de contagio para los cerditos de pocos días de nacidos. También pueden atravesar la placenta e infestar a los fetos.

Las larvas afectan al hospedero de diferentes maneras, principalmente porque se alimentan de sangre y tejidos; pueden ocasionar infecciones en los diferentes órganos por donde migrarán. La hembra adulta provoca daños en la pared interna de los intestinos, por lo que también provoca infecciones debido a la penetración al organismo de bacterias presentes en el excremento (Bencomo, 2010, p.18)

1.5.2.2. Epidemiología

Los animales jóvenes se infectan con mayor frecuencia, debido a su sistema inmune, también el verano favorece su parasitismo, la L3 es sensible al frío y desecación. La fuente de infestación son animales parasitados que diseminan las larvas, actuando como fuente de infestación para la misma especie o para otras especies susceptibles (Jiménez, 2019, p.23)

Algunas condiciones particulares de este nematodo es la capacidad de realizar una generación de vida libre lo que aumenta las posibilidades de contaminación del suelo y en consecuencia de infestación. Su prevalencia es muy variable entre el 1,3 y 33,0 %, de acuerdo al clima o el sistema de crianza (Jiménez, 2019, p.23).

Es frecuente en climas con temperaturas superiores a los 15 °C y humedad elevada que unidas a escasas condiciones higiénicas o suelo ricos en materia orgánica, favorecen el desarrollo y gran acumulación de larvas que puede afectar en mayor proporción a los animales más jóvenes (Jiménez, 2019, p.23).

1.5.3. *Trichuris suis*

Es un nemátodo patógeno de los cerdos que se encuentra entre el 50,0 y 70,0 % de las explotaciones de iniciación/finalización. Su infestación es muy común en cerdos y se los encuentra junto a otros parásitos por lo que es difícil diagnosticar en base a los síntomas, ya que sus síntomas se parecen a otros muy comunes dentro del intestino de los cerdos. La mayor parte de daños al animal lo realiza el parásito cuando se encuentra en etapas inmaduras y la producción de huevos es escasa (Obregón, 2015, p.13).

1.5.3.1. *Ciclo evolutivo*

La forma de contagio es oral, los huevos se eliminan por las heces y son infectantes las larvas (L1). A la tercera semana aproximadamente, las larvas se desarrollan en el primer estadio larvario durante su estadía en el hospedero. Los huevos infectantes pueden sobrevivir varios años en la vegetación o en el suelo. Una vez ingeridos, los huevos eclosionan. Las larvas penetran en la pared intestinal y se desarrollan al estadio segundo, finalmente pasan al intestino grueso para madurar en larva (L2). El período de pre-patencia es de 6 semanas (Peralta y Rivas, 2014, p.17).

Se localiza en el ciego e intestino grueso, donde los vermes adultos se fijan a la mucosa introduciendo su parte fina anterior en la misma. Aunque pueden parasitar a animales de todas las edades, son más frecuentes en los animales jóvenes menores a los 6 meses, de manera, que en zonas enzoóticas, se ha observado que están afectados con mayor frecuencia a los lechones con edades de 12 y 24 semanas (Peralta y Rivas, 2014, p.17).

La trichuriasis está asociada a la existencia de corralizas en tierra y al aprovechamiento de praderas y montaneras mientras que es rara en explotaciones intensivas en las que los cerdos no

acceden a corrales de tierra. Se le considera indicadora de deficientes condiciones higiénicas y suele ir asociada a otras helmintiasis (Peralta y Rivas, 2014, p.17).

1.5.3.2. Epidemiología

La puesta de huevos en las hembras es irregular, llegando a poner hasta 5000 huevos al día, en diferentes periodos. Los huevos son sumamente resistentes, en condiciones favorables de humedad y temperatura (superior a 20 °C) y oxigenación, los huevos permanecen infectantes hasta 11 años, con las condiciones adecuadas y dentro de su envoltura, después se desarrolla la larva (L1) en unas 2 y 3 semanas, ya es infectante, los animales más afectados son los jóvenes, menores de 6 meses de edad y animales mayores que se encontraban sometidos a un tipo de estrés (Peralta y Rivas, 2014, p.17).

1.5.4. *Strongyloides*

1.5.4.1. Generalidades

Los parásitos reportados con mayor frecuencia en los países sudamericanos son *Trichuris trichiura*, *Ascaris lumbricoides* y *uncinarias (Ancylostoma duodenale o Necator americanus)* debido a su alta prevalencia, pero no se estudian detenidamente otros parásitos como los nematodos como el *Strongyloides*, cuya prevalencia podría ser subestimada, debido a que el examen directo de las muestras de heces es un método poco sensible para este agente (Hernández, 2001, p.1).

1.5.4.2. Ciclo evolutivo

La infección primaria se presenta con las larvas de tercer estadio (L3) desarrolladas en el suelo, invaden los tejidos del hospedero atravesando la piel y migrando vía sanguínea o linfática hasta pulmones donde penetran los alvéolos, ascienden por el árbol respiratorio hasta faringe y son deglutidas para llegar al intestino delgado. Estas larvas se hospedan en la mucosa intestinal, desde donde produce huevos que pasan a larvas que son expulsadas con las heces (Hernández, 2001, p.1).

1.5.4.3. Patogénesis

De acuerdo a Hernández (2001, p.1), estos parásitos producen lesiones dérmicas debidas a la entrada de larvas en el hospedero, otro tipo de lesión es el producido en los pulmones, cuando las larvas migran pueden llevar a romper los capilares a nivel pulmonar, produciendo microhemorragias,

pudiendo producir una bronconeumonía. El tercer tipo de lesión es el producido por las hembras adultas en el intestino, donde la infección puede cursar desde formas leves, hasta formas severas que producen ulceraciones.

1.5.4.4. Signos clínicos

Los signos aparentes más comunes son generales como el debilitamiento, la falta de apetito, cuando la afectación a nivel del sistema respiratorio es agresiva, se pueden producir hemorragias y complicarse hasta presentarse neumonías, por lo general la afectación grave del parásito se produce cuando se asocian a otras especies de parásitos (Hernández, 2001, p.1).

1.5.4.5. Diagnóstico

El diagnóstico este parásito se lo realiza a través del laboratorio por la observación de las larvas en las heces del animal; no obstante, se han desarrollado métodos serológicos para este nemátodo, capaces de detectar anticuerpos específicos ya sea mediante pruebas inmuno enzimáticas o de inmuno fluorescencia (Hernández, 2001, p.1).

1.5.5. *Trichostrongylus axei*

1.5.5.1. Generalidades

El parásito *Trichostrongylus axei* es el causante de la enfermedad conocida como verme piloso del estómago, afecta los diferentes rumiantes de pastoreo, y en ocasiones a los equinos, porcinos, felinos y aves. Tienen afinidad por el abomaso, estómago y el intestino delgado de los rumiantes, pero alcanzan su madurez en las vías aéreas (Espinoza, 2022, p.25).

1.5.5.2. Morfología

Los parásitos adultos presentan una forma larga cilíndrica similar a los gusanos, y delgados; las hembras miden de 5 a 8 mm y los machos entre 4 y 7 mm, por lo general de color marrón rojizo. Los huevos son de forma ovalada, su membrana es fina, posee de 8 a 32 blastómeros y segmentados, poseen un gobernáculo en forma de canoa (Espinoza, 2022, p.25).

1.5.5.3. Ciclo evolutivo

Su ciclo evolutivo es directo, por lo que es expulsado del animal hospedador por medio de las heces hacia el medio exterior, los huevos eclosionan y dependiendo de la cantidad de calor eclosiona en 5 días, estas larvas pueden mantenerse en el pasto hasta 6 meses. Los animales al salir al pastoreo consumen el pasto contaminado con las larvas, se transportan hasta el intestino delgado, van hacia el cuajar se adhieren en la mucosa completando su desarrollo a adultos. Su periodo de prepatencia es de unas 3 semanas (Espinoza, 2022, p.25).

1.5.5.4. Diagnóstico

Se puede identificar a nivel de matadero los gusanos adultos, aunque también se puede realizar el análisis de laboratorio correspondiente para identificar los huevos (Espinoza, 2022, p.25).

1.5.5.5. Control

Un animal presenta por lo general varios géneros de parásitos lo que empeora el problema. Por lo que la manera de controlar y prevenir es reduciendo la contaminación de los pastos y la desparasitación adecuada y oportuna del ganado, ya que las larvas resisten al frío y la sequía, sin embargo, el ganado expuesto podría desarrollar inmunidad a este género generando su propia sanación (Espinoza, 2022, p.25).

1.5.6. Necátor americanus

1.5.6.1. Generalidades

Este parásito es un nematodo, que vive de modo obligado en clima templado o tropical.

1.5.6.2. Morfología

Tiene dos pares de láminas cortantes, una cutícula aserrada y dos lancetas triangulares sub ventrales y otro par en el fondo de su cavidad bucal, lo que explica su facilidad de fijación y perforación de la mucosa digestiva; la pérdida sanguínea que origina es casi continua por la succión ejercida por el esófago del parásito y las hemorragias resultantes de las lesiones producidas mecánicamente y/o por acción química de enzimas (Tamayo *et al.*, 2008, p.13).

1.5.6.3. Ciclo evolutivo

Las vías de infestación de este parásito comienzan por invadir al huésped por vía oral en cuyo caso no realizan ciclo pulmonar y se establecen directamente en el intestino; también presenta una infección vertical en la que la larva (L3) puede invadir las glándulas mamarias de la madre e infectar a la cría. Las hembras de este parásito producen de 8000 a 12000 huevos/día, con la acción del calor, humedad, sombra y desechos orgánicos para poder desarrollar las distintas fases evolutivas (Tamayo *et al.*, 2008, p.13).

1.5.6.4. Signos clínicos

La infestación masiva de este parásito y en conjunto con otros pueden llegar a producir una anemia severa. De acuerdo con el análisis de diagnóstico se puede determinar el conteo de huevos, lo cual es un predictivo de la severidad del cuadro clínico (Tamayo *et al.*, 2008, p.13).

1.5.6.5. Diagnóstico

Para el diagnóstico es indispensable la procedencia; la identificación se realiza por examen copro parasitológico simple. Se pueden realizar técnicas de sedimentación y centrifugación, o el método de Kato-Katz y Stoll para conteo de huevos (Tamayo *et al.*, 2008, p.13).

1.5.6.6. Tratamiento

Para erradicar el parásito se usan los antihelmínticos para nematodos como el pamoato de pirantel, el albendazol y el mebendazol también son útiles. Fuera de lo anterior, e incluso con prioridad, debe manejarse la anemia y la repercusión cardio pulmonar que pueden ser graves (Tamayo *et al.*, 2008, p.13).

1.6. Protozoarios

1.6.1. Eimeria

1.6.1.1. Generalidades

Dentro del género *Eimeria* se presentan muchas especies que parasita a los animales en producción, pero son poco frecuentes que se presenten cuadros clínicos agudos, sin embargo, afecta a la producción y normal desarrollo de estos animales, principalmente reduciendo su producción y bajos pesos, afecta en mayor proporción a los animales jóvenes, donde los animales

retardan su crecimiento y resulta en bajos parámetros reproductivos y productivos (Herrera, 2015, p.160).

1.6.1.2. Ciclo evolutivo

La infección de este parásito comienza por la ingestión de los ooquistes, para luego invadir el intestino delgado, donde comienzan a reproducirse, el periodo de esporulación oscila entre los 5 y 12 días, los ooquistes son sumamente resistentes, pudiendo seguir vivos al cabo de un año, en condiciones favorables (Herrera, 2015, p.160).

1.6.1.3. Patogénesis

Esta parasitosis presenta efectos desfavorables sobre el desarrollo y los índices de conversión del alimento, es más común la infestación de animales jóvenes, generalmente después del destete, con diarrea (heces acuosas, amarillentas, raras veces con estrías de sangre), pérdida de apetito, palidez de las mucosas, deshidratación y estreñimiento. El proceso tiende a persistir durante 4 y 6 días (Herrera, 2015, p.160).

1.6.1.4. Signos clínicos

En exámenes en mataderos se observan lesiones en las vellosidades intestinales y, rara vez hemorrágica, afecta a las diversas zonas del intestino, causando lesiones que pueden ocasionar infecciones, el epitelio del intestino también resulta afectado, por lo que la conversión alimenticia se reducirá, por lo que después de un cuadro agudo no será suficiente la desparasitación sino también recuperar la funcionalidad de las vellosidades intestinales (Herrera, 2015, p.160).

1.6.1.5. Diagnóstico

Para detectar este parásito en los animales se realiza un análisis coprológico, el cual es un método de diagnóstico sencillo, rápido y barato, que permite la observación de los ooquistes eliminados por las heces. Es importante tener en cuenta que el periodo de prepatencia es entre los 5 y 7 días, por lo que no es posible detectar ooquistes durante la fase aguda de la enfermedad. Sin embargo, una vez superada esta fase, los análisis mostrarán resultados positivos para estos parásitos (Herrera, 2015, p.160).

1.6.1.6. Tratamiento

El contagio de este parásito es fácil, debido al descuido de las medidas de bioseguridad, en sistemas intensivos se presenta con mayor frecuencia. Se debe poner en cuarentena a los nuevos animales que se introduzcan, las medidas de bioseguridad deben cumplirse para evitar el ingreso del parásito.

1.6.2. *Cryptosporidium*

1.6.2.1. Generalidades

La criptosporidiosis es una enfermedad parasitaria presentes en los cerdos en todo el mundo. Es una enfermedad que se presenta en casi todas las especies de interés zootécnico, los cerdos son muy susceptibles a la infección por varias especies de *Cryptosporidium* y las tasas de prevalencia son similares a las encontradas en el ganado bovino. No presenta mayores riesgos, y presenta signos subclínicos (Wang *et al.*, 2018, p.17).

1.6.2.2. Ciclo evolutivo

La criptosporidiosis fue reportada por primera vez en cerdos, después se reportó en muchos otros países alrededor del mundo, aunque el limitado número de estudios epidemiológicos hace dificultoso conocer la prevalencia de la infección en muchos otros países.

