

UNIVERSIDAD POLITÉCNICA SALESIANA

SEDE CUENCA

CARRERA MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA

*Trabajo de titulación previo
a la obtención del título de
Médica Veterinaria Zootecnista*

TRABAJO EXPERIMENTAL:

**“PREVALENCIA DE PARÁSITOS GASTROINTESTINALES EN CUYES
DE PRODUCCIÓN (*Cavia porcellus*), CON EL MÉTODO COPROLÓGICO”**

AUTORA:

VERÓNICA PATRICIA CURIPOMA MAISINCHO

TUTOR:

Ing. MAURICIO XAVIER SALAS RUEDA

CUENCA- ECUADOR

2020

CESIÓN DE DERECHOS DE AUTOR

Yo, Verónica Patricia Curipoma Maisincho con documento de identificación N° 0107199747, manifiesto mi voluntad y cedo a la Universidad Politécnica Salesiana la titularidad sobre los derechos patrimoniales en virtud de que soy autora del trabajo de titulación: **“PREVALENCIA DE PARÁSITOS GASTROINTESTINALES EN CUYES DE PRODUCCIÓN (*Cavia porcellus*), CON EL MÉTODO COPROLÓGICO”**, mismo que ha sido desarrollado para optar por el título de: *Médica Veterinario Zootecnista*, en la Universidad Politécnica Salesiana, quedando la Universidad facultada para ejercer plenamente los derechos cedidos anteriormente.

En aplicación a lo determinado en la Ley de Propiedad Intelectual, en mi condición de autora, me reservo los derechos morales en la obra citada. En concordancia suscribimos este documento en el momento que hago la entrega del trabajo final en formato digital a la Biblioteca de la Universidad Politécnica Salesiana.

Cuenca, enero del 2020



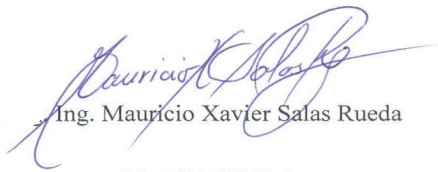
Verónica Patricia Curipoma M.

C.I. 0107199747

CERTIFICACIÓN

Yo, declaro que bajo mi tutoría fue desarrollado el trabajo de titulación: **“PREVALENCIA DE PARÁSITOS GASTROINTESTINALES EN CUYES DE PRODUCCIÓN (*Cavia porcellus*), CON EL MÉTODO COPROLÓGICO”**, realizado por Verónica Patricia Curipoma Maisincho, obteniendo el *Trabajo Experimental* que cumple con todos los requisitos estipulados por la Universidad Politécnica Salesiana.

Cuenca, enero del 2020



Ing. Mauricio Xavier Salas Rueda

C.I. 060332968-1

DECLARATORIA DE RESPONSABILIDAD

Yo, Verónica Patricia Curipoma Maisincho con documento de identificación N° 0107199747, autora del trabajo de titulación: **“PREVALENCIA DE PARÁSITOS GASTROINTESTINALES EN CUYES DE PRODUCCIÓN (*Cavia porcellus*), CON EL MÉTODO COPROLÓGICO”**, certifico que el total contenido del *Trabajo Experimental* es de mi exclusiva responsabilidad y autoría.

Cuenca, enero del 2020



Verónica Patricia Curipoma M.

C.I. 0107199747

DEDICATORIA

Dedico este trabajo de investigación a Dios por permitirme cumplir esta meta en mi vida; a mis padres, mis abuelos por todo el amor que me brindan, por ser mi fuerza, por confiar en mis decisiones; a mis hermanas que fueron mi inspiración y motivación, por todo el amor brindado, a Paul por demostrarme su cariño y apoyarme siempre.

A mis profesores Dr. Garnica quién fue motivo de superación por ser un excelente profesor, director de carrera y siempre apoyarme desde el primer día que ingrese en la institución.

Dra. Mónica Brito por ser una excelente profesora y enseñarnos a cumplir responsabilidades y a ser puntual en toda situación.

A mi tutor Ing. Mauricio Salas por su colaboración y guía durante este proceso.

Ing. Wesbter por su excelente papel como docente, por su gran perseverancia y apoyo.

A cada uno de ellos siempre les estaré eternamente agradecida, gracias por acompañarme en este camino de la vida, les deseo muchos éxitos en su vida.

AGRADECIMIENTO

Quiero expresar mis más sinceros agradecimientos a Dios por permitirme llegar hasta este lugar, por darme la capacidad para lograr mis metas.

A mis padres Rosa y Jorge, por el amor infinito que me brindaron cada día, por siempre ser mi motivación. Mis abuelos Lastenia y Alfonso por sus valores, el amor y por ser mi guía. Mis hermanas Mónica y Priscila, por siempre apoyarme y por confiar en mí. A mi compañera Martina y Paul más que compañeros de vida, grandes personas.

A Mi tutor Ing. Mauricio Salas, por ser un excelente profesor, y un ejemplo de persona a seguir.

A mis queridos docentes de la Universidad: Dr. Patricio Garnica, Ing. Pedro Webster, Dra. Mónica Brito, Dr. Christian Sagbay, personas con valores humanos y con sabiduría infinita.

A mi querida institución Universidad Politécnica Salesiana por siempre apoyar la investigación.

Índice General

RESUMEN.....	18
ABSTRACT	19
1. Introducción	20
1.1. PROBLEMA.....	20
1.2. DELIMITACIÓN	21
1.2.1. Temporal.....	21
1.2.2. Espacial.....	21
1.2.3. Académica:	22
1.3. EXPLICACIÓN DEL PROBLEMA	22
1.4. OBJETIVOS	22
1.4.1. Objetivo General.....	22
1.4.2. Objetivos Específicos.	22
1.5. HIPÓTESIS:	22
1.5.1. Hipótesis alternativa	22
1.5.2. Hipótesis nula	23
1.6. FUNDAMENTO TEÓRICO	23

2. REVISIÓN Y ANÁLISIS BIBLIOGRÁFICO Y DOCUMENTAL.....	24
2.1. Generalidades sobre la crianza y manejo de los cuyes	24
2.1.1. Generalidades	24
2.1.2. Taxonomía	24
2.1.3. Descripción del cuy	24
2.2. Importancia del cuy	26
2.3. Clasificación de los cuyes.....	26
2.3.1. Variedades	26
2.4. Crecimiento y engorde.....	27
2.5. Mortalidad.....	27
2.6. Métodos de Crianza	27
2.6.1. Crianza tradicional.....	27
2.6.2. Crianza Familiar comercial.....	28
2.6.3. Crianza comercial (tecnificado).....	28
2.7. Nutrición	28
2.7.1. Alimentación con Forraje	29
2.7.2. Alimentación a base de forraje más concentrado	29
2.7.3. Alimentación a base de concentrado	30
2.8. Cecotrofia	30
2.9. Principales enfermedades que afectan al cobayo.....	30
2.10. Parásitos en los cobayos	31
2.10.1. Parasitismo.....	31
2.11. Enfermedades producidas por Protozoos.....	31