1.6.2.3. Patogénesis

Esta enfermedad parasitaria es la responsable de producir diarrea en los animales más jóvenes (lechones) y también en individuos inmuno deficientes, se presenta mayores reportes en animales criados bajo sistemas de producción intensivos (Bodager *et al.*, 2014, p.32).

1.6.2.4. Signos clínicos

La infección está asociada generalmente a infecciones subclínicas sin diarrea, aunque otros estudios revelan la presencia de síntomas clínicos (Suarez *et al.*, 2007, p.17).

1.6.2.5. Diagnóstico

Al igual que otras enfermedades parasitarias el análisis coproparasitario es el más indicado para comprobar la presencia de este parásito en el organismo de los animales, las muestras de materia fecal serán tomadas directamente del recto y almacenadas individualmente en bolsa de polietileno a 4°C, se debe identificar el establecimiento e identificación de la categoría a la que pertenecía el animal muestreado (Lovera, 2022, p.17).

1.7. Parásitos pulmonares

La metastrongilosis es una enfermedad parasitaria que afecta principalmente a las vías respiratorias, produce un síndrome bronconeumónico en los cerdos. Esta enfermedad parasitaria afecta a los pulmones del cerdo, que es causada por nematodos, está asociada a la bronconeumonía y se presenta en conjunto con otros parásitos como el estrongiloides, que afecta la respiración del cerdo, ya que también provoca un síndrome neumónico. Es un parásito cosmopolita que se encuentra en diversos lugares y no distingue del tipo de explotación (Alcaide *et al.*, 2016, p.24).

1.7.1. *Metastrongylus spp*

Las características de estos parásitos en su fase adulta, es su coloración blanquecina y de forma filiformes, su tamaño comprende varios centímetros de longitud. Anatómicamente la boca posee dos labios trilobulados, la cápsula bucal es pequeña y su esófago presenta una forma de huso. (Bencomo, 2010, p.18).

1.7.1.1. *Ciclo biológico*

Las hembras ponen cientos de huevos en los bronquios o la tráquea, mediante la tos o el moco se transportan a otros lugares para infestar, cuando alcanza la faringe del cerdo son de nuevo ingresados el organismo del animal, para ser expulsados por las heces al exterior, las lombrices de tierra ingieren los huevos y expulsan las larvas L1, durante 10 días crece y se vuelve infestaste, permanece en la lombriz durante varios días (Bencomo, 2010, p.18).

Los animales en pastoreo se alimentan de lombrices de tierra contaminadas con este parásito, en el intestino las larvas salen y atraviesan la pared del intestino, hasta alcanzar vasos sanguíneos y ganglios linfáticos, desde este punto migran hasta alcanzar el corazón, donde producen más daños como hemorragias e infecciones, después migra a los pulmones hasta ubicarse dentro de los bronquios para continuar con su ciclo (Bencomo, 2010, p.18).

Las hembras adultas comienzan a poner sus huevos, esto dentro de 3 a 4 semanas. Las larvas después de infestar los pulmones viajan a otros órganos, aunque su mayor afectación se produce en los bronquios provocando bronconeumonías graves (Bencomo, 2010, p.18).

1.7.1.2. Epidemiología

Los vermes pulmonares retrasan el crecimiento y pueden transmitir los virus de la gripe porcina y de la peste porcina clásica (PPC). El *Metastrongylus* infecta preferentemente cerdos en crecimiento y animales de más edad mantenidos en solares antiguos y pastos permanentes. La reinfección continúa del cerdo en tales entornos provocan pérdidas que hacen que el verme pulmonar sea uno de los parásitos de mayor importancia (Alcaide *et al.*, 2016, p.24).

1.8. Ectoparásitos

Los ectoparásitos son patógenos que generalmente infectan las capas superficiales de la piel, también se puede incluir artrópodos chupadores de sangre temporalmente, como los mosquitos, este término se usa generalmente de manera más estricta para referirse a patógenos como garrapatas, pulgas, piojos, moscas parasitarias y ácaros que se adhieren a la piel y permanecen allí durante períodos de tiempo relativamente largos (Siekavizza, 2007, p.25).

1.8.1. Piojos

El *Haematopinus suis* (piojo del cerdo), es el piojo grande y específico de los cerdos que ocasionalmente puede picar al hombre, posee piezas bucales perforadoras y chupadoras. Puede ser observado con mayor frecuencia alrededor de los pliegues de la piel del cuello y de la papada, cerca de la base y dentro de las orejas (muchas veces forma acúmulos en las orejas), en la cara interna de las patas y en los costados (Siekavizza, 2007, p.25).

Es el más grande de los piojos de los animales domésticos. Tiene color pardo grisáceo, con marcas pardas o negras. La hembra tiene longitud de 4-6 mm mientras que el macho es ligeramente más pequeño (Siekavizza, 2007, p.25).

1.8.1.1. Ciclo biológico

El ciclo vital de huevo a huevo se encuentra dentro de los 29 y 33 días y el promedio de vida es de alrededor de 35 días. Su longevidad puede ser de 4 a 5 semanas produciéndose de unas 6 a 12

generaciones por año. La relación hembra macho es de 1:1, y fuera del animal dura vivo 3 días (Siekavizza, 2007, p.25).

Una hembra puede poner entre 3 y 6 huevos por día durante 25 días, que nacen a los 12 o 20 días; durante su vida puede poner hasta noventa huevos durante un período de veinticinco días. Después de salir del huevo, las ninfas sufren tres mudas, y durante este tiempo se alimentan en las partes más blandas del cuerpo del cerdo, como el interior de las orejas, llegando a adulto entre 25-30 días (Siekavizza, 2007, p.25).

1.8.2. Ácaros

El agente causal es *Sarcoptes scabiei*, su forma es redondeada y aplanada, presenta un color gris blanquecino. Respecto al tamaño, existe dimorfismo sexual: mientras los machos miden 0,25-0,35 x 0,18 mm, las hembras son mayores 0,4-0,5 x 0,18 mm. El aparato bucal está adaptado para la excavación de túneles en la piel. Posee cuatro pares de patas articuladas (Quiles et al., 2006, p.17).

1.8.2.1. Ciclo biológico

El ciclo biológico del ácaro dura entre 10 y 15 días. Los cuatro estadios del parásito: huevo, larva, ninfa y adulto, se desarrollan sobre la epidermis del cerdo. Tras la cópula, la hembra pone los huevos en los túneles y galerías excavados en los estratos espinosos de la piel. Las hembras ponen entre 40 y 50 huevos en total, a razón de unos 2 a 3 huevos/día, muriendo al cabo del mes. Los huevos permanecen viables en condiciones normales de 2 a 3 semanas. De ellos eclosionan entre los 3 y 10 días. Esta larva dentro de los 3 primeros días pasará por dos estadios ninfales, hasta mudar a estado adulto, en unos 3 o 5 días (Quiles et al., 2006, p.17).

1.8.3. Pulgas

Se trata de una pequeña pulga, cuya hembra ovígera es un ectoparásito obligado de los animales homeotermos, incluidos cerdos, hombre, perros, aves de corral y otros primates (Siekavizza, 2007, p.25).

Las pulgas miden de entre 1 mm hasta 1 cm de longitud, tienen el cuerpo muy duro y comprimido lateralmente para moverse fácilmente entre los pelos de los animales que parasitan. Su aparato bucal está adaptado para introducirlo dentro de la piel y succionar la sangre. Las antenas son muy cortas, los ojos son simples o ausentes. Pueden dar saltos en promedio a unos 20 cm. de altura y a una distancia de 40 cm. de largo (Siekavizza, 2007, p.25).

1.8.3.1. Ciclo biológico

Las hembras ponen sus huevos en el suelo, para luego eclosionar (3 a 4 días) formando una larva. Las larvas son diminutas sin patas, pero muy activas, sólo unas pocas son ectoparásitos. La gran mayoría habitan nidos, madrigueras o sitios de descanso de animales domésticos o salvajes y se alimentan de sangre seca, materia fecal y sustancias orgánicas presentes en el suelo, después de 2 semanas, la larva forma un capullo, y sufre una metamorfosis durante otras 2 semanas hasta que se rompe y se libera la pulga adulta (Carrión *et al.*, 2009, p.17).

La hembra para aparearse sobrevive penetrando la piel del huésped (produciendo una llaga ulcerada muy dolorosa, que puede transformarse en gangrena si no se trata apropiadamente) dejando apenas la extremidad posterior del abdomen en contacto con el medio externo a fin de poder realizar la postura de huevos (Carrión *et al.*, 2009, p.17).

Al ser un parásito hematófago se alimenta de sangre y tejidos del huésped y aumenta de tamaño hasta alcanzar 1 cm. debido a su abdomen repleto de huevos, éstos son expulsados hacia fuera por millares y en una sola masa blanquecina cuando están maduros, caen al suelo para desarrollarse como larvas. Después que los huevos son descargados, el cuerpo de la hembra es expulsada hacia fuera por la presión del tejido que le rodea. Durante siete a diez días, la hembra expulsa 150-200 huevos diarios a través de su orificio abdominal caudal, muriendo después de esta deposición y completándose así el ciclo (Carrión *et al.*, 2009, p.17).

1.9. Pruebas serológicas para la detección de helmintos

1.9.1. Método de flotación

1.9.1.1. Descripción

El fundamento de esta técnica es básicamente que los huevos u ooquistes de la gran mayoría de parásitos flotan en una solución más densa que el agua, mientras que los detritus sedimentan. También se la conoce como técnica de concentración, la forma de preparar la solución varía de acuerdo a los materiales disponibles (Rodríguez y Cob, 2005, p.22).

La densidad promedio de los huevos y ooquistes suele estar entre 1,05 y 1,15; por lo que se utilizan soluciones con densidades relativas más altas entre 1,20 a 1,30; considerando que la densidad del agua destilada es de 1,00 a una temperatura de 4°C (Hendrix y Robinson, 2006, p.28).

Las soluciones utilizadas dependerán de la disponibilidad de adquisición, pero entre las más comunes tenemos: sal común (densidad entre 1,12 y 1,20), Sulfato de Zinc al 33,0 % (densidad entre 1,18 y 1,20), sulfato de magnesio al 35,0 % (densidad entre 1,22 y 1,28) y solución saturada de azúcar (densidad de 1,20), solución de Sheather o sobresaturada de azúcar (densidad de 1,30), nitrato sódico (densidad entre 1,20 y 1,36). El rango de densidad dependerá de la cantidad de soluto y la temperatura de la solución (Flynn, 2007, p.27).

1.9.1.2. Procedimiento

- Homogenizar la muestra. Si las heces son de ovino, caprino o conejo, macerarlas en un mortero y después homogeneizarlas.
- Por medio de una cuchara depositar aproximadamente 5 g de materia fecal dentro de uno de los vasos.
- Añadir 1 ml de la solución saturada de azúcar hasta obtener una pasta.
- Agitar constantemente y añadir de 60 a 100 ml de solución saturada hasta formar una solución homogénea.
- Pasar esta suspensión por un colador colocándola en un segundo vaso para que quede libre de partículas gruesas.
- Dejar reposar de 15 a 20 minutos.
- Después de este tiempo, con el asa tomar tres gotas de la superficie de la suspensión y colocarlas en un portaobjetos. Antes de coleccionar la muestra, el asa debe pasarse por una flama para asegurarse que no lleva algún huevo u ooquiste.
- Observar al microscopio con el objetivo de 10X. Enfocar la superficie de las gotas.

1.9.2. Método de McMaster

1.9.2.1. Descripción

La técnica de McMaster es una técnica cuantitativa para determinar la presencia de huevos de helmintos u ooquistes de protozoarios en la materia fecal.

Esta técnica se basa en la utilización de una solución saturada, principalmente se prepara utilizando cloruro de sodio, aunque pueden utilizarse otras soluciones saturadas, las cuales, por su densidad permiten que los huevos de helmintos y ooquistes de protozoarios (formas parásitas) presentes en la materia fecal, floten y puedan ser observados y contabilizados en una cámara (cámara de McMaster), para determinar la cantidad de huevos presentes, por gramo de heces. En

el caso de la mayoría de los detritos, se van al fondo, evitando así su interferencia en la observación y contabilidad de ooquistes o huevos.

1.9.2.2. Procedimiento

- Identificar el frasco y la cámara de McMaster que se utilizarán, con misma identificación de la muestra.
- Homogenizar la muestra que se va a procesar, dentro de la bolsa de plástico o guante de palpación, donde se resguarda.
- Pesar en una balanza o en un frasco de 30 ml (frasco de McMaster o probeta de 30 ml con tapa), por medio del desplazamiento del líquido (equivalente aproximadamente a 2 ml), 2 g de la muestra fecal problema.
- Agregar solución salina saturada de Cloruro de Sodio hasta la marca de 30 ml indicada en el frasco. También puede medirse el volumen de 28 ml de solución salina fisiológica mediante una pipeta.
- Agitar la muestra hasta que se disuelva completamente y después de abrir la tapa, colocar una gasa en la boca de la probeta antes de introducir el gotero, para evitar los residuos vegetales.
- Inmediatamente con el gotero, tomar un volumen suficiente para llenar el espacio de lectura de la cámara de McMaster, evitando la formación de burbujas, en sus dos compartimentos.
- Dejar reposar de 1 a 2 minutos para que floten las formas parasitarias.
- Observar al microscopio con el objetivo de menor aumento 10X enfocando los canales marcados en la parte inferior del cubreobjetos de la cámara.

1.9.3. Método de Baermann

1.9.3.1. Descripción

El principio de esta técnica se basa en el higrotropismo y termotropismo de las L1, por lo que las larvas migran de la solución hasta el fondo y se concentran por el efecto de la gravedad y de esta manera sea más sencillo recolectar la muestra e identificar a los parásitos. Muchos de los nematodos pulmonares tienen huevos larvados que se rompen en el tracto respiratorio o durante su paso por el tracto digestivo y liberan a la larva de primer estadio (L1).

1.9.3.2. Procedimiento

- Armar el aparato de Baermann.
- Envolver entre 3 y 5 g de heces con una gasa o servilleta y colocarla sobre la coladera.
- Agregar agua tibia por las paredes del embudo hasta que cubra la mitad de la muestra, dejar reposar durante 8 a 12 h.
- Obtener en un vidrio de reloj 2-3 ml del contenido aflojando la pinza y observar en el microscopio estereoscópico.
- Extraer con la pipeta Pasteur las larvas y depositarlas en un portaobjetos, se agrega una gota de lugol para su fijación y colocar un cubreobjetos.
- Observar en el microscopio compuesto con el objetivo (10x y 40x). La identificación es de acuerdo con sus características morfológicas.