2.11.1.	<i>Eimeria caviae</i>	31
2.11.2.	Ciclo Biológico	32
2.11.3.	Patología	32
2.11.4.	Signos Clínicos	33
2.11.5.	Diagnóstico	33
2.11.6.	Tratamiento y control.....	34
2.12.	<i>Cryptosporidium spp</i>	34
2.12.1.	Generalidades.....	34
2.12.2.	Taxonomía	35
2.12.3.	Ciclo biológico.....	35
2.12.4.	Patogenia.....	35
2.12.5.	Síntomas.....	35
2.12.6.	Diagnóstico	36
2.12.7.	Tratamiento	36
2.12.8.	Control	36
2.13.	<i>Balantidium spp</i>	36
2.13.1.	Generalidades.....	36
2.13.2.	Taxonomía	37
2.13.3.	Ciclo biológico.....	37
2.13.4.	Patogenia.....	37
2.13.5.	Síntomas.....	38
2.13.6.	Diagnóstico	38
2.13.7.	Tratamiento	38
2.13.8.	Control	38
2.14.	<i>Entamoeba spp</i>	38

2.14.1.	Etiología.....	38
2.14.2.	Taxonomía	39
2.14.3.	Ciclo biológico.....	39
2.14.4.	Patogenesis.....	39
2.14.5.	Síntomas.....	40
2.14.6.	Diagnóstico	40
2.15.	<i>Giardia spp</i>	40
2.15.1.	Generalidades.....	40
2.15.2.	Taxonomía	41
2.15.3.	Ciclo biológico.....	41
2.15.4.	Patogenia.....	41
2.15.5.	Síntomas.....	42
2.15.6.	Diagnóstico	42
2.15.7.	Tratamiento	42
2.16.	Enfermedades producidas por Nematodos	43
2.17.	Aspectos Morfológicos y Anatomía	43
2.17.1.	Morfología de los Huevos.....	43
2.18.	<i>Paraspidodera uncinata</i>	44
2.18.1.	Morfología	44
2.18.2.	Ciclo Biológico	44
2.18.3.	Signos clínicos	45
2.18.4.	Patogenia y Lesiones.....	45
2.19.	<i>Trichuris spp</i>	45
2.19.1.	Morfología	45

2.19.2.	Ciclo biológico.....	45
2.19.3.	Signos clínicos	46
2.19.4.	Patogenia y Lesiones.....	46
2.20.	<i>Capillaria spp</i>	46
2.20.1.	Morfología	46
2.20.2.	Ciclo biológico.....	46
2.20.3.	Signos clínicos	47
2.20.4.	Patogenia y Lesiones.....	47
2.21.	<i>Passalurus spp</i>	47
2.21.1.	Morfología	47
2.21.2.	Ciclo biológico.....	47
2.21.3.	Signos clínicos	48
2.21.4.	Patogenia y Lesiones.....	48
2.22.	Tratamiento, prevención y control de los nematodos	48
2.23.	<i>Trichostrongylus colubriformis</i>	49
2.23.1.	Etiología.....	49
2.23.2.	Taxonomía	49
2.23.3.	Ciclo biológico.....	49
2.23.4.	Patogenia.....	50
2.23.5.	Síntomas.....	50
2.23.6.	Diagnóstico	51
2.24.	<i>Heterakis gallinarum</i>	51
2.24.1.	Etiología.....	51
2.24.2.	Taxonomía.	51

2.24.3.	Características morfológicas.....	52
2.24.4.	Ciclo Biológico.....	52
2.24.5.	Patogénesis.....	52
2.24.6.	Epidemiología.....	53
2.24.7.	Periodo prepatente.	53
2.24.8.	Lesiones.	53
2.24.9.	Síntomas y Signos.....	53
2.24.10.	Diagnóstico.	54
2.25.	Enfermedades producidas por Trematodos	54
2.26.	<i>Fasciola hepática</i>	54
2.26.1.	Morfología	54
2.26.2.	Taxonomía	55
2.26.3.	Ciclo de vida	55
2.26.4.	Signos clínicos	56
2.26.5.	Patogenia.....	56
2.26.6.	Diagnóstico	57
2.26.7.	Tratamiento , control y prevención.....	57
2.27.	Resumen del arte del estudio del problema	58
3.	MATERIALES Y MÉTODOS.....	59
3.1.	Materiales físicos.....	59
3.2.	Metodología.....	60
3.2.1.	Investigación de campo	61
3.2.2.	Trabajo en el laboratorio.....	61
3.2.3.	Diseño estadístico	63

3.2.4. Análisis estadístico.....	63
3.3. Población y muestras.....	63
3.3.1. Material experimental.....	63
3.3.2. Selección de la muestra	64
3.4. Consideraciones éticas.....	64
4. Resultados y Discusión.....	66
4.1. Prevalencia de parásitos gastrointestinales.....	66
4.2. Prevalencia interacción parasitaria	67
4.3. Prevalencia de parásitos positivos en cobayos (<i>Cavia porcellus</i>)	68
4.4. Índice de prevalencia con relación con la alimentación	69
4.5. Prevalencia en relación con el tipo de crianza.....	70
4.6. Prevalencia en relación con el tipo de alojamiento	71
4.7. Prevalencia de integración con otros animales.....	71
4.8. Prevalencia según el Asesoramiento Técnico.....	72
5. Conclusiones.....	73
6. Recomendaciones.....	74
7. BIBLIOGRAFIA.....	75
8. Apéndices/Anexos.....	80

Índice de tablas

Tabla 1. Datos meteorológicos	21
Tabla 2. Taxonomía <i>Cavia porcellus</i>	24
Tabla 3. Taxonomía <i>Eimeria caviae</i>	31
Tabla 4. Taxonomía <i>Cryptosporidium spp</i>	35
Tabla 5. Taxonomía <i>Balantidium spp</i>	37
Tabla 6. Taxonomía de <i>Entamoeba spp</i>	39
Tabla 7. Taxonomía <i>Giardia spp</i>	41
Tabla 8. Clasificación taxonómica de los nematodos que afectan a los cobayos (<i>Cavia porcellus</i>)	43
Tabla 9. Taxonomía <i>Trichostrongylus colubriformis</i>	49
Tabla 10. Taxonomía <i>H. gallinarum</i>	51
Tabla 11. Taxonomía <i>Fasciola hepática</i>	55
Tabla 12. Materiales de campo	59
Tabla 13. Materiales de laboratorio	59
Tabla 14. Materiales de oficina	60
Tabla 15. Materiales Químicos	60
Tabla 16. Materiales biológicos	60
Tabla 17. Cantidad de muestras recolectadas por zona de estudio.	64

Tabla 18. Prevalencia de parásitos gastrointestinales	66
Tabla 19. Interacción parasitaria.....	67
Tabla 20. Prevalencia de parásitos positivos	68
Tabla 21. Prevalencia con relación la alimentación.....	69
Tabla 22. Prevalencia en relación con el tipo de crianza	70
Tabla 23. Prevalencia en relación con el tipo de alojamiento.....	71
Tabla 24. Prevalencia de interacción con otros animales.....	71
Tabla 25. Prevalencia según el Asesoramiento Técnico.....	72