CAPÍTULO II

2. MARCO METODOLÓGICO

2.1. Localización y duración del experimento

La presente investigación se realizó en las comunidades de los Atapos, de la parroquia Palmira, del cantón Guamote, provincia de Chimborazo, su principal actividad económica es la ganadería y agrícola. El tiempo de duración de la investigación fue de 91 días. Las condiciones meteorológicas de la zona se observan en la tabla 1-2.

Tabla 1-2: Condiciones meteorológicas de la zona.

Parámetros	Valores
Temperatura, °C	4 – 12
Precipitación, mm/año	650 - 2000
Humedad relativa, %	80

Fuente: (INAMHI. 2021).

Realizado por: Benalcázar, Luisa, 2023.

2.2. Unidades experimentales

Para el desarrollo de la presente investigación se utilizaron 30 cerdos criollos de las comunidades de los Atapos, parroquia Palmira.

2.3. Materiales, equipos, e instalaciones

Para la recolección de los datos para la presenta investigación se utilizaron los siguientes materiales:

2.3.1. *Materiales de campo*

- Fichas de campo
- Cooler de 5 litros
- Hielo gel
- Fundas ziploc
- Frascos de plástico

- Rotulador permanente
- Guantes de látex
- Encuesta
- Esferográficos
- Cámara fotográfica
- Overol
- Botas de caucho
- Mochila

2.3.2. *Materiales de oficina*

- Computadora
- Memoria USB de 64 GB
- Esferográficos
- Impresora
- Hojas de papel bond A4
- Libreta de apuntes

2.3.3. *Materiales de laboratorio*

- Guantes de látex
- Agua destilada
- Toallas de papel
- Vasos plásticos
- Espátulas
- Rotulador permanente
- Coladores
- Solución salina saturada
- Balanza digital
- Cucharillas
- Frasco oscuro de 1000 ml
- Gasas
- Cajas de Petri
- Portaobjetos
- Cubreobjetos

- Reverbero
- Palillos
- Tubos de ensayo
- Gradilla
- Cámara de McMaster
- Embudo
- Base para embudo
- Clips de carpetas extragrande
- Microscopio
- Estereoscopio

2.4. Tratamiento y diseño experimental

Al ser una investigación de tipo diagnóstico no se aplicó ni tratamientos ni diseño experimental. Por lo cual, se trabajó con la población universo de 51 cerdos criollos de los cuales se tomó una muestra.

2.4.1. Tamaño de la muestra

Se realizó un muestreo poblacional de los cerdos criollos de las comunidades los Atapos para obtener el tamaño de la muestra, para lo cual se aplicó la fórmula de poblaciones finitas:

$$n = \frac{N * Z_{\alpha}^2 * p * q}{d^2 * (N - 1) + Z_{\alpha}^2 * p * q}$$

Donde:

N = población universal

$Z_{\alpha} = 1.96$

p = proporción esperada (5%)

q = 1 - p (95%)

d = precisión (5%)

$$n = \frac{51 * (1.96)^2 * 0.05 * 0.95}{(0.05)^2 * (51 - 1) + (1.96)^2 * 0.05 * 0.95}$$

$$n = 30$$

2.5. Mediciones experimentales

Las variables evaluadas para el trabajo descriptivo se detallan a continuación:

- Factores de riesgo de la parasitosis: componente social, componente de manejo, componente nutricional, componente sanidad animal y componente económico.
- Endoparásitos gastrointestinales.
- Carga parasitaria de endoparásitos gastrointestinales, HPG.
- Endoparásitos pulmonares.
- Ectoparásitos (pulgas, piojos y ácaros).

2.6. Análisis estadísticos y pruebas de significancia

Estadística descriptiva: media, desviación estándar, valores máximos y mínimos.

2.7. Procedimiento experimental

2.7.1. De campo

Se condujo una encuesta dirigida a los productores de la parroquia de Palmira con el fin de conocer la situación actual que mantienen en el manejo, alimentación, sanidad de los cerdos criollos.

Las muestras de heces se recolectaron directamente del recto de los animales para evitar contaminación por vectores externos, para lo cual se utilizó una funda plástica a manera guante para tomar la muestra directamente; posteriormente la muestra se depositó en una funda ziploc cerrada y se rotuló la procedencia de la muestra (fecha, lugar y animal). Finalmente se guardó en el cooler para mantener la muestra refrigerada y se trasladó al Laboratorio de Biotecnología y Microbiología Animal de la Facultad de Ciencias Pecuarias para su posterior análisis.

Para la identificación de los parásitos externos se revisó la piel del animal en diferentes zonas como: cuello, entrepierna, torso y lomo con la finalidad de encontrar piojos, pulgas, garrapatas y moscas; las muestras se depositaron en frascos pequeños con alcohol etílico al 70% y se trasladaron al Laboratorio para su identificación.

Para la identificación de ácaros, se revisó las áreas afectadas que se muestren escamosas o con alopecia y con la ayuda de un bisturí se realizó un raspado profundo del área afectada incluyendo

los bordes de la lesión arrastrando pelos y escamas. El material obtenido se colocó en un frasco limpio para rotular la procedencia (fecha, lugar, área del raspado, animal y fecha).

2.7.2. De laboratorio

Para determinación de la presencia de endoparásitos gastrointestinales se aplicó el método de flotación y para endoparásitos pulmonares el método Baermann.

Para determinar la carga parasitaria (HPG) de las muestras positivas se utilizó el método de McMaster.

2.8. Metodología de evaluación

2.8.1. Factores de riesgo de la parasitosis.

Se aplicó una encuesta, misma que se ejecutó en conjunto con los productores de las comunidades de los Atapos, la cual engloba una serie de preguntas cerradas sobre los factores de riesgo de la parasitosis porcina. La encuesta se tabuló en el programa Microsoft Excel a través de un análisis de frecuencia.

2.8.2. Endoparásitos gastrointestinales

Para la determinación de endoparásitos gastrointestinales se utiliza el método de flotación, el cual radica principalmente en separar los quistes de protozoos y huevos de helmintos del exceso de residuos de las heces utilizando una solución salina saturada con elevada densidad permitiendo que los huevos y quistes floten a la superficie del líquido. Los elementos parasitarios se observan directamente en el microscopio utilizando un enfoque 40X (Pinilla, 2005, p.16).

2.8.3. Carga parasitaria de endoparásitos gastrointestinales

La cámara de McMaster es un aparato que se utiliza para la determinación de la carga parasitaria mediante un análisis cuantitativo de las muestras, el cual consiste en realizar un conteo del número de huevos por gramos de heces. A continuación, (Pinilla, 2005, p.16) se detalla el cálculo matemático empleado en este método:

$$X = \frac{\sum \text{Cámara 1} + \sum \text{Cámara 2}}{2} * 100$$

El resultado se expresa en HPG (huevos por gramo), este cálculo se aplica a cada una de las muestras positivas.

2.8.4. *Endoparásitos pulmonares*

Para la determinación de endoparásitos pulmonares se utiliza el método de Baermann, el cual se basa en el movimiento de las larvas por gravedad. Con un embudo las heces son suspendidas en agua durante 24 horas, las larvas que migran se mueven en el agua hasta hundirse en el fondo; posteriormente son recolectadas para su identificación en el estereoscopio a un enfoque 2x y 4x (Pinilla, 2005, p.16).

2.8.5. *Ectoparásitos*

Para la determinación de ectoparásitos en los cerdos criollos se realiza obteniendo muestras de pulgas y piojos mediante la observación directa macroscópica. Y en caso de que el animal presente lesiones cutáneas se realiza un raspado profundo de la piel para su posterior visualización en el microscopio (Pinilla, 2005, p.16).

CAPÍTULO III

3. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

3.1. Endoparásitos gastrointestinales y pulmonares de cerdos criollos

3.1.1. Endoparásitos gastrointestinales

Los resultados obtenidos después de analizar las muestras se observan en la tabla 1-3, se determinó la presencia de 7 diferentes géneros de parásitos. El parásito reportado con mayor frecuencia es *Strongyloides ransomi* con un 26,7 %, seguido de *Eimeria sp.* con un 20,0 %; mientras que el parásito que se reportó con menor frecuencia es *Cryptosporidium sp* con un 3,3 %.

Tabla 1-3: Parásitos gastrointestinales de cerdos criollos.

Parásito	Frecuencia	%
<i>Eimeria sp.</i>	6	20,0%
<i>Cryptosporidium sp</i>	1	3,3%
<i>Trichuris suis</i>	2	6,7%
<i>Necator americanus</i>	5	16,7%
<i>Ascaris suum</i>	3	10,0%
<i>Trichostrongylus axei</i>	5	16,7%
<i>Strongyloides ransomi</i>	8	26,7%
TOTAL		100%

Realizado por: Benalcázar, Luisa, 2023.

Al identificar parásitos en los cerdos faenados en el camal municipal de Macas (Abad, 2022, p.52), el 56,0 % de los animales mostraron valores positivos. De este total el 42,0 % corresponde al parásito *Hystrostrongylus Rubidus*, el 3,0 % corresponde a *Metastrongylus Elongatus*, el 10,0 % corresponde a *Fasciola Hepática* y un 1,0 % al *Áscaris Suum*. En la presente investigación no se

reportó la presencia de los tres parásitos mencionados anteriormente; lo contrario ocurrió con el parásito *Ascaris suum* pues se reportó una frecuencia mayor 10,0 %. La diferencia de los parásitos determinados en ambas investigaciones puede deberse al clima de la provincia de Morona Santiago, pues al presentar abundantes precipitaciones fluviales y la humedad característica de la Amazonía ecuatoriana favorece el desarrollo de los parásitos, lo cual justifica la presencia de estos.

Delgado (2022, p.45) determinó la prevalencia del parásito *Ascaris suum*, en cerdos de traspatio, en la parroquia San Juan de la provincia de Chimborazo, reportando una incidencia del 36,21 %; mientras que en la presente investigación se reporta menor incidencia del 10,0 %. Mucho tiene que ver el tipo de explotación y las condiciones medio ambientales, ya que los cerdos generalmente son criados sin ninguna protección ante las fuertes lluvias y altas temperaturas de estas zonas; por lo que el sistema inmunológico de los animales se deprime y son más vulnerables a contraer enfermedades parasitarias.

En el departamento de Córdoba en Colombia (Herrera, 2015, p.38), se determinó la presencia de 12 géneros de parásitos en cerdos criollos: *Eimeria spp.*, *Strongyloides spp.*, *Trichostrongylus spp.*, *Oesophagostomun spp.*, *Tyroglyphus*, *Globocephalus*, *Ascaris suum*, *Metastrongylus apri*, *Hyostromylus rubidus*, *Ascarops dentata*, *Trichuris suis*, *Macracanthorhynchus hirudinaceus*; de este total cinco parásitos del género *Eimeria*, *Strongyloides*, *Trichostrongylus*, *Áscaris* y *Trichuris* coincidieron con los encontrados en la presente investigación, puesto que los parásitos son de distribución cosmopolita y pueden hallarse en cualquier parte del mundo.

Por otro lado, la diferencia significativa entre el número de parásitos encontrados en ambas investigaciones se debe principalmente a las condiciones climáticas características de estas zonas; pues el departamento de Córdoba presenta un clima tropical lluvioso lo que propicia una rápida propagación y desarrollo de los parásitos; mientras que la parroquia de Palmira presenta un clima característico del Páramo por lo que los cambios drásticos de temperatura afectan el ciclo biológico y dificulta su diagnóstico.

En otro estudio, al evaluar la carga parasitaria de cerdos criados extensivamente en el Municipio de El Sauce en Nicaragua (Luna y Niels, 2005, p.17), reportaron la presencia de cinco géneros de parásitos: *Trichuris suis*, *Oesophagostomun spp.*, *Hyostromylus Rubius*, *Ascaris suum* y *Macracanthorhynchus hirudinaceus*; de este total 2 parásitos coinciden con los encontrados en la presente investigación. Por tanto, las altas incidencias parasitarias en la parroquia de Palmira pueden deberse a que el 95,0 % de los productores proporcionan una alimentación tradicional a

los cerdos (restos de cocina y de cosechas); por lo que las deficiencias nutricionales conllevan a la desnutrición, produciendo que los animales sean más susceptibles.

Arias *et al.*, (2014, p.46) en el departamento de Antioquia en Colombia reportó huevos de *Strongyloides spp*, *Strongylidos spp*, *Trichuris spp*, *Ascaris suum* y coccidias, menos géneros que los encontrados en la presente investigación, esto se puede deber a que la presencia de parásitos, tienen relación con el hábitat y el sistema de explotación. En la parroquia de Palmira los productores crían a los cerdos en un sistema de explotación de traspatio; por lo general se reporta mayor cantidad de parásitos en animales criados extensivamente. Desde el punto de vista parasitológico el cerdo puede estar infestado por protozoos, helmintos y artrópodos (Castillo *et al.*, 2001, p.37).

En las investigaciones citadas y en la presente se identificó la presencia de *Eimeria spp* en los cerdos criollos, puesto que este parásito se encuentra estrechamente relacionado con el nivel de higiene de la explotación. Los productores de la parroquia Palmira no cuentan con instalaciones apropiadas para la crianza de los cerdos y solo el 5,0 % realiza un manejo de las excretas (heces y orina); por consiguiente, si las medidas de limpieza y desinfección del lugar de crianza es deficiente, pues el nivel de infestación de este parásito incrementará (Karamon *et al.*, 2007, p.36). Además, propicia una infestación y propagación lateral muy rápida (Valle *et al.*, 2006, p.39).

Al determinar los parásitos predominantes en cerdos criollos en el Municipio de San Agustín (climas extremos y escasas precipitaciones), en Guatemala (Reyna, 2008, p.43), determinó la presencia del parásito *Ascaris suum* reportado también en la presente investigación. Este parásito es de distribución cosmopolita y es común encontrarlo en explotaciones donde la higiene es deficiente. Esto coincide con los resultados de la encuesta, pues el 100,0 % de los productores en las comunidades de los Atapos no cuentan con un calendario sanitario.