Índice de fotos

FOTO 1. Recolección de la muestra.	81
FOTO 2. Extracción y colocación de la muestra de heces en un vaso plástico.	81
FOTO 3. Mezclado de la muestra con la solución salina y el proceso de cernido.	81
FOTO 4. Llenado de tubo de ensayo	82
FOTO 5. Análisis de las muestras.	82
FOTO 6. Huevos de <i>Passarulus ambiguus</i>	82
FOTO 7. Huevos de <i>Trichuris spp</i>	83
FOTO 8. Huevos de <i>Eimeria caviae</i>	83
FOTO 9. Huevos de <i>Giardia spp</i>	83
FOTO 10. Huevos de <i>Trichostrongylus colubriformis</i>	84
FOTO 11. Huevos <i>Heterakis gallinarum</i>	84
FOTO 12. Huevos de <i>Paraspidodera uncinata</i>	84
FOTO 13. Huevos de <i>Capillaria spp</i>	84
FOTO 14. Huevos de <i>Cryptosporidium spp</i>	85
FOTO 15. Huevos de <i>Entamoeba coli</i>	85
FOTO 16. Huevos de <i>Balantidium spp</i>	85
FOTO 17. Huevos de <i>Fasciola hepática</i>	85

Anexos

Anexo 1. Datos de la encuesta epidemiológica.	80
--	----

RESUMEN

La presente investigación fue realizada para demostrar la prevalencia de parásitos en cuyes de producción (*Cavia porcellus*). La metodología utilizada fue la toma de muestras fecales, en once localidades pertenecientes a la provincia del Azuay-Ecuador. El trabajo es de tipo exploratorio, descriptivo y transversal, se analizaron 385 muestras de cuyes de distintas edades, bajo los métodos de flotación y sedimentación con solución salina saturada, obteniendo el 72,21% (278/385) casos positivos y 27,79 % (107/385) casos negativos, de prevalencia de parásitos gastrointestinales. La prevalencia según los especímenes reporta a *Eimeria caviae* 48,05% (185/278), *Paraspidodera uncinata* 29,87 (115/278), *Trichuris spp* 18,96% (73/278), *Passalurus ambiguus* 17,40% (67/278), *Entamoeba coli* 14,29% (55/278), *Fasciola Hepática* 12,47% (48/278) *Giardia spp* 9,61% (37/ 278), *Cryptosporidium spp* 8,83% (34/278), *Trichostrongylus colubriformis* 8,57% (33/278), *Balantidium spp* 7,27% (28/278), *Capillaria spp* 7,01(27/278), *Heterakis gallinarum* 3,64% (14/278). La prevalencia según el asesoramiento técnico fue 96,40% (10/278), para las granjas que no reciben asistencia técnica. Según la alimentación la prevalencia fue; con forraje 2,52% (7/278), con forraje y concentrado 97,48% (271/278). Según el tipo de crianza existe una prevalencia de 1,80% (5/278) en crianza Comercial, 55,40% (153/278) en crianza Familiar- Comercial, 43,17% (120/278) en crianza Tradicional. Según el tipo de alojamiento 8,27% (23/278) en Jaula, 1,08% (3/278) Jaula y Posa, 90,65% (252/278) Posa. La prevalencia según otros animales relacionados fue 75,54% (210/278), en granjas que interaccionan con otros animales.

ABSTRACT

The present investigation was carried out to demonstrate the prevalence of parasites in production guinea pigs (*Cavia porcellus*). The methodology used was the collection of fecal samples, in eleven localities belonging to the province of Azuay-Ecuador. The work is exploratory, descriptive and transversal, 385 samples of guinea pigs of different ages were analyzed, under the methods of flotation and sedimentation with saturated saline solution, obtaining 72.21% (278/385) positive cases and 27.79 % (107/385) negative cases, of prevalence of gastrointestinal parasites. The prevalence according to the specimens, reports to *Eimeria caviae* 48.05% (185/278), *Paraspidodera uncinata* 29.87 (115/278), *Trichuris spp* 18.96% (73/278), *Passalurus ambiguus* 17.40% (67 / 278), *Entamoeba coli* 14.29% (55/278), *Hepatic Fasciola* 12.47% (48/278) *Giardia spp* 9.61% (37/278), *Cryptosporidium spp* 8.83% (34/278), *Trichostrongylus colubriformis* 8.57% (33/278), *Balantidium spp* 7.27% (28/278), *Capillaria spp* 7.01 (27/278), *Heterakis gallinarum* 3.64% (14/278). The prevalence according to technical advice was 96.40% (10/278), for farms that do not receive technical assistance. According to the diet the prevalence was; with forage 2.52% (7/278), with forage and concentrate 97.48% (271/278). Depending on the type of upbringing, there is a prevalence of 1.80% (5/278) in Commercial upbringing, 55.40% (153/278) in Family-Commercial upbringing, 43.17% (120/278) in Traditional upbringing. Depending on the type of accommodation 8.27% (23/278) in hutch, 1.08% (3/278) hutch and Pit, 90.65% (252/278) Pit. The prevalence according to other related animals was 75.54% (210/278), on farms that interact with other animals.

1. Introducción

El cobayo (*Cavia porcellus*) cuy o cuye, es un mamífero roedor nativo de América del sur (Perú, Colombia, Bolivia, Ecuador) era criado hace más de 500 años como mascota por distintas tribus aborígenes. Descendiente de una especie salvaje (*Cavis cutleri*). En la cultura Paracas en su primer periodo denominado “cavernas”, se determinó que el hombre en los años 250 a 300 A.C, ya se alimentaba de carne de este roedor (Coronado, 2007, pp.7-9).

Respecto a su origen, el cobayo descende de una especie salvaje (*Cavia cutleri*) que fue domesticada por los antiguos pobladores de la época Pre-Incaica, en toda la región andina, en tiempos muy remotos (Bustamante, 1993, pp. 51-52).

Los parásitos son todos aquellos que viven alimentándose a costa de otros animales a los que debilitan e incluso pueden causarles la muerte. Las enfermedades parasitarias pueden ser producidas por bichos que viven sobre la piel o pelo del cuy (externos) o bien por lombrices y otros microorganismos (internos) al interior de su organismo (Rico, Rivas, 2003, p.32)

La importancia de realizar esta investigación se basa en que la presencia de parásitos en una explotación prevalece en el estado sanitario de los animales, lo que provoca alteraciones fisiológicas que llevan a un deficiente crecimiento corporal, pérdidas productivas y por ende pérdidas económicas.

1.1. PROBLEMA

La producción de cuyes en Ecuador se lleva a cabo generalmente en la región sierra, donde se presentan diferentes estándares sanitarios, lo que conlleva a problemas de salud, disminución productiva y bajos ingresos económicos. La misma que por muchos años ha tenido un crecimiento muy lento debido a la poca importancia que el estado ecuatoriano ha dado a esta especie, por lo que la producción cavícola no ha recibido de soporte técnico, falta de recursos

para realizar investigación y por lo tanto generar tecnología apropiada para poder sustentar y mejorar los índices de productividad.