De acuerdo a Sanmiguel y Cáceres (2020, p.43) el factor altitud, no difiere en la presencia de los parásitos, es así que obtuvieron una frecuencia similar de los parásitos *Strongylida*; *Strongylus ransomi*; *Ascaris suum*, y *Trichuris suis*, en las granjas que se encuentran a menos de 1000 m.s.n.m y más de 1000 m.s.n.m. La parroquia Palmira se encuentra sobre los 4200 m.s.n.m. por lo que este parámetro no explica la alta incidencia de parásitos gastrointestinales encontrados en esta zona.

Los productores de la parroquia Palmira en su mayoría no cuentan con un calendario de desparasitación (80,0 %) y ninguno de ellos (0,0 %) cuenta con medidas de bioseguridad (desinfección de corrales, instalación de pediluvios, etc); de acuerdo a Sanmiguel y Cáceres (2020,

p.43) la aplicación de un calendario de desparasitación incide en la presencia de parásitos, siendo mayor la incidencia de los parásitos *Strongylida*; *Strongylus ransomi*; *Ascaris suum*, y *Trichuris suis*, en las granjas que no desparasitan a sus animales, lo que explicaría la alta incidencia de los parásitos *Eimeria sp*, *Cryptosporidium sp*, *Trichuris suis*, *Necator americanus*, *Ascaris suum*, *Trichostrongylus axei*, *Strongyloides ransomi* en la presente investigación.

Así mismo, los productores de la parroquia Palmira, no suministran alimentos balanceados a los cerdos (0,0 %) y la mayoría (95,0 %) los alimentan con restos de cosecha y cocina (desperdicios de cocina). De acuerdo a Sanmiguel y Cáceres (2020, p.43) el tipo de alimento (desperdicios y concentrado) influye en la incidencia de parásitos; y al suministrar concentrado en los cerdos no se registran la presencia de los parásitos *Áscaris suum* y *Trichuris suis*, mientras que con otra alimentación (desperdicios de cocina) si se encontraron, esto puede explicar la alta incidencia parasitaria de la presente investigación.

González (2022, p.58) identificó 5 géneros de nematodos: *Ascaris suum*, *Trichuris suis*, *Strongiloides ransomi*, *Oesophagostomun dentatum* y *Hyostrongylus rubidus*, en el distrito Piura en el Perú (clima húmedo subtropical), de este total 3 géneros: *Ascaris suum*, *Trichuris suis*, *Strongiloides ransomi* también se reportaron en la presente investigación, debido al factor ambiental, ya que la presencia de lluvias influye en el desarrollo y propagación de los parásitos y en las comunidades de los Atapos las precipitaciones aumentan en el invierno.

3.1.1.1. Carga parasitaria de endoparásitos gastrointestinales de cerdos criollos

El diagnóstico de los parásitos presentes en los cerdos criollos (tabla 2-3), determinaron una media de *Eimeria sp* 4709,5 HPG, *Cryptosporidium sp* 9215,5 HPG; *Trichuris suis* 9652,3 HPG; *Necator americanus* 2341,3 HPG; *Ascaris suum* 1869,8 HPG; *Trichostrongylus axei* 4583,8 HPG; *Strongyloides ransomi* 3724,9 HPG. El parásito con mayor carga reportada es *Trichuris suis* 9652,3 HPG, mientras que el parásito que reportó una menor carga es *Ascaris suum* 1869,8 HPG.

Sanmiguel y Cáceres (2020, p.43) determinó la presencia de 4 géneros de parásitos en cerdos de traspatio: *Strongylida* 244,4 HPG; *Strongylus ransomi* 3762,5 HPG; *Ascaris suum* 2150,0 HP, y *Trichuris suis* 400,0 HPG, mientras que en los cerdos criollos de la parroquia Palmira se reportaron cargas parasitarias (tabla 2-3) más altas; esto debido a que los productores no cuentan con calendarios sanitarios y el manejo de los animales no es el adecuado; por lo que se dificulta el control parasitario.

Tabla 2-3: Estadística descriptiva de la carga parasitaria gastrointestinal de cerdos criollos.

ESTADÍSTICA DESCRIPTIVA				
HPG	MEDIA	DESV. EST.	MÍNIMO	MÁXIMO
<i>Eimeria sp.</i>	4709,5	4784,6	150,0	12100,0
<i>Cryptosporidium sp</i>	9215,0	799,0	8650,0	9780,0
<i>Trichuris suis</i>	9652,3	10146,4	800,0	19505,0
<i>Necator americanus</i>	2341,3	3596,2	50,0	9700,0
<i>Ascaris suum</i>	1869,8	1349,9	450,0	3500,0
<i>Trichostrongylus axei</i>	4583,8	5096,8	150,0	12100,0
<i>Strongyloides ransomi</i>	3724,9	2225,5	850,0	6500,0

Realizado por: Benalcázar, Luisa, 2023.

Lizama (2013, p.4) determinó la carga parasitaria del cerdo pelón, en el estado de Yucatán en México, obteniendo una media de 67 HPG de *Strongyloides*, 150 HPG de *Trichuris*; resultados menores a los reportado en la presente investigación; debido a que los productores de las comunidades de los Atapos no cuentan con un calendario de desparasitación; por lo que los animales presentan altas cargas parasitarias.

En el gráfico 1-3 se reportan las cargas parasitarias para los parásitos determinados en los cerdos criollos en las comunidades de los Atapos.

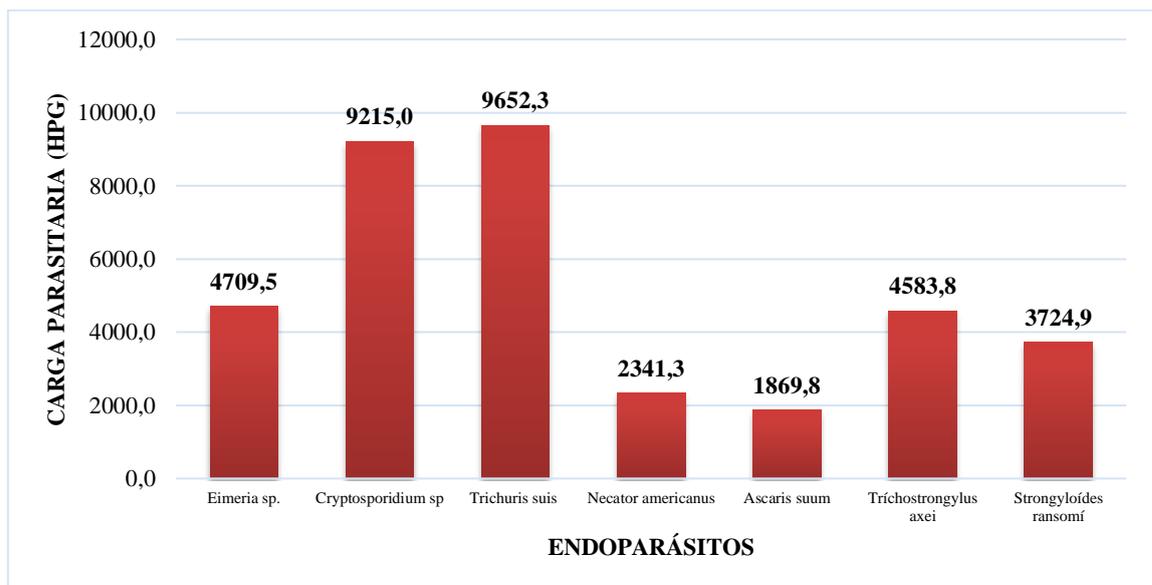


Gráfico 1-3. Carga parasitaria de los cerdos criollos.

Realizado por: Benalcázar, Luisa, 2023.

3.1.2. Endoparásitos pulmonares

En la presente investigación no se identificó la presencia de *Metastrongylus spp*, debido a que por el método de Baerman no es posible observar las larvas. Esto se debe a que los nematodos pulmonares en los cerdos, generalmente la Larva 1 (L1) no eclosiona del huevo hasta que es consumida por el hospedador intermediario (lombriz de tierra) para posteriormente ingresar al hospedador definitivo (cerdo) vía oral para completar su ciclo biológico (Rodríguez, 2015, p.10).

Oliva (2017, p.8) utilizó la técnica de Eckert Inderbitzin para determinar la presencia de parásitos pulmonares (*Metastrongylus*) en cerdos faenados; mientras que en la presente investigación se utilizó el método de Baermann, que se basa en la migración activa o movimiento de las larvas.

Sanmiguel y Cáceres (2020, p.34) evaluó la prevalencia y factores de riesgos de infecciones por helmintos en criaderos de cerdos de traspatio de Bucaramanga, en sus resultados tampoco reportó la presencia del *Metastrongylus*, al igual que lo reportado por Ureña y Nouel (2015, p.32) quienes estudiaron a la fauna parasitaria de cerdos faenados en la provincia de San Juan de la Maguana, con la ayuda del método de Baermann.

3.2. Ectoparásitos de los cerdos criollos

Se determinó la presencia de tres tipos de parásitos externos en los cerdos criollos; el ectoparásito reportado con mayor frecuencia fue *Ctenocephalides* (pulgas) con el 50,0% seguido de *Haematopinus* (piojos) con 46,7%; mientras que el *Sarcoptes* (ácaros) se reportó con menor frecuencia con 3,3%. Los resultados obtenidos se muestran en la tabla 3-3.

Tabla 3-3: Ectoparásitos en cerdos criollos.

Parásito	Frecuencia	%
<i>Sarcoptes</i>	1	3,3%
<i>Haematopinus</i>	14	46,7%
<i>Ctenocephalides</i>	15	50,0%
TOTAL		100%

Realizado por: Benalcázar, Luisa, 2023.

3.2.1. *Sarcoptes (ácaros)*

De todos los cerdos evaluados en la parroquia Palmira, solo un cerdo fue positivo a la presencia de ácaros (3,3 %); al estudiar la presencia de ácaros en sistemas de cama profunda (Fernández, 2018, p.23) en el municipio de Venezuela Juan Germán Roscio, de igual manera a penas se reporta 2 animales positivos (4,76 %), si bien su presencia no es muy frecuente en las producciones porcinas, sí representa gastos en medicinas para su tratamiento, además podría acarrear una penalización en los mataderos o incluso el decomiso.

Maradiaga y Machado (2014, p.12) estudió la presencia de ácaros en el rastro municipal de León, reportando una frecuencia de 9,0 % de un total de 266 muestras (utilizando la técnica de digestión en KOH); en otros estudios se presentaron prevalencia de 50,0 y 95,0 % en países como México, Estados Unidos, España y Canadá (Wooten *et al.*, 1987, p.2) y un 34,0 % en granjas de España y Canadá (Gutiérrez *et al.*, p.5).

3.2.2. *Haematopinus (Piojos)*

En cuanto a los piojos, se reportó un 46,7 % de animales infestados, por lo que se deberá tomar muchas precauciones con este parásito para combatirlo; debido a la alta incidencia de los parásitos pueden surgir otras enfermedades más graves (Errecalde *et al.*, 2013, p.33) en la zona del valle alto Cochabambino, la alta incidencia de estos parásitos se puede deber a que no se tiene un programa de desparasitación externa en la zona.

Damriyasa *et al.*, (2004, p.8) estudiaron la prevalencia y los factores de riesgo (alojamientos mixtos de cerdas secas y lactantes en la misma unidad, tipo de camas) de las infestaciones de piojos en cerdas de granjas de Alemania, obteniendo una prevalencia del 2,5 % en 2754 cerdos evaluados, este valor es inferior al reportado en la presente investigación debido a que la limpieza de las pjaras, la desinfección y el pastoreo de los animales son factores predisponentes para la aparición de piojos y el 0,0% de los productores en la parroquia Palmira no desinfecta los corrales donde pernoctan los animales.

Una prevalencia superior 96,1 % de piojos se reportó en la investigación de Maina *et al.*, (2013, p.2) quienes estudiaron los factores de riesgos (edad de los animales) en 135 granjas de Busia en Kenya, identificando que las condiciones climáticas como: la humedad y precipitaciones fluviales altas; además de la crianza en jaulas o en pastoreo son los principales factores predisponentes para la alta infestación de piojos. Los cerdos criollos evaluados en las comunas de los Atapos son

criados 100,0 % al pastoreo, por lo que están más propensos a infestarse; lo cual coincide por lo expuesto por el autor.

3.2.3. *Ctenocephalides (pulgas)*

Kabululu (2015, p.3) estudió la presencia de parásitos en cerdos de Mbeya en Tanzania, reportando un 0,4 % de un total de 220 granjas evaluadas; pues la utilización de desparasitantes ineficaces y la deficiente limpieza de los cubículos de crianza fueron los principales factores predisponentes para la aparición de estos parásitos; el 0,00% de los productores de las comunidades de los Atapos no realizan ningún tipo de desinfección en los lugares donde pernoctan los animales y tampoco utilizan pediluvios en dichos lugares.

Un peligro latente es la aparición de la fiebre bubónica, cuyo principal vector de transmisión son las pulgas infectadas por *yersinia*, una vez el animal es infectado puede desembocar en un choque séptico y ocasionar la muerte (Silva et al., 2020, p.3); debido a este peligro es muy importante controlar la asepsia y bioseguridad dentro de los planteles de explotación porcina.

El porcentaje de ectoparásitos encontrados después de procesar los resultados, se muestran en el gráfico 2-3.