El desconocimiento del manejo de un plan sanitario adecuado que abarque programas de vacunación, desparasitación y vitaminización de los cobayos de la granja, se convierte también en un factor predisponente para la diseminación de enfermedades que están causando la disminución de conversión alimenticia y baja producción

1.2. DELIMITACIÓN

1.2.1. Temporal

El proceso investigativo tuvo una duración de 400 horas, distribuidas en el proceso experimental y escrito.

1.2.2. Espacial

La investigación se realizó en el laboratorio de Ciencias de la Vida de la Universidad Politécnica Salesiana, el cual se encuentra ubicada en la provincia del Azuay cantón Cuenca.

Tabla 1. *Datos meteorológicos*

Coordenadas (UTM)	17M718083;9684295
Superficie	Puesto 3.º - Total 72 km ²
Altitud	Media - 2885 m s. n. m.
Clima	15° C
Población (2010)	Puesto 3.º
• Total	329 928 hab.
• Densidad	4673,86 hab/km ²
• Metropolitana	661 685 (Conurbación de Cuenca) hab.

Fuente: (Google maps 2019)

1.2.3. Académica:

El presente trabajo investigativo, se fomenta en el fortalecimiento de la salud animal, lo cual es de gran importancia para establecer una buena producción dentro de la crianza de cobayos.

1.3. EXPLICACIÓN DEL PROBLEMA

La crianza de cobayos es una de las actividades más desarrolladas en las comunidades rurales de todo el país, debido a que forma parte del ingreso económico de muchas familias, así como también sirve para el autoconsumo de carne.

Otro factor de importancia en la salud de los cobayos es la disposición de infraestructura inadecuada que no brinda bienestar a los animales y condiciona a un estrés sistémico e inmunosupresión, predisponiendo a infecciones

Con este antecedente se pretende en la investigación establecer un buen manejo en la crianza de cobayos.

1.4. OBJETIVOS

1.4.1. Objetivo General.

Determinar la Prevalencia de parásitos gastrointestinales en cuyes de producción (*Cavia porcellus*), con el método coprológico.

1.4.2. Objetivos Específicos.

- Identificar parásitos mediante análisis coproparasitario.
- Determinar la prevalencia de parásitos gastrointestinales en cuyes de producción.

1.5. HIPÓTESIS:

1.5.1. Hipótesis alternativa

Ha: Existe parasitosis en la producción de cuyes

1.5.2. Hipótesis nula

Ho: No existe parasitosis en la producción de cuyes.

1.6. FUNDAMENTO TEÓRICO

La producción de cobayos es uno de los pilares económicos para múltiples familias de la zona rural. De su producción se despliega un sin número de empleos y subempleos que involucran tanto al productor, al intermediario y al comerciante.

La explotación de cobayos debe ofrecer un cuy de calidad para ser comercializado, que se encuentre libre de enfermedades, para lo cual es necesario un conocimiento básico de las patologías en esta especie animal.

Por esta razón, la investigación se basa en aportar conocimientos a la sociedad, para optimizar recursos económicos e incentivar el fortalecimiento productivo en la crianza.

2. REVISIÓN Y ANÁLISIS BIBLIOGRÁFICO Y DOCUMENTAL

2.1. Generalidades sobre la crianza y manejo de los cuyes

2.1.1. Generalidades

El cuy (*Cavia porcellus*) es un animal roedor proveniente de los pajonales alto andinos de América del Sur. Su actual genética surge de la domesticación de las caviás o cuyes silvestres como son, por ejemplo, la *Cavia cutleri* y la *Cavia tschudii*, animales que presentan por lo general color barrado o atigrado, nariz puntiaguda y orejas verticalmente erectas (Luna de la Fuente y Moreno, 1969).

2.1.2. Taxonomía

Tabla 2. *Taxonomía Cavia porcellus*

Descripción	Denominación
Reino	Animal
Subreino	Metazoarios
Tipo	Cordados
Subtipo	Vertebrados
Clase	Mamíferos
Subclase	Placentarios
Orden	Roedores
Suborden	Hystricomorpha
Familia	Caviidae
Género	Cavia
Especie	<i>Cavia porcellus</i>

Fuente: (Aliaga, 2002, p.37)

2.1.3. Descripción del cuy

El cuy es un animal de aspecto general rechoncho. La cola es muy corta, el cuerpo es largo con relación a las patas, que también son cortas. Los cuartos traseros son muy redondeados, la

cabeza es ancha y las orejas son pequeñas y arrugadas. Un cuy adulto mide entre 20 y 25 cm, y pesa entre 0.5-10 Kg (Chauca, 1997).

2.1.3.1. Cabeza

Relativamente grande con relación a su volumen corporal, de forma cónica y de longitud variable de acuerdo con el tipo de animal. Las orejas por lo general son caídas, aunque existen animales que tienen las orejas paradas porque son más pequeñas, casi desnudas, pero bastante irrigadas. Los ojos son redondos vivaces de color negro o rojo, con tonalidades de claro a oscuro. El hocico es cónico, con fosas nasales y ollares pequeños, el labio superior es partido, mientras que el inferior es entero, sus incisivos alargados con curvatura hacia dentro crecen continuamente, no tienen caninos y sus molares son amplios. El maxilar inferior tiene las apófisis que se prolongan hacia atrás hasta la altura del axis. Presentan la fórmula dentaria siguiente: I (1/1), C (0/0), PM (1/1), M (3/3) = Total 20 (Cooper y Schiller, 1975, p. 417).

2.1.3.2. Cuello

Grueso, musculoso y bien insertado al cuerpo, conformado por siete vértebras, de las cuales el atlas y el axis están bien desarrollados.

2.1.3.3. Tronco

De forma cilíndrica y conformada por 13 vértebras dorsales que sujetan un par de costillas articulándose con el esternón; las 3 últimas son flotante.

2.1.3.4. Abdomen

Tiene como base anatómica a 7 vértebras lumbares, es de gran volumen y capacidad.

2.1.3.5. Extremidades

En general cortas, siendo los miembros anteriores más cortos que los posteriores. Ambos terminan en dedos, provistos de uñas cortas en los miembros anteriores grandes y gruesas en los posteriores. El número de dedos varía desde 3 para los miembros posteriores y 4 para los

miembros anteriores. Siempre el número de dedos en las manos es igual o mayor que en las patas. Las cañas de los posteriores las usan para pararse, razón por la cual se presentan callosas y fuertes (Cooper y Schiller, 1975).

2.2. Importancia del cuy

El cuy es una especie de animal que se presenta para ser utilizado, en diversas actividades como:

- Animal para la utilización de carne
- Animal para la utilización en laboratorio
- Animal para mantenimiento
- Animal para el aprendizaje
- Animal para medicina”. (Amón, 2006, pp.8-9)

2.3. Clasificación de los cuyes

Los cuyes destinados para la producción cárnica presentan diferentes pautas para su clasificación, definiéndose de forma más objetiva a razón de la gran heterogeneidad de los animales existentes en: tipos y variables (Solorzano y Sarria, 2014, p.27).

Los cobayos por sus características para su comercialización presentan diferencias internas y externas por lo que se clasifican según tipos (por su conformación, color, entre otros) y variedades (mejorados y criollos).

2.3.1. Variedades

Criollo

“Es el cuy criado y seleccionado de manera empírica. Eventualmente e impropriamente es llamado cuy nativo”.

Mejorado

“Es el cuy criado y seleccionado de manera técnica, el cuy es obtenido a partir del anterior (cuy criollo) por las progresivas mejoras derivadas del manejo productivo y genético, dictadas

por las investigaciones realizadas desde hace aproximadamente 50 años” (Solorzano y Sarria, 2014, p. 35).

2.4. Crecimiento y engorde

Esta etapa se inicia a partir del destete y concluye con la venta del cuy al mercado y/o el inicio reproductivo de los animales. Es recomendable ubicar a los animales destetados en lotes uniformes de edad, tamaño y sexo puesto que permite disminuir la competencia y generar animales homogéneos. (Solorzano y Sarria, 2014, p.68)

2.5. Mortalidad

En una población de cuyes siempre existe un porcentaje normal de mortalidad, ya sea en lactancia, crecimiento o reproducción. Entre las causas más frecuentes que se presentan en la crianza de cuyes están los problemas de aplastamiento, neumonía pulmonar, abortos, inanición, accidentes y peritonitis. En este sentido la mortalidad puede alcanzar de 10% a 15% durante la lactancia, de 5% a 10% durante el crecimiento y hasta 8% anual en reproducción (Sarria, 2014).

2.6. Métodos de Crianza

Durante los últimos años la producción de cuyes en el Ecuador establece tres extractos: sistema tradicional, sistema semitecnificado y sistema comercial.

2.6.1. Crianza tradicional

La crianza familiar se maneja bajo un sistema tradicional, donde el cuidado de los cuyes es de responsabilidad de las mujeres y niños. Los productores los crían exclusivamente para autoconsumo, a fin de disponer de fuente proteica de origen animal; otros, (43,6%) cuando disponen de excelentes los comercializan para generar ingresos, pocos son los que mantienen a los cuyes solo para venta (Aliaga, 2002, pp. 50-62).

2.6.2. Crianza Familiar comercial

La crianza está a cargo de la unidad productiva familiar, por lo general se mantiene una población de 100 a 400 animales, se emplean mejores técnicas de crianza, los cuyes se encuentran agrupados por edad, sexo, y etapa fisiológica. La producción está destinada al autoconsumo y venta. La clase de animal utilizado para este fin, es el cuy mestizo que es apto para diferentes condiciones bioclimáticas y tiene un rendimiento superior al cuy nativo. Para el suministro de alimento se cuenta con praderas de cultivos de especies forrajeras, generalmente alfalfa, vicia, cebada y avena explotación de cuyes (Rico y Rivas , 2003, p. 9)

2.6.3. Crianza comercial (tecnificado)

En la crianza comercial la función es producir carne de cuy para la venta con el fin de obtener beneficios, por tanto se emplea un paquete tecnológico en infraestructura, alimentación sanidad, y comercialización. La clase de animales utilizado para la producción intensiva comercial es el cuy mejorado peruano, precoz y de alto rendimiento cárnico.

Los animales se encuentran en ambientes protegido para evitar el ingreso de animales predadores y en pozas que permite separarlos por sexo, edad, y etapas fisiológicas; de esta manera se tiene control eficientemente de ectoparásitos (piojos, pulgas, ácaros, etc.), se evita el problema de consanguinidad y se reduce la mortalidad de animales (Vivas y Carballo, 2013, pp. 16-17).

2.7. Nutrición

Las necesidades de nutrición y alimentación de los cuyes varían según se trate de etapas de lactancia, crecimiento y reproducción. Sin embargo, los requisitos básicos para todas las etapas o períodos son de proteína, energía, fibra, minerales, vitaminas, y agua. (Aliaga, 2002, p. 23-55)

La alimentación del cobayo es uno de los aspectos más importantes, debido a que éste depende el éxito de la producción, por tanto, se debe garantizar la producción de forraje suficiente considerando, que el cuy es animal herbívoro monogástrico, tiene un estómago donde inicia su ingestión enzimática y un ciego funcional donde realiza la fermentación bacteriana; su mayor o menor actividad depende de la composición de la ración. Realiza la Cecotrofia, que consiste en la ingestión de las cagarrutas, esto le permite aprovechar mejor los nutrientes del alimento (Vivas y Carballo, 2013, p. 47)

2.7.1. Alimentación con Forraje

El cuy es un animal herbívoro, por lo tanto, puede criarse perfectamente con base a sólo forraje verde fresco y de buena calidad; que el consumo promedio de forraje verde, por día y por animal. (Aliaga, 2002, p. 24)

Este tipo de alimentación consiste en el empleo de forraje como única fuente de alimentos, por lo que existe dependencia a la disponibilidad de forraje, el cual está altamente influenciado por la estacionalidad en la producción de forraje, en este caso, el forraje es la fuente principal de nutrientes y asegura la ingestión de adecuada de vitamina C (Vivas y Carballo, 2013, p. 48).

2.7.2. Alimentación a base de forraje más concentrado

El uso de la suplementación concentrada, los incrementos diarios de peso se elevan y bordean los 10 gramos. Los animales consumen alrededor de 200 gramos de forraje y entre 20 a 30 gramos de concentrado diariamente y las conversiones alimenticias se hacen más eficientes que cuando solo se emplea forraje (Castro y Chirinos, 1997).

Los cuyes de un mismo germoplasma alcanzan incrementos de 546,6g. con alimentación mixta, mientras que los alimentados solamente con forraje alcanzan incrementos de 274,4g y la conversión alimenticia de los cuyes machos en crecimiento es de 3,03 al ser alimentado con concentrado ad libitum, más forraje restringido. (Chauca, 1995)

2.7.3. Alimentación a base de concentrado

Los alimentos concentrados son, mezclas que se suministran a los cuyes en reproducción y en los animales seleccionados para reemplazo; estos pueden suministrarse solos, pero hay que agregar vitamina C y agua (Aliaga, 2002, p. 27).

La utilización del concentrado como único alimento, requiere preparar una buena ración según los requerimientos nutricionales. En estas condiciones el consumo por animal/día se incrementa, pudiendo estar entre los 40 a 60 g/animal/día dependiendo de la calidad de ración, se debe proporcionar diariamente vitamina C (Chauca, 1995).

Este sistema permite el aprovechamiento de insumos con alto contenido de materia seca, siendo necesario el uso de vitamina C. en el agua o alimentación (ya que no es sintetizada por el cuy) (Solorzano y Sarria , 2014, p. 93).

2.8. Cecotrofia

La cecotrofia tiene un papel digestivo cíclico de primer orden parecido al que se da en los rumiantes con la rumia. Las heces blandas son excretadas según un ritmo circadiano. Mientras que el consumo de alimento y la expulsión de las heces duras acontecen por las tardes (en presencia de luz en condiciones naturales), las heces blandas son liberadas por la mañana (Romero, 2008, p.54).