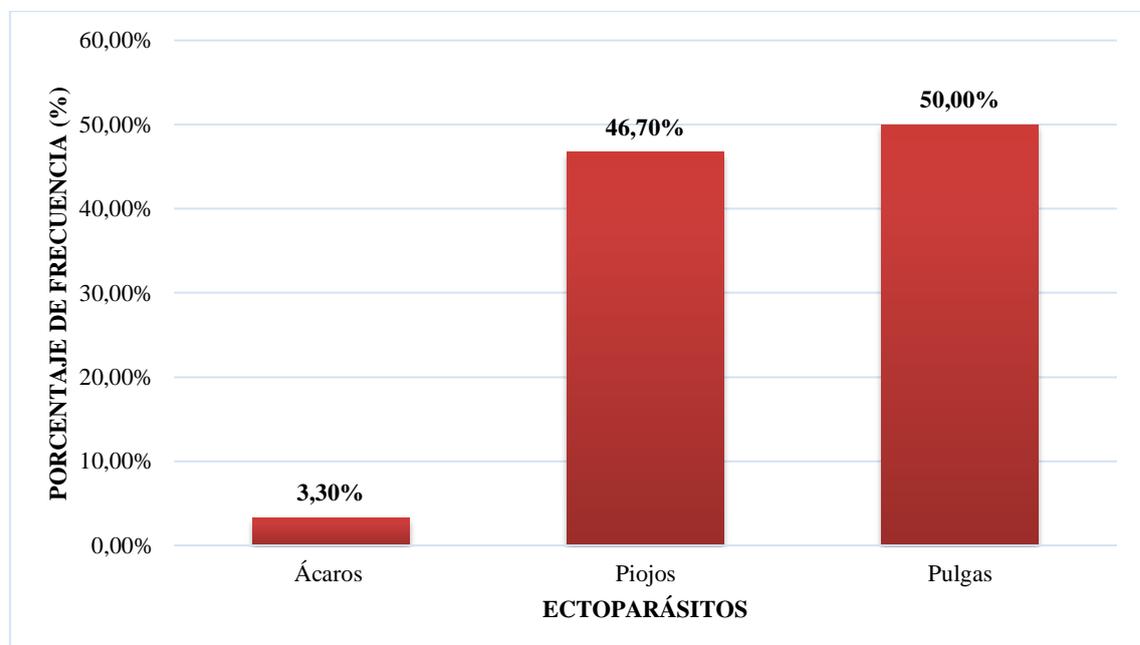


Gráfico 2-3. Carga parasitaria externa, de los cerdos criollos.

Realizado por: Benalcázar, Luisa, 2023.

3.3. Propuesta de calendario sanitario

Debido que al consultar a los productores la mayoría de ellos no desparasitan a sus animales y en su mayoría no cuentan con medidas de bioseguridad adecuadas, a continuación, se detalla una propuesta para un calendario de desparasitación (tabla 4-3).

Se aplicará ivermectina (Endoparasiticida y ectoparasiticida de amplio espectro) siguiendo las siguientes recomendaciones:

- Vía de administración: Parenteral, por inyección subcutánea.
- Período de carencia: Porcinos: No enviar animales a faena cuya carne se destine a consumo humano hasta pasados 18 días del último tratamiento.
- Dosis: Porcinos: * 300 µg/kg p.v. (equivalentes a 1 ml cada 33 kg de p.v.).

En otro mes de abril se aplicará Fenbendazol (Antiparasitario en suspensión oral de amplio espectro) indicado para combatir parásitos *Strongyloides sp*, *Trichostrongylus sp*, entre otros, siguiendo las siguientes recomendaciones:

- Vía de administración: Oral.
- Dosis: Porcinos: 1,5 ml/50 kg de peso vivo.

En otro mes se aplicará Albendazol (para el control de nemátodos gastrointestinales, pulmonares y cestodos), siguiendo las siguientes recomendaciones:

- Vía de administración: Oral.
- Período de carencia: Porcinos: antes de faenar 14 días.
- Dosis: Porcinos: 5 mg/kg de peso, equivalente a 1 ml por 20 kg de peso.

Es recomendable rotar la aplicación de los diferentes desparasitantes propuestos ya que, el uso continuo del mismo desparasitante puede causar resistencia.

De acuerdo a las encuestas, el 100,0 % de los animales evaluados son criados a traspatio y no poseen instalaciones adecuadas, por lo que son más propensos a infestarse con parásitos ya que al salir al pastoreo, se consumen pastos con parásitos en estadios inmaduros, facilitando así su reinfestación.

Tabla 4-3: Propuesta de calendario sanitario para las comunas de los Atapos.

Actividades a desarrollar	Meses												Observaciones	
	E	F	M	A	M	J	J	A	S	O	N	D		
Análisis copro parasitarios					X									Toma de muestras y envío al laboratorio
desparasitación interna		X				X				X				Ivermectina, albendazol, fenbendazol (de acuerdo a los resultados de laboratorio)
Manejo														
Arreglo de pjaras												X		Mantenimiento antes de la época invernal
Limpieza y desinfección instalaciones	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	Uso de Amonio cuaternario, yodo, creolina, fuego.
Vacuna PPC		X						X						Coordinación con AGROCALIDAD
Alimentación														
Sales minerales	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	
Vitaminización		X				X				X				Complejo B

Realizado por: Benalcázar, Luisa, 2023.

3.3.1. Desparasitación de la fauna urbana en las comunidades de los Atapos

La desparasitación de perros debe de ser una rutina preventiva imprescindible durante toda su vida, se debe realizar una desparasitación cada 3 meses desde que son cachorros con esto se evita una reinfestación cruzada entre las especies de interés zootécnico.

En el caso de los gatos, lo aconsejable es realizar la primera desparasitación entre las 6 a 8, para ello, se proporcionarán pastillas, pasta oral o pipetas, lo importantes continuar la desparasitación cada 3 meses.

CONCLUSIONES

Al analizar los resultados obtenidos en la presente investigación, se llegó a las siguientes conclusiones:

- Los parásitos gastrointestinales reportados en los cerdos criollos en la parroquia de Palmita fueron: *Eimeria sp.*, *Cryptosporidium sp.*, *Trichuris suis*, *Necator americanus*, *Ascaris suum*, *Trichostrongylus axei*, *Strongyloides ransomi*. En cuanto a parásitos pulmonares no se reportó la presencia de parásitos pulmonares.
- Los ectoparásitos que se reportaron en los cerdos criollos de la parroquia de Palmira fueron: *Sarcoptes*, *Haematopinus* y *Ctenocephalides*
- Los parásitos internos y externos constituyen un problema de salud pública, por lo que se elaboró una propuesta de manejo productivo-sanitario.

RECOMENDACIONES

- Emplear un calendario sanitario adecuado y eficiente, sin importar el sistema de manejo que se implemente, ya que, si los animales muestran cuadros parasitarios muy amplios, los parámetros productivos y reproductivos de los animales disminuirán.
- Realizar tomas de muestras en los camales ya que con las canales frescas se pueden identificar de mejor manera los parásitos que afectan a la producción de cerdos criollos de traspatio.
- Determinar la parasitosis pulmonar de manera cuantitativa por lo que se sugiere realizar una investigación adicional.

BIBLIOGRAFÍA

ABAD, J. Identificación de parásitos gastrointestinales, hepáticos y pulmonares en cerdos faenados en el camal municipal de Macas. 2022. pp 3 - 31. [Consulta: 15 de enero de 2023].

ALCAIDE, M., FRONTERA, E., PÉREZ, J., & REINA, D. Clínica y lesiones de la *metrastrongilosis*. Sitio Argentino de Producción Animal, 1- 4. 2016. pp 3 - 31. [Consulta: 15 de enero de 2023].

BENCOMO, B. Principales enfermedades de los cerdos. Instituto Nicaraguense de Tecnología Agropecuaria, INTA, Managua (Nicaragua); Instituto Nacional Tecnológico, Managua (Nicaragua). 2010. pp 3 - 31. [Consulta: 15 de enero de 2023].

BOADA, M. Estimación de la grasa dorsal y la condición corporal en cerdas utilizando medidas e índices morfométricos. Ambato: Universidad Técnica de Ambato. 2018. pp 3 - 31. [Consulta: 15 de enero de 2023].

BODAGER J.R., PARSONS M.B., WRIGHT P.C., RASAMBAI-NARIVO F., ROELLIG D., XIAO L., GILLESPIE T.R. Complex epidemiology and zoonotic potential for *Cryptosporidium suis* in rural Madagascar. *Veterinary Parasitology* 207 (1–2), 2014. pp 140–143. [Consulta: 21 de enero de 2023].

CABEZAS, R. Caracterización morfométrica y molecular del ganado de doble propósito en la provincia de Santa Elena. . Córdoba: Universidad de Córdoba. 2019. pp 3 - 31. [Consulta: 15 de enero de 2023].

CÁCERES J; Y SANMIGUEL, V. Prevalencia y Factores de Riesgo de Infecciones por Helminthos Gastrointestinales y Pulmonares en Criaderos de Cerdos Traspacios Ubicados en el Área Metropolitana de Bucaramanga. 2020. pp 3 - 31. [Consulta: 15 de enero de 2023].

CÁCERES, J; SANMIGUEL, V. Prevalencia y Factores de Riesgo de Infecciones por Helminthos Gastrointestinales y Pulmonares en Criaderos de Cerdos Traspacios Ubicados en el Área Metropolitana de Bucaramanga. 2020. pp 3 - 31. [Consulta: 15 de enero de 2023].

CANDELARIA, B., & RAMÍREZ, M. Recurso genéticos "criollos" de zonas rurales Campeche México. . *Agroproductividad* , 29-32. 2016. pp 3 - 31. [Consulta: 15 de enero de 2023].

CARDEÑOSA, E. Consideraciones epizootiológicas sobre algunas parasitosis y técnicas de diagnóstico para su control (archivo PDF). 2007. pp 3 - 31. [Consulta: 15 de enero de 2023].

DAMRIYASA, I. M. Prevalence, risk factors and economic importance of infestations with *Sarcoptes scabiei* and *Haematopinus suis* in sows of pig breeding farms in Hesse, Germany. *Medical and Veterinary Entomology*, 2004, vol. 18, no 4, p. 361-367. [Consulta: 15 de enero de 2023].

DELGADO, J. *Prevalencia de Ascaris suum en cerdos de traspatio mediante análisis coprológico.* 2022. Tesis de Licenciatura. pp 3 - 31. [Consulta: 15 de enero de 2023].

ERRECALDE, J. Terapéutica de las ectoparasitosis. *Enfermedades parasitarias de importancia clínica y productiva en rumiantes. Fundamentos epidemiológicos para su diagnóstico y control.* Montevideo: Editorial Hemisferio Sur, 2013, p. 625-30. [Consulta: 15 de enero de 2023].

ESCOBAR, R. Caracterización y sistema de producción de los cerdos criollos del cantón Chambo. Riobamba: Facultad de Ciencias Pecuarias. Escuela Superior Politécnica de Chimborazo. 2007. pp 3 - 31. [Consulta: 15 de enero de 2023].

ESPAC. Encuesta de Superficie y Producción Agropecuaria Continua. 2020. pp 3 - 31. [Consulta: 15 de enero de 2023].

ESPINOSA, J. D. Caracterización fenotípica del cerdo criollo en los cantones Zapotillo y Puyango de la provincia de Loja. La Libertad: Universidad de Loja. 2016. pp 3 - 31. [Consulta: 15 de enero de 2023].

FERNÁNDEZ, J. Sarna sarcóptica en cerdos criados en cama profunda. Reporte de caso. *Revista de la Facultad de Medicina Veterinaria y de Zootecnia*, 2018, vol. 65, no 3, p. 282-288. [Consulta: 15 de enero de 2023].

ESPINOZA, R. Prevalencia de parásitos gastrointestinales en bovinos en el barrio el Chan de Latacunga. 2022. Tesis de Licenciatura. Ecuador: Latacunga: Universidad Técnica de Cotopaxi (UTC). [Consulta: 21 de enero de 2023].

FERNÁNDEZ ANCHÍA, L. Diagnóstico de parásitos gastrointestinales en caninos y felinos: estudio retrospectivo en dos laboratorios veterinarios. 2009. [Consulta: 21 de enero de 2023].

FRONTERA, E., ESCOBAR, A., PARIENTE, F., CALERO, R., ALCAIDE, M., & REINA, D. Parásitos internos en el ganado porcino de raza ibérica. *Av. Tecnol. porc.*, 4-16. 2008. pp 3 - 31. [Consulta: 15 de enero de 2023].

GONZÁLES, C. Prevalencia de nemátodos gastrointestinales en cerdos de traspatio del distrito Veintiséis de Octubre, Piura, Perú 2022. pp 3 - 31. [Consulta: 15 de enero de 2023].

GONZÁLES, R. Caracterización de medidas morfométricas y fanerópticas en cerdos criollos (sus scrofa spp) de la parroquia de Manglaralto- Provincia de Santa Elena. . *La Libertad*. 2021. pp 3 - 31. [Consulta: 15 de enero de 2023].

HERNÁNDEZ-CHAVARRÍA, F. *Strongyloides stercoralis*: Un parásito subestimado. *Parasitología al día*, 2001, vol. 25, no 1-2, p. 40-49. [Consulta: 21 de enero de 2023].

HERRERA, Y. Determinación coprológica de la parasitofauna en cerdos criollos (*Sus scrofa domestica*) en el departamento de Córdoba, Colombia. *Revista Colombiana de Ciencia Animal-RECIA*, 2015, vol. 7, no 2, p. 160-164. [Consulta: 21 de enero de 2023].

HERRERA, Y. “Determinación coprológica de la parasito fauna en cerdos criollos (*Sus scrofa domestica*) en el departamento de Córdoba, Colombia”. *Revista Colombiana de ciencia animal*. [En línea], 2015. (Colombia), pp. 160-164. Disponible en: <https://revistas.unisucre.edu.co/index.php/recia/article/view/257/298>. [Consulta: 15 de enero de 2023].

JAPA, C. Caracterización fenotípica del cerdo criollo en los cantones Catamayo, Gonzanamá y Quilanga de la provincia de Loja. Universidad Nacional de Loja. 2016. pp 3 - 31. [Consulta: 15 de enero de 2023].

JIMÉNEZ, E. Determinación de nemátodos gastrointestinales en cerdos del distrito de Pacaipampa, Provincia de Ayabaca, Departamento de Piura. Piura. 2019. pp 3 - 31. [Consulta: 15 de enero de 2023].

KABULULU, L. Risk factors for prevalence of pig parasitoses in Mbeya Region, Tanzania. *Veterinary Parasitology*, 2015, vol. 212, no 3-4, p. 460-464. [Consulta: 15 de enero de 2023].

KAGIRA, J. Relationship between the prevalence of ectoparasites and associated risk factors in free-range pigs in Kenya. *International Scholarly Research Notices*, 2013, vol. 2013. pp 3 - 31. [Consulta: 15 de enero de 2023].