2.9. Principales enfermedades que afectan al cobayo

Los cuyes pueden padecer enfermedades bacterianas, virales, parasitarias y orgánicas. Las causas que predisponen las enfermedades son los cambios bruscos en su medio ambiente, considerando variaciones de temperatura, alta humedad, exposición directa a corrientes de aire, sobre densidad, falta de limpieza en camas, deficiente alimentación, entre otras. (Chauca, 1995, pp. 9-19)

2.10. Parásitos en los cobayos

2.10.1. Parasitismo

Las enfermedades parasitarias al contrario de lo que sucede con las infecciosas, se caracterizan por sus manifestaciones lentas, insidiosas y poco espectaculares, por lo que en la mayoría de las veces pasa desapercibida por los criadores.

El parasitismo puede expresarse clínicamente en forma aguda, cuando animales jóvenes susceptibles ingieren gran cantidad de formas infectivas, que los puede conducir a la muerte. Sin embargo en la mayor parte de los casos, los cuyes son sometidos a una infección gradual a las cuales ellos se adaptan, no presentan signos clínicos y están aparentemente sanos. El animal no rinde con eficiencia, reduce su ganancia de peso e incrementa el consumo de alimento como compensación (Chauca, 1997, p.77).

2.11. Enfermedades producidas por Protozoos

2.11.1. *Eimeria caviae*

2.11.1.1. Etiología

“La especie parásita económicamente importante es *Eimeria caviae*. Los animales más susceptibles son los cuyes jóvenes, principalmente después del destete” (Chauca, 1997).

2.11.1.2. Taxonomía

Tabla 3. *Taxonomía Eimeria caviae*

Descripción	Denominación
Reino	Protista
Subreino	Protozoa
Phylum	Apicomplexa
Clase	Sporozoea
Subclase	Coccidia
Orden	Eucoccidiida
Suborden	Eucoccidiida
Familia	Eimeridae
Género	Eimeria
Especie	<i>Eimeria caviae</i>

Fuente: (Cordero del Campillo y Rojo, 2002, p.195)

Morfología

Eimeria caviae es el único miembro del género, encontrado en cobayos. Los ooquistes son elípticos o subesféricos, con una pared lisa, de color marrón, no presentan micrópilo o gránulo polar, pero con un residuo. Miden 17,6-24,2 µm de largo por 12,1-19.8 µm de ancho (promedio: 19,3 µm de largo por 16,5 µm de ancho) (Baker, 2007, p.813).

2.11.2. Ciclo Biológico

El ciclo de vida incluye tanto la multiplicación sexual como asexual. La formación sexual termina con la formación de ooquistes, que se eliminan con las heces, y el desarrollo de ocho organismos infectantes en cada uno de estos ooquistes, los esporozoitos. El ciclo se divide en tres fases: esporulación, infección y esquizogonia, y finalmente, gametogonia y formación de ooquistes (Urquhart, Armour, Duncan, Dunn, y Jennings, 2001, p.355).

2.11.3. Patología

Las lesiones observadas a la necropsia en infecciones severas; incluyen hiperemia, edema, hemorragias petequiales en la mucosa, placas blancas o amarillas en el colon y, dependiendo de la gravedad, el ciego. Los contenidos intestinales del colon pueden ser acuosos y fétidos, aunque pueden no estar presentes. Microscópicamente, hay una marcada hiperplasia de la mucosa colónica, puede ocurrir degeneración y descamación del epitelio, dilatación quística de las criptas de Lieberkühn y existir infiltrado neutrofílico y linfocitario de la lámina propia. Las etapas de desarrollo están presentes en las células epiteliales intactas y libres en el lumen. También se ha reportado informes de hepatomegalia con necrosis focales que contienen ooquistes. Al igual que con las infecciones de *Eimeria* en otros animales, la inmunidad mediada es principalmente celular (Taylor, Coop, y Wall, 2007, p.874).

2.11.4. Signos Clínicos

Generalmente no están presentes a menos que la infección sea grave, por lo general está ausente en cobayos adultos. La enfermedad clínica es más común en animales jóvenes y en aquellos con deficiencia de vitamina C, y cuando está presente, ocurre con frecuencia en forma de brotes explosivos tras el envío. Además, algunos han informado de la variación estacional en la incidencia de la enfermedad y las tasas de mortalidad, con los dos parámetros que se eleva en la primavera (Baker, 2007, p. 814). Al igual que con otras infecciones entéricas coccidiales, la diarrea es uno de los primeros signos clínicos observados, la anorexia, postura encorvada, pérdida de peso, pelo áspero suelen estar presentes también y de vez en cuando la muerte. Estos signos clínicos suelen comenzar alrededor de 11 días después de la infección y reducir en una semana. Sin embargo, en casos graves, se puede observar diarrea mucosa con estrías sanguinolentas y puede producir la muerte repentina sin la presentación de signos clínicos (Chauca, 1997).

2.11.5. Diagnóstico

El diagnóstico antemortem de la infección por coccidios, se basa en la identificación de los ooquistes en las heces del hospedador. Normalmente basta con la especificidad del hospedador y la forma del ooquiste para identificar la especie, pero en ocasiones puede ser necesario recurrir a la micrometría y esporulación de los ooquistes para distinguir unas especies concretas.

El diagnóstico post mórtem se basa en las lesiones macroscópicas y microscópicas, que pueden variar considerablemente en función de las especies del hospedador y del parásito involucradas, y en la identificación de las fases sexuales o asexuales del parásito. Los esquizontes, gametos, ooquistes y fases intermedias se encuentran rodeadas por sus vacuolas parasitóforas en el citoplasma (y en algunos casos en el núcleo) de los enterocitos, células de la lámina propia, o células endoteliales de los espacios linfoides centrales de las vellosidades.

A pesar de que la forma más elegante de verlos es mediante técnicas histológicas, los frotis directos o los frotis por aplastamiento son igual de fiables que las tinciones con hematoxilina y eosina, además de ser más rápidas y más baratas. Con frecuencia se pueden identificar ooquistes y merozoítos en frotis o concentrados de contenido intestinal. El microscopio de contraste o la tinción de Wright o de Giemsa son útiles para identificar los esporozoítos (Bowman, 2011, p. 440).

2.11.6. Tratamiento y control

Las infecciones pueden reducirse a través de un saneamiento adecuado, la coccidiosis es el resultado de una infección secundaria o la interacción de niveles moderados de infección y estrés. La mejor manera de alterar el nivel de contaminación ambiental de ooquistes consiste en eliminar todos los excrementos y limpiar todas las superficies tanto como sea posible, de preferencia entre un empadre y otro, no colocar muchos animales por poza o jaula, y cuando se realice el destete, hacerlo en pozas limpias, y desinfectadas (Rico, Rivas, 2003; Bowman, 2011).

No existe ningún desinfectante fiable y práctico. Lo más eficaz para destruir los ooquistes, es el secado y la acción directa de la luz solar. La administración de fármacos coccidiostáticos como: sulfadimetoxina (25-50mg/kg cada 24 horas por 10 a 14 días) y sulfametazina se han utilizado con éxito para controlar las infecciones (Baker, 2007).

2.12. *Cryptosporidium spp*

2.12.1. Generalidades

Cryptosporidium es actualmente considerado por muchos parasitólogos como el que está menos relacionado con otros coccidios pertenecientes al grupo de Apicomplexa conocidos como gregarina más que como coccidios y malaria (Carreno, Martin, y Barta, 1999)

2.12.2. Taxonomía

Tabla 4. *Taxonomía Cryptosporidium spp*

Descripción	Denominación
Reino	Protista
Subreino	Protozoa
Phylum	Apicomplexa
Clase	Sporozoea
Subclase	Coccidia
Orden	Eucoccidiida
Suborden	Eimeriina
Familia	Cryptosporidiidae
Género	Cryptosporidium

Fuente: (Cordero del Campillo y Rojo, 2002, p.456).

2.12.3. Ciclo biológico

El género *Cryptosporidium* igual que todas las coccidias, posee un ciclo de vida asexual y otro sexual en el mismo huésped (Cordero del Campillo y Rojo, 2002), los cuales suceden en el interior de los enterocitos en las infecciones intestinales (Botero y Restrepo, 2012).

2.12.4. Patogenia

El intestino delgado, de manera principal en el yeyuno, es la localización inicial de donde parte la diseminación a las vísceras, en especial en pacientes inmunodeficientes, además se puede encontrar la diseminación hacia otros órganos del sistema digestivo (faringe, esófago, estómago, duodeno, íleon, colédoco, apéndice, colon y recto) en pacientes inmunodeprimidos y la diseminación en pulmones encontrándose los ooquistes en el esputo (Botero y Restrepo, 2012).

2.12.5. Síntomas

El periodo de prepatencia o incubación depende del estado del animal, edad y dosis infectante. Así mismo no existen signos patognomónicos que diferencien a la criptosporidiosis de procesos causados por otros enteropatógenos (Cordero del Campillo y Rojo, 2002).

2.12.6. Diagnóstico

El mejor procedimiento es realizar análisis coprológicos de heces, y una vez que se han visualizado los ooquistes de *Cryptosporidium* se establecerá un diagnóstico preciso (Bowman, 2011, p. 100).

2.12.7. Tratamiento

No existe tratamiento específico que sea eficaz frente a la infección por *Cryptosporidium* en animales, de igual manera describe que la Food and Drug Administration (FDA) ha aprobado el uso de nitazoxanidol (grupo de los thiazólicos) en suspensión oral para el tratamiento de la diarrea producida por *Cryptosporidium* y *Giardia* en humanos (Bowman, 2011, p.100).

2.12.8. Control

El control y prevención de la criptosporidiosis consiste en evitar la ingestión de agua o alimentos crudos que puedan estar contaminados con heces humanas o de animales, y evitar el contacto con las mismas. A más de practicar las medidas de higiene personal y saneamiento ambiental. La alimentación con leche materna por medio de la IgA, protege a los lactantes (Botero y Restrepo, 2012).

2.13. *Balantidium spp*

2.13.1. Generalidades

Los miembros de este género son de ovals a elipsoidales, poseen un gran macronúcleo y un pequeño macronúcleo, los cilios se disponen en filas longitudinales sobre todo el cuerpo, y cerca del extremo anterior se abre una boca, o peristoma, a la que sigue una citofaringe muy poco desarrollada. Se han descrito numerosas especies de *Balantidium*, según el hospedador parasitado y el tamaño del cuerpo y del macronúcleo. La sinonimia del género no ha sido suficientemente estudiada, pero es probable que muchas especies sean sinónimas (Soulsby, 1987, p.760).

Los miembros de esta agrupación son parásitos intestinales de invertebrados y de vertebrados. Habitan en el intestino grueso y en el ciego del cerdo y del jabalí, la rata y los monos. *Balantidium Coli* tiene gran importancia. No está aclarado si *Balantidium Coli* suis del cerdo, y que ese considera que no afecta al hombre, es especie valida. Se has descrito otros balantidios en el cobayo, conejo y aves (Borchert, 1981, p.581).

2.13.2. Taxonomía

Tabla 5. *Taxonomía Balantidium spp*

Descripción	Denominación
Reino	Protista
Subreino	Protozoa
Phylum	Ciliophora
Familia	Balantidae
Genero	Balantidium
Especie	<i>Caviadae</i>

Fuente: (Hendrix, 1999, p.322).

2.13.3. Ciclo biológico

El mecanismo de infección habitual es la ingesta de quistes en agua y/o alimentos contaminados. En estómago inicia la disolución de la pared del quiste, y este proceso termina en intestino delgado. Los trofozoítos liberados colonizan intestino grueso, desde ciego hasta recto. Los trofozoítos, la forma vegetativa, se dividen por fisión binaria transversal y también recurren a la conjugación para el intercambio de material genético. Se eliminan tanto quistes como trofozoítos en materia fecal; esto depende de la consistencia de las heces y tránsito intestinal (García, Luna, y Urribarren, 2011).

2.13.4. Patogenia

Los protozoos producen hialuronidasa, a la que se atribuye la penetración de la mucosa colónica. La proteólisis enzimática se considera un factor importante en la digestión de la capa

mucosa del colon, aunque no existe evidencia concluyente. Se pueden presentar invasión tisular, formación de abscesos, úlceras, y hasta la perforación intestinal en la balantidiasis fulminante. (García, Luna, y Urribarren, 2011).

2.13.5. Síntomas

Produce enterotiflocolitis, a veces hemorragias acompañada de alteraciones del epitelio, ligera fiebre, alternancia de reblandecimiento de heces con ligera constipación (Cordero del Campillo y Rojo, 2002)

2.13.6. Diagnóstico

Debido al tamaño del protozoo, es fácil su identificación en materia fecal, a pesar de que la eliminación de quistes/trofozoítos puede ser errática. Se solicitan: Examen directo en fresco y coproparasitoscópicos de concentración por sedimentación. Habitualmente no es necesario, pero también pueden ser de utilidad métodos invasivos tales como endoscopia y biopsia (Urribarren, 2011, p. 8)

2.13.7. Tratamiento

“Debe tratarse tanto las formas sintomáticas como las asintomáticas, pues en estas últimas puede observarse un debilitamiento progresivo. El fármaco de elección es a base de tetraciclinas” (Pumarola , 1991, p.334).

2.13.8. Control

Deben considerarse como medidas de control todas las acciones que eviten la contaminación de las fuentes de agua y alimento con material fecal.

2.14. *Entamoeba spp*

2.14.1. Etiología

Dentro de este genero se encuentra diversas especies de amebas localizadas en el aparato intestinal que parásitan únicamente a los animales vertebrados. A pesar de ello se han

encontrado especies de amebas parásitas que se localizan en el tracto genitourinario o también en la cavidad bucal de ciertos mamíferos (Cordero del Campillo y Rojo, 2002, p.617)

2.14.2. Taxonomía

Tabla 6. *Taxonomía de Entamoeba spp*

Descripción	Denominación
Reino	Protista
Subreino	Protozoa
Phylum	Sarcomastigophora
Familia	Endamoebidae
Orden	Aemobida
Genero	Entamoeba

Fuente: (Rodríguez, 2018)

2.14.3. Ciclo biológico

Su ciclo de vida presenta dos morfologías: trofozoítos y quistes. Los trofozoítos contienen un núcleo único, con un diámetro son de 10 a 60 μm de diámetro, con un endoplasma granuloso y un ectoplasma hialina se mueven por pseudópodos largos y digitiformes. Los quistes son esféricos y miden de 5 a 20 μm de diámetro. El principio, los quistes tienen un solo núcleo. Además poseen glucógeno y cuerpos cromátides que aparecen con varillas refringentes (Cordero del Campillo y Rojo , 2001, p.618).