KARAMON, J., DĄBROWSKA, J., DORS, A., CZYŻEWSKA-DORS, E. Y CENCEK, T. Occurrence of Intestinal Parasites in Pigs in Poland - the Influence of Factors Related to the Production System, 61 (4), 459-466. doi: 10.1515 / jvetres-2017-0053. 2017. pp 3 - 31. [Consulta: 15 de enero de 2023].

LOVERA, HERNAN JOSÉ; PELLIZA, BIBIANA; VÁZQUEZ, MERCEDES. Características epidemiológicas y clínicas de la infección por *Cryptosporidium* spp. en granjas porcinas intensivas de Argentina. *Ab Intus*, 2022, no 10, p. 1-17. [Consulta: 21 de enero de 2023].

LUNA, L. KYVSGAARD, NIELS. Ocho diferentes especies de parásitos gastrointestinales fueron identificadas en cerdos de traspatio en El Municipio de El Sauce-León. Nicaragua. *REDVET. Revista Electrónica de Veterinaria*, 2005, vol. 6, no 10, p. 1-9. [Consulta: 15 de enero de 2023].

MARADIAGA, E; MACHADO TORUÑO, D. *Prevalencia de sarcoptes scabiei en cerdos con lesiones cutáneas sacrificados en el rastro municipal de León en el período de marzo-mayo.* 2014. Tesis Doctoral. pp 3 - 31. [Consulta: 15 de enero de 2023].

MARÍN, M. Caracterización fenotípica del cerdo criollo en los cantones Celica, Macará y Pindal de la provincia de Loja. . *La Libertad: Carrera de Medicina Veterinaria y Zootecnia.* 2016. pp 3 - 31. [Consulta: 15 de enero de 2023].

OBREGÓN, J. Efecto de la administración de huevos de trichuris suis en la reparación del tejido intestinal y producción de citocinas en un modelo murino de colitis. 2015. pp 3 - 31. [Consulta: 15 de enero de 2023].

OLIVA CÁCERES, H. *Determinación de la prevalencia de Metasatrongylosis, mediante la técnica, Eckert-Inderbitzin; en pulmones de cerdos faenados en el Rastro Municipal de Puerto Barrios, Izabal.* 2017. Tesis Doctoral. Universidad de San Carlos de Guatemala. pp 3 - 31. [Consulta: 15 de enero de 2023].

OLMEDO, W., TOALOMBO, P., FLORES, L., DELGADO, J., NAVAS, F., & DUCHI, N. Caracterización morfológica del cerdo criollo Pillareño del cantón Guamoto de Ecuador. . Archivos de Zootecnia, 160-170. 2021. pp 3 - 31. [Consulta: 15 de enero de 2023].

ORRALA, Z. Caracterización zoométrica de cerdos criollos (*sus scrofa domesticus*) en la parroquia Simón Bolívar-Santa Elena. La Libertad. 2021. pp 3 - 31. [Consulta: 13 de enero de 2023].

PERALTA, T., & RIVAS, A. Estudio de carga parasitaria gastrointestinal en cerdos de traspatio en la Comarca Wuasaca Central, Municipio la Dalia, Matagalpa en el período comprendido de Agosto a Noviembre del 2013. 2014. pp 3 - 31. [Consulta: 12 de enero de 2023].

PINILLA, J. Prevalencia e intensidad de infección de parásitos gastrointestinales en cerdos alojados en diferentes sistemas de producción. Revista Unellez de Ciencia y Tecnología, 2005, vol. 23, p. 51-61. [Consulta: 3 de febrero de 2023].

QUILES, A., MARTÍNEZ, C., & VEGA, F. La sarna sacóptica en el ganado porcino. Producción animal, 52 - 60. 2006. pp 3 - 31. [Consulta: 12 de enero de 2023].

REYNA, N. Comparación de la técnica modificada de formalina detergente contra Mc Master, para el diagnóstico de parásitos gastrointestinales y pulmonares en cerdos de traspatio del municipio de San Agustín Acasaguastlan, el Progreso. San Agustín Acasaguastlan. 2008. pp 3 - 31. [Consulta: 15 de enero de 2023].

RODRÍGUEZ-VIVAS, R. I. Técnicas para el diagnóstico de parásitos con importancia en salud pública y veterinaria. En *AMPAVE-CONASA*. 2015. pp 3 - 31. [Consulta: 10 de enero de 2023].

SÁNCHEZ, J. Etiología y epidemiología de las Ascariosis porcina. *Mundo Ganadero*, 42-48. 2002. pp 3 - 31. [Consulta: 10 de enero de 2023].

SIEKAVIZZA, G. Evaluación de la efectividad de tres ectoparasiticidad para el tratamiento contra *Haematopinus suis* y *Tunga penetrans*, en cerdos de traspatio de la aldea San José Yalú del municipio de Sumpango, departamento de Sacatepéquez, Guatemala. Sumpango. 2007. pp 3 - 31. [Consulta: 5 de enero de 2023].

SILVA ROJAS GLEN; GALO, FARFÁN CANO. ¿El regreso de la peste bubónica? 2019. pp 3 - 31. [Consulta: 5 de enero de 2023].

SUAREZ-LUENGAS, L., CLAVEL, A., QUÍLEZ, J., GOÑI-CEPE-RO, M., TORRES, E., SÁNCHEZ-ACEDO, C., DEL CACHO, E. Molecular characterization of *Cryptosporidium* isolates from pigs in Zaragoza (northeastern Spain). *Veterinary Parasitology*. 2007. [Consulta: 21 de enero de 2023].

ULÍN, E. Determinación de la presencia de parásitos gastrointestinales, renales, musculares y pulmonares en cerdos de traspatio faenado en el rastro de la central de carnes, S.A. en el período de febrero a mayo del 2007. Guatemala. 2010. pp 3 - 31. [Consulta: 5 de enero de 2023].

UREÑA STAMERS, E; NOUEL FERREIRAS, K. Fauna parasitaria gastrointestinal, pulmonar y muscular (cisticercosis) en cerdos faenados en el matadero de la provincia de San Juan de la Maguana. 2015. pp 3 - 31. [Consulta: 11 de enero de 2023].

TAMAYO MENESES, LUIS; YANIQUEZ ZUÑAGUA, RONALD; PADILLA SOSA, LILIA. Anemia severa causada por *Necator americanus*: Reporte de un caso. *Cuadernos Hospital de Clínicas*, 2008, vol. 53, no 1, p. 52-55. [Consulta: 21 de enero de 2023].

VALLE, Y., GUERRA, Y., MENCHO, J., & VÁZQUEZ, A. Comportamiento de los parásitos gastrointestinales del cerdo por sector y por categoría. *Revista electrónica de veterinaria*. VII (09). 2006. pp 3 - 31. [Consulta: 12 de enero de 2023].

WANG, H., ZHANG, Y., WU, Y., LI, J., QI, M., LI, T., WANG, J., WANG, R., ZHANG, S., JIAN, F., NING, C., ZHANG, L. Occurrence, Molecular characterization, and assessment of

zoonotic risk of *Cryptosporidium* spp., *Giardia duodenalis*, and *Enterocytozoon*. 2018. [Consulta: 21 de enero de 2023].

WOOTEN-SAAD, E.L.; TOWELL-VAIL, C.A.; WILLIAMS, R.E.; AND GAAFAR, S.M.
Incidence of *Sarcoptes scabiei* and *Haematopinus suis* on swine Indiana. *J Econ Entomol* 80, 1987. pp 3 - 31. [Consulta: 11 de enero de 2023].

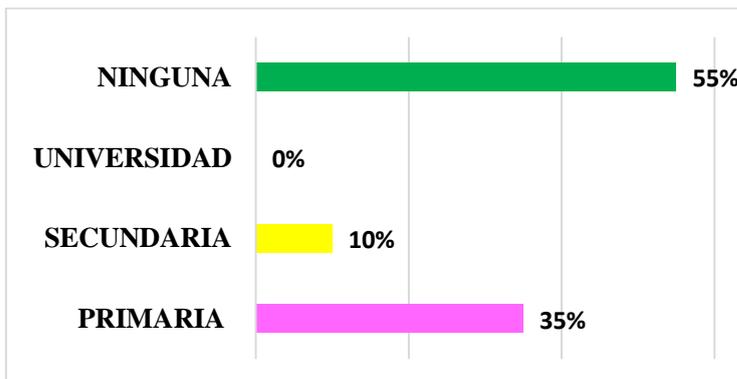


ANEXOS

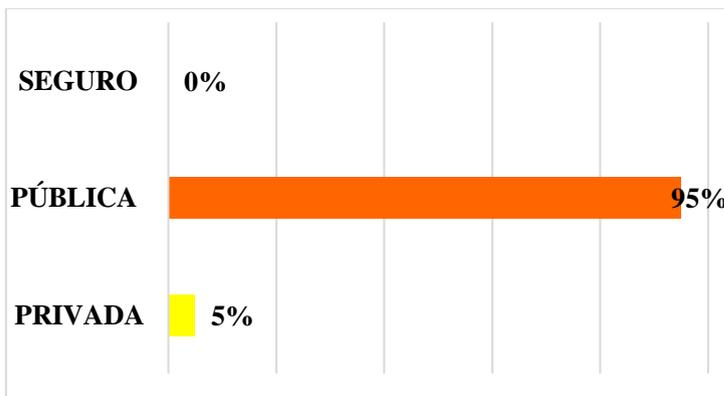
ANEXO A. FACTORES DE RIESGO DE LA PARASITOSIS

COMPONENTE SOCIAL:

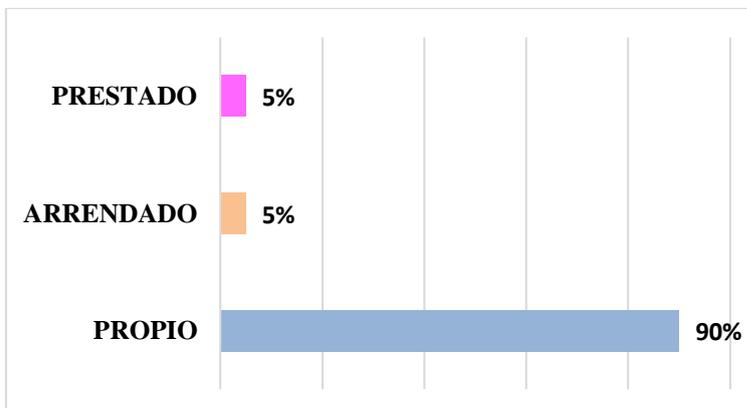
1. Nivel de instrucción académica:



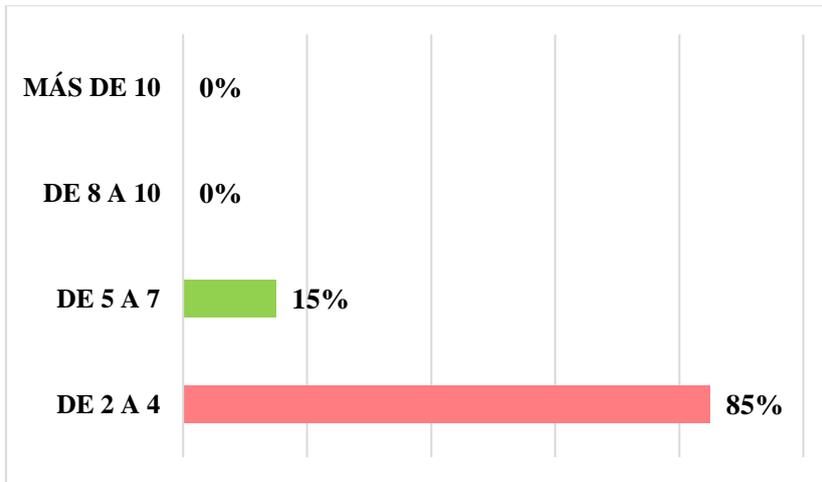
2. Tipo de atención médica que recibe:



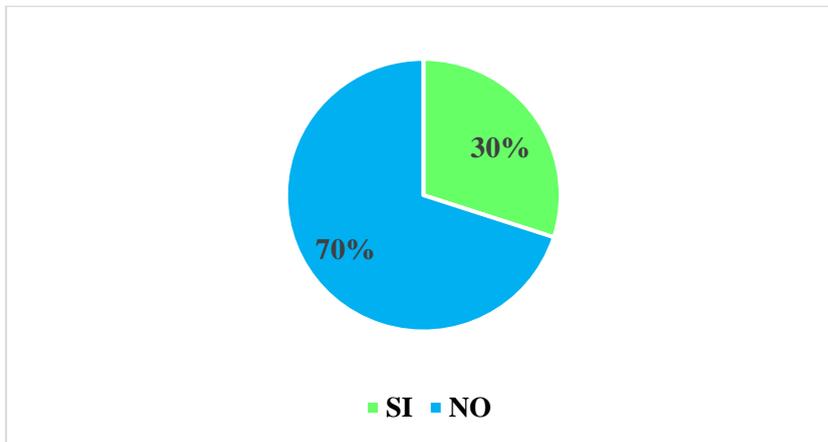
3. El terreno es:



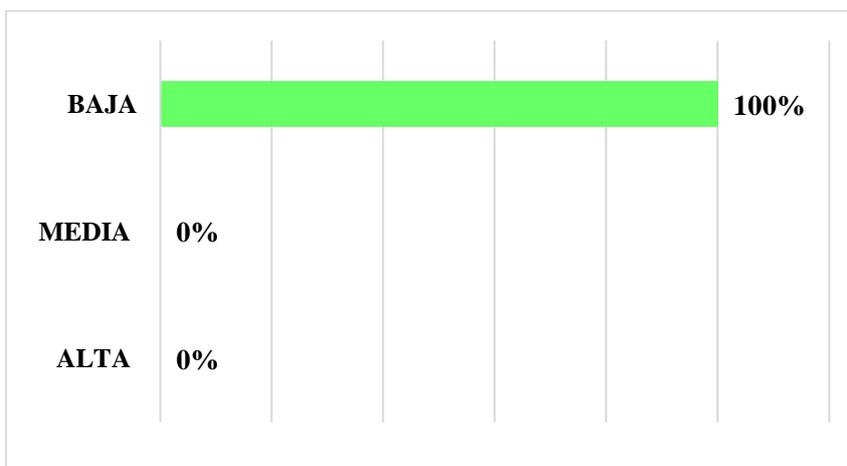
4. ¿Cuántas personas integran la familia?



5. Cuenta con servicios básicos (agua y luz):

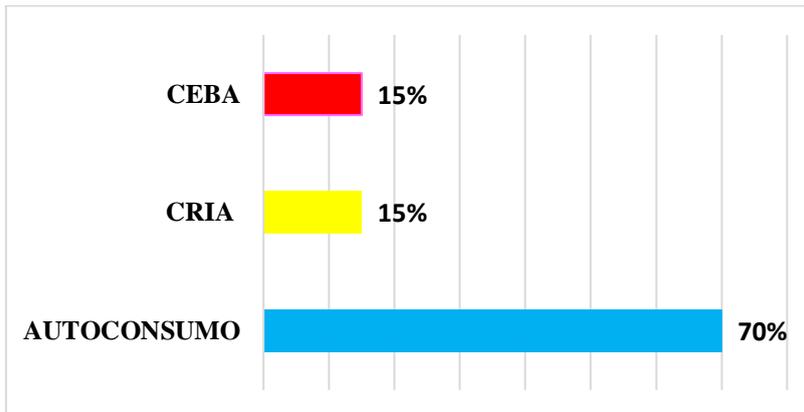


6. Condición socio-económica:



Componente del manejo empleado en la producción porcina:

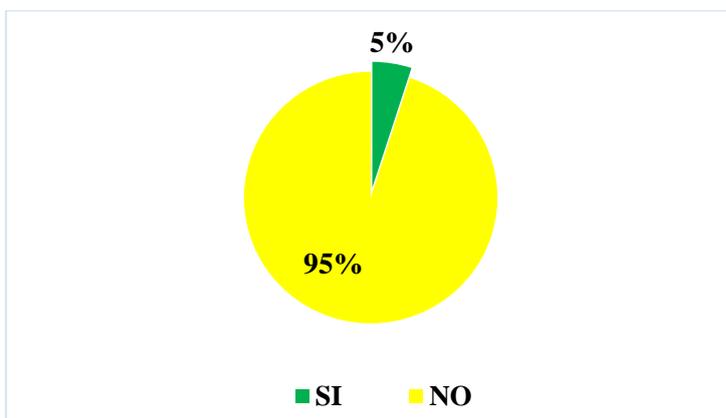
7. **Propósito de la explotación:**



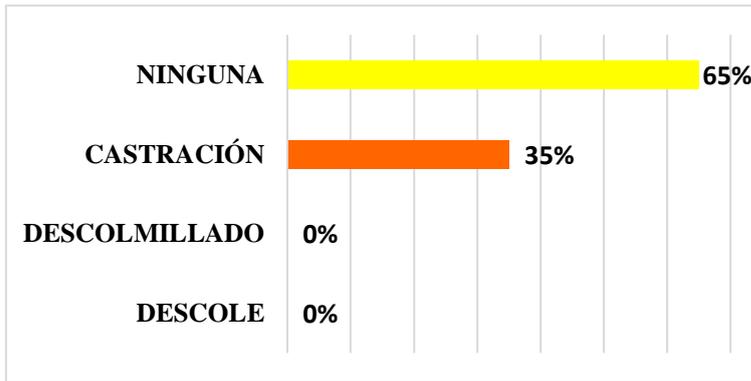
8. **Cuenta usted con instalaciones construidas específicamente para cerdos:**



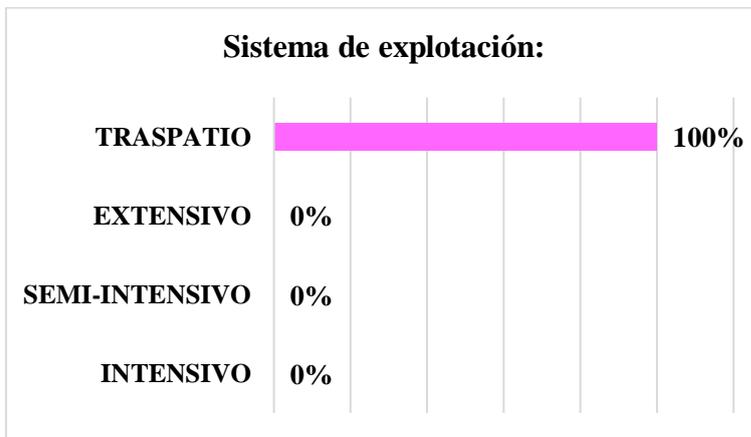
9. **Realiza usted manejo de excretas (heces y orina) de los cerdos:**



10. **¿Qué práctica de manejo realiza en los cerdos?**

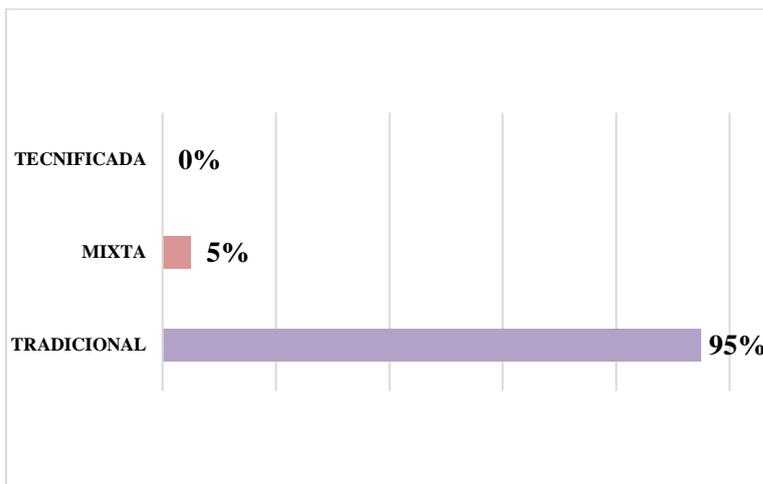


11. Sistema de explotación:

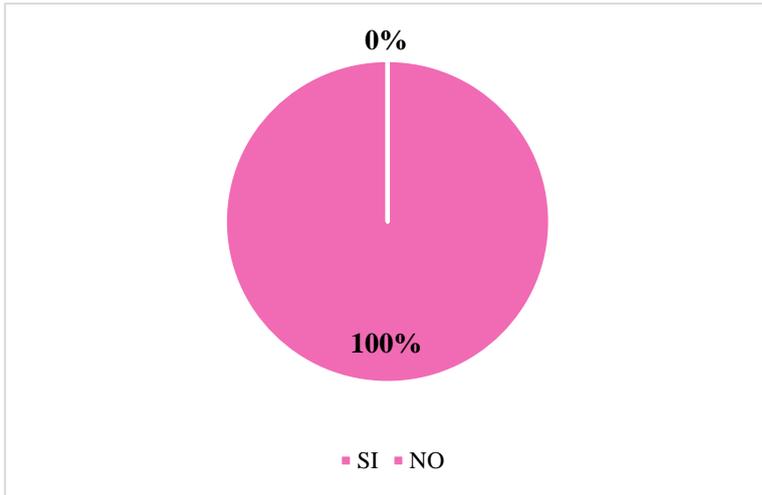


Componente nutricional:

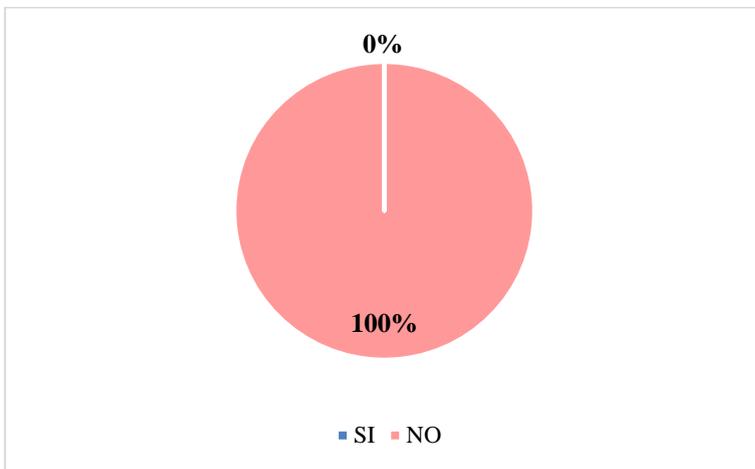
12. Tipo de alimentación:



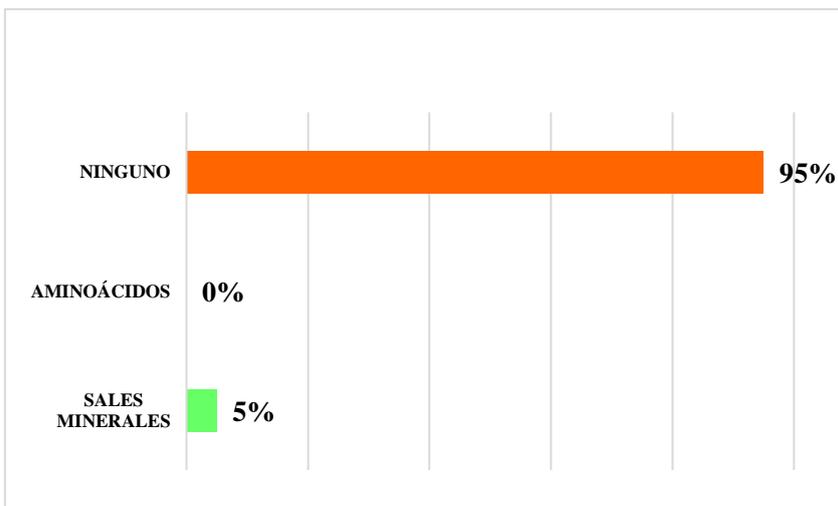
13. Toma en cuenta usted el balance nutricional de las raciones que suministra a los cerdos:



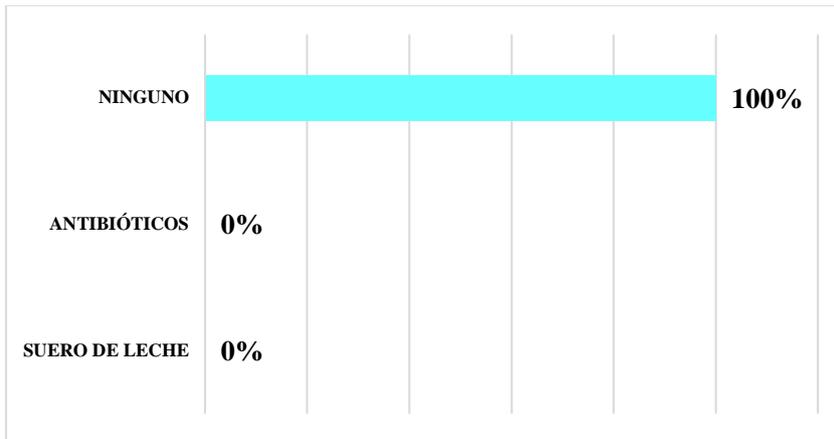
14. **Elabora balanceado en su finca:**



15. **¿Qué tipo de suplemento nutricional administra a los animales?**



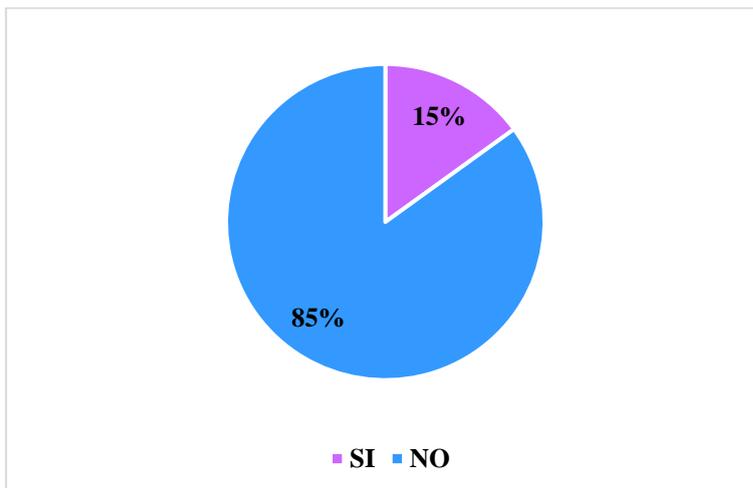
16. **¿Qué tipo de promotor de crecimiento utiliza en los cerdos?**



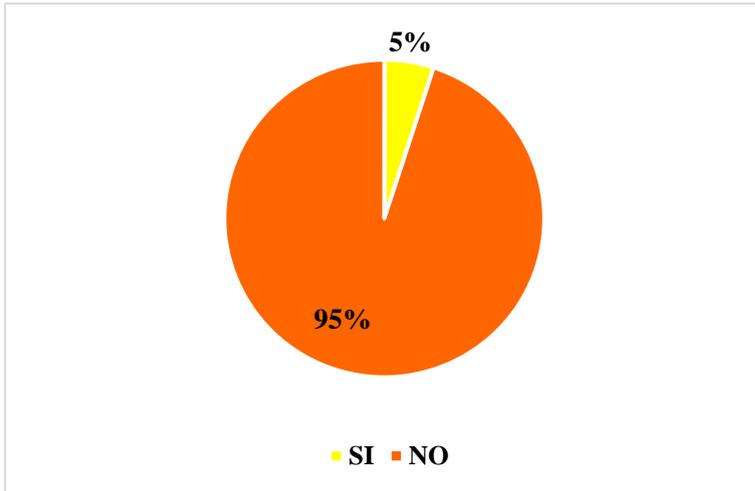
17. **Utiliza usted alguna alimentación especial para cerdas gestantes:**



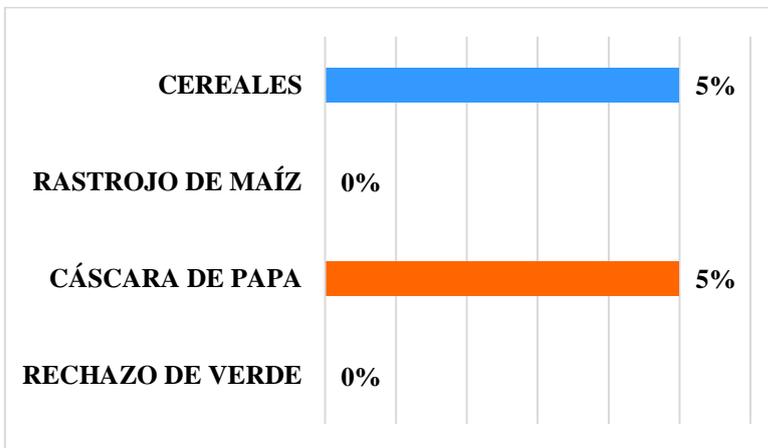
18. **Utiliza usted balanceado para la etapa de crecimiento y engorde en los cerdos:**



19. **Suministra algún alimento adicional en los cerdos:**

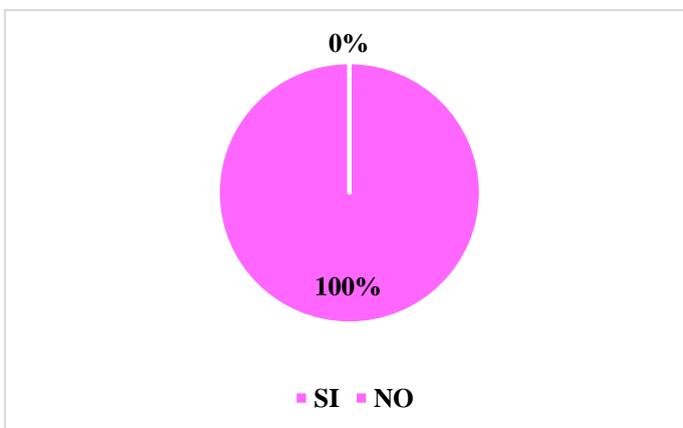


20. En caso de que su respuesta a la pregunta haya sido si, seleccione el alimento:

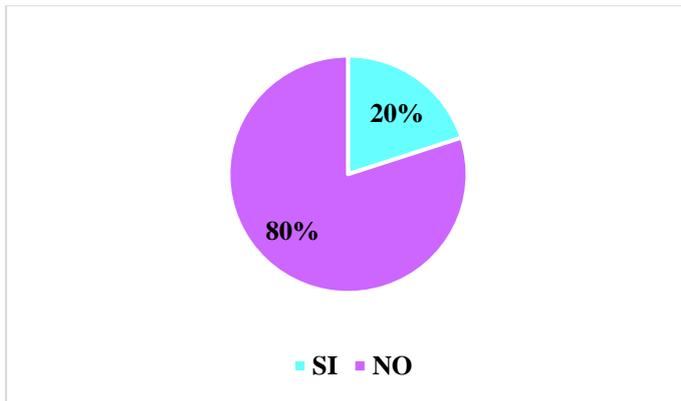


Componente de sanidad animal:

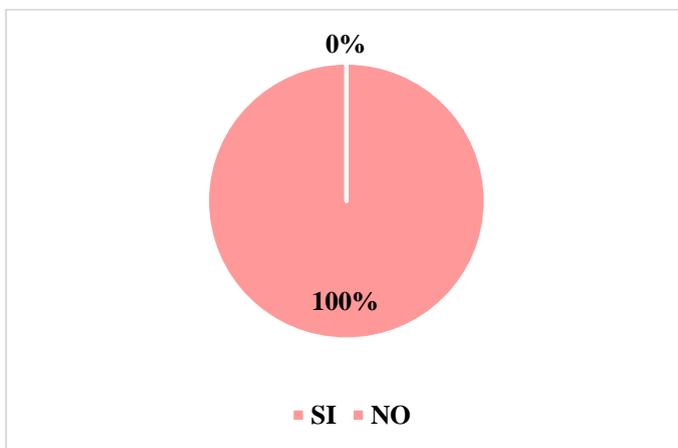
21. Cuenta con un calendario de vacunación:



22. Cuenta con un calendario de desparasitación:

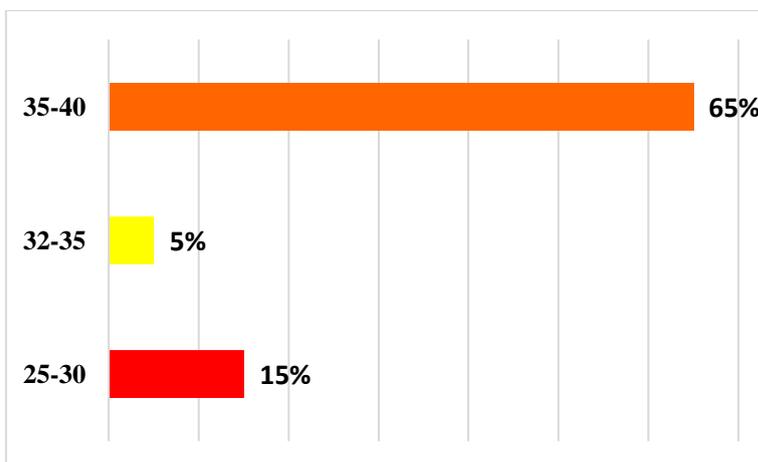


23. Su explotación cuenta con medidas de bioseguridad (desinfección de corrales, pediluvios, entre otros):

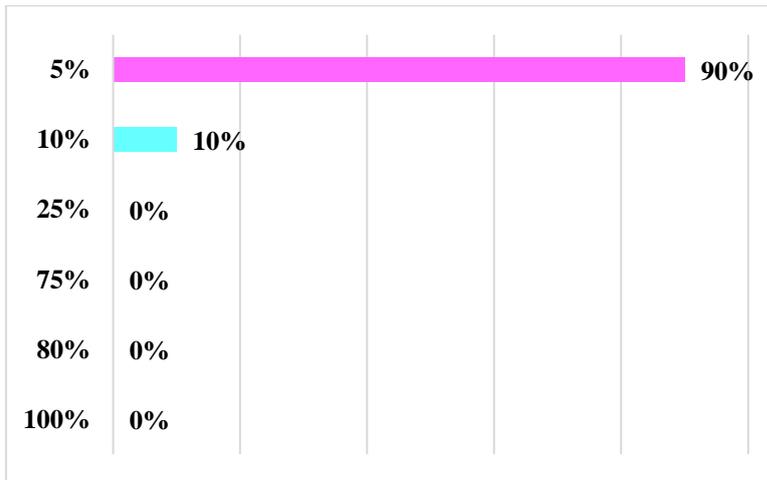


Componente económico:

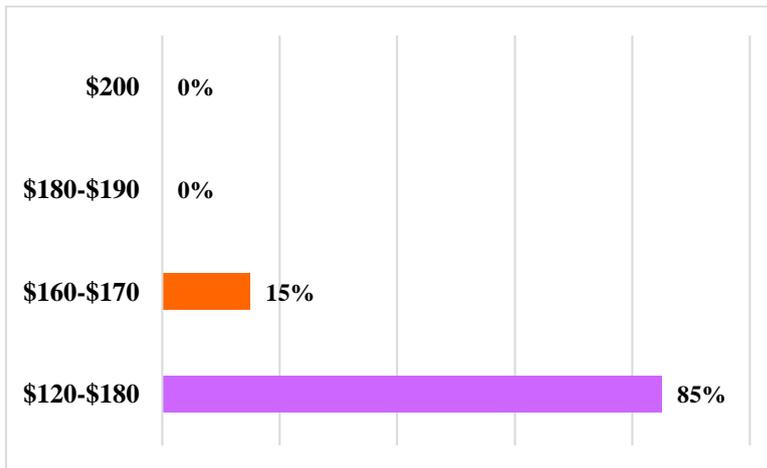
24. En caso de suministrar balanceado ¿Cuál es el costo del alimento?



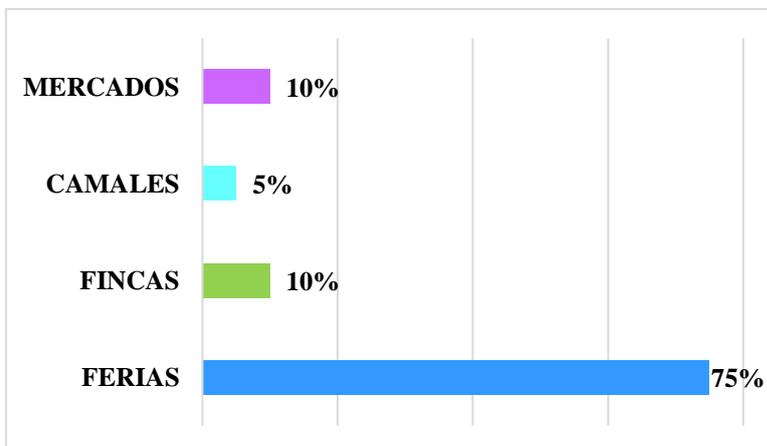
25. Del total de sus ingresos ¿Qué porcentaje le representa a usted la producción porcina?



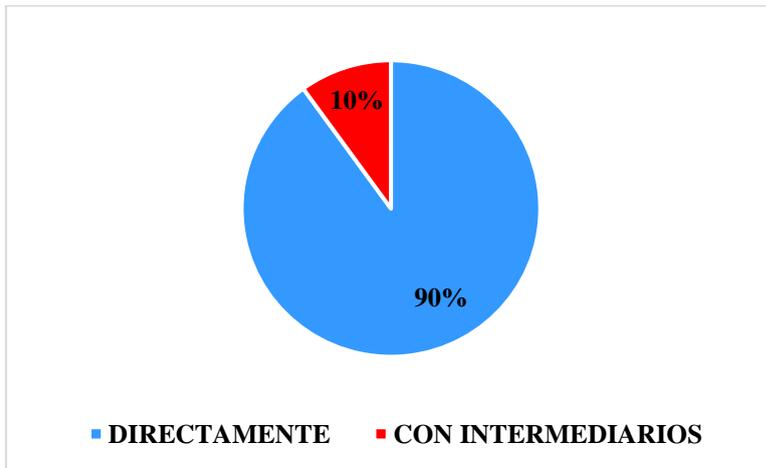
26. ¿Cuál es el precio de venta de un cerdo adulto?



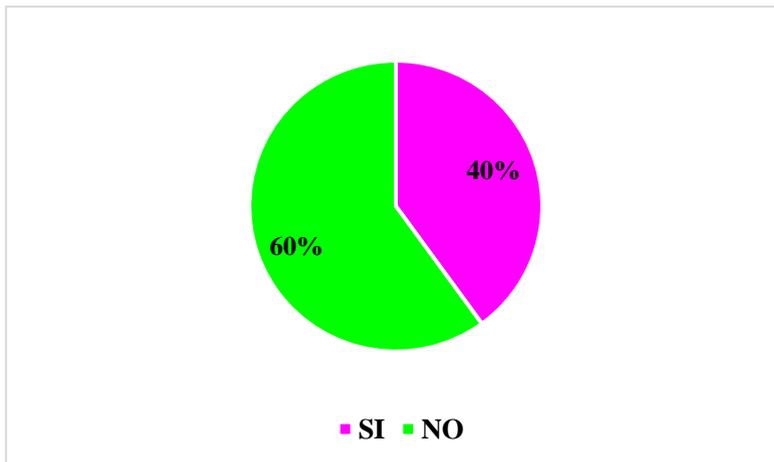
27. ¿En qué lugar vende a los cerdos?



28. ¿Cómo realiza la comercialización de sus animales?



29. Considera usted que la producción porcina es rentable



**ANEXO B. ESTADÍSTICA DESCRIPTIVA DE ENDOPARÁSITOS
GASTROINTESTINALES**

HPG	ESTADÍSTICA DESCRIPTIVA			
	MEDIA	DESV. EST.	MÍNIMO	MÁXIMO
<i>Eimeria sp.</i>	4709,5	4784,6	150,0	12100,0
<i>Cryptosporidium sp</i>	9215,0	799,0	8650,0	9780,0
<i>Trichuris suis</i>	9652,3	10146,4	800,0	19505,0
<i>Necator americanus</i>	2341,3	3596,2	50,0	9700,0
<i>Ascaris suum</i>	1869,8	1349,9	450,0	3500,0
<i>Trichostrongylus axei</i>	4583,8	5096,8	150,0	12100,0
<i>Strongyloides ransomí</i>	3724,9	2225,5	850,0	6500,0

ANEXO C. ANÁLISIS DE FRECUENCIA DE PARÁSITOS EXTERNOS

PARÁSITO	FRECUENCIA	%
Ácaros	1	3,3%
Piojos	14	46,7%
Pulgas	15	50,0%

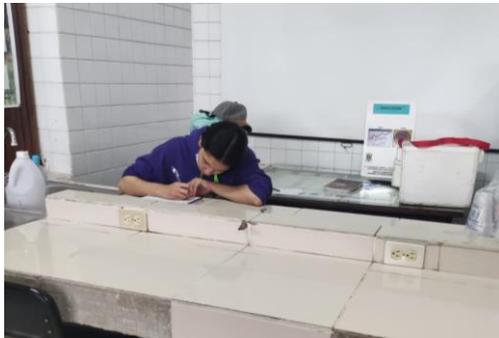
ANEXO D: TOMA DE MUESTRAS



ANEXO E: TOMA DE DATOS DE LOS PRODUCTORES



ANEXO F: CÁLCULO DE LA CARGA PARASITARIA



ANEXO G: CONTEO DE HPG DE LOS PARÁSITOS





epoch

Dirección de Bibliotecas y
Recursos del Aprendizaje

UNIDAD DE PROCESOS TÉCNICOS Y ANÁLISIS BIBLIOGRÁFICO Y
DOCUMENTAL

REVISIÓN DE NORMAS TÉCNICAS, RESUMEN Y BIBLIOGRAFÍA

Fecha de entrega: 19 / 06 / 2023

INFORMACIÓN DEL AUTOR/A (S)
Nombres – Apellidos: Luz Jahaly Arellano Castillo
INFORMACIÓN INSTITUCIONAL
Facultad: Ciencias Pecuarias
Carrera: Zootecnia
Título a optar: Ingeniera Zootecnista
f. responsable: Ing. Cristhian Fernando Castillo Ruiz



1047-DBRA-UTP-2023