2.14.4. Patogenesis

En el colon se produce en forma escalonada. Comienza con la colonización de la capa de mucina, que es seguida por la estimulación de una respuesta proinflamatoria que causa daño a los tejidos no específicos que pueden facilitar la invasión del parásito a la mucosa del colon. (Dey y Chadee , 2008).

2.14.5. Síntomas

De forma intestinal: Se presenta de forma aguda o disentérica con dolor abdominal, heces mucosas y a veces con estrías de sangre, deshidratación.

De forma crónica: se da en los individuos en que alternan los periodos agudos con otros de sintomatología atenuada o sin síntomas, que más tarde vuelven a activarse, salvo eliminación de heces gelatinosas (Cordero del Campilo y Rojo , 2002, p. 619)

2.14.6. Diagnóstico

Se basa en la observación de trofozoítos y quistes de las heces. En las heces formes suelen encontrar quistes esféricos de las especies apatógenas, con un número variable de núcleos. Pero en heces diarreicas también aparecen los trofozoítos que adoptan formas y tamaños irregulares (Cordero del Campilo y Rojo , 2002, p.619).

2.15. *Giardia spp*

2.15.1. Generalidades

Giardia fue el primer protozoo parásito visto en 1681 por Anthony van Leeuwenhoek, quién fue además el inventor del microscopio; su importancia en la medicina se demostró 178 años después cuando se detectó el parásito en materia fecal de un niño sintomático (Botero y Restrepo, 2012).

Las especies de *Giardia* que afectan a los humanos y a los animales son *G. lamblia*, *G. duodenalis*, *G. intestinalis*, *G. entérica*, *G. muris*, *G. agilis*, *G. psittaci*; discutiéndose en la actualidad por medio de estudios de biología molecular a los genotipos; siendo de esta forma considerados los genotipos A y B para los humanos, genotipos C y D para perros, genotipo E en ganado bovino, ovinos, caprinos, cerdos, caballos, genotipo F en gatos y el G en ratas (Bowman, 2011).

2.15.2. Taxonomía

Tabla 7. *Taxonomía Giardia spp*

Descripción	Denominación
Reino	Protista
Subreino	Protozoa
Phylum	Sarcomastigophora
Familia	Diplomonadida
Orden	Hexamitidae
Genero	<i>Giardia</i>

Fuente: (Levine, et al., 1980, p.37).

2.15.3. Ciclo biológico

Como otras especies de este género, el ciclo biológico de *Giardia intestinalis* incluye dos fases o estadios: el trofozoíto (forma vegetativa), cuyo hábitat es el intestino delgado, siendo responsable de las manifestaciones clínicas, y el quiste (forma de resistencia e infecciosa) responsable de la transmisión del parásito (Henrnández Y Cortés, 2012, p.169)

Los trofozoítos de *Giardia* están adaptados para adherirse a las células epiteliales de la mucosa del intestino delgado mediante los discos de succión, tiene forma de lágrima y suelen transformarse en quistes infectantes antes de salir con las heces (Bowman, 2011).

2.15.4. Patogenia

La patogenia específica por la que el protozoo causa enfermedad no se ha identificado con exactitud, pero se habla de una patogenia multifuncional en la que se involucran factores dependientes del parásito y del hospedador. Estos factores dependientes pueden ser ciertas alteraciones histoquímicas de la mucosa intestinal, debido a la activación de los linfocitos T por la presencia de proteínas variantes de superficie (VSP), produciendo atrofia de las microvellosidades intestinales, acarreando una disminución de la actividad de las disacaridasas (lactasa, maltasa, sacarosa), disminución de la absorción de la vitamina B12 y una alteración

en el transporte de glucosa-sodio y en la absorción de D-xilosa y una reducción de la absorción de solutos (Soriano , 2006, p.4).

La patogenicidad es debida a la acción de los parásitos sobre la mucosa intestinal, principalmente duodeno y yeyuno; debido a la fijación de los trofozoítos por medio de la ventosa, dando origen a la inflamación catarral, produciendo un síndrome de mala absorción. Así mismo, existe una hipogamaglobulinemia congénita ligada al cromosoma X, y deficiencia de la IgA secretoria que afecta aproximadamente al 10% de la población (Botero y Restrepo, 2012).

2.15.5. Síntomas

La sintomatología clínica tiene gran variedad la cual depende de la respuesta inmunitaria más que de otros, como la virulencia de la cepa. La dosis infectante o la duración de la infección.

Asintomático: no se observan signos clínicos y los animales actúan como reservorios.

Sintomático: se presentan 5 días post infección, presenta un cuadro febril hasta los 40, anorexia inapetencia, distensión y dolor abdominal, pelo sin brillo, ojos hundidos, deshidratación grado diverso, fatiga y ocasionalmente muerte en animales infectados (Cordero del Campillo y Rojo, 2002).

2.15.6. Diagnóstico

Para tener seguridad en el diagnóstico, se recomienda hacer un diagnóstico clínico diferencial con otras enfermedades que producen diarrea y malabsorción, pero un diagnóstico seguro se puede realizar únicamente con la identificación del parásito en muestras fecales o sus antígenos (Botero y Restrepo, 2012).

2.15.7. Tratamiento

Existe un número notable de drogas para el tratamiento de los pacientes con giardiosis. La mayoría de éstos responden a un curso único de tratamiento, especialmente cuando se

administra metronidazol o quinacrina. En casos refractarios, por resistencia o recaída, pueden ser necesarios la realización de varios cursos o la combinación de distintas drogas (Soriano, 2006, p.7).

2.16. Enfermedades producidas por Nematodos

La característica biológica más interesante de los nematodos parásitos es su habilidad de pasar de vida libre en el ambiente exterior, a la vida parasitaria en el hospedador, y a la vida libre de nuevo. Esto implica muy importantes adaptaciones a ambos ambientes, que fueron adquiridos a través de millones de años de evolución (Barriga, 2002, p. 247).

Tabla 8. *Clasificación taxonómica de los nematodos que afectan a los cobayos (Cavia porcellus)*

Nombre	Descripción			
Phylum	Nemathelminthes			
Clase	Nematoda			
Superfamilia	Ascaridoidea	Trichuroidea	Trichuroidea	Oxyuridoidea
Familia	Aspidoderidae	Adenophorea	Trichuridae	Oxyuridae
Género	<i>Paraspidodera</i>	<i>Trichuris</i>	<i>Capillaria</i>	<i>Passalurus</i>
Especie	<i>P. uncinata</i>	<i>Trichuris</i> spp.	<i>Capillaria</i> sp.	<i>Passalurus</i> sp.
Nombre	<i>Paraspidodera</i>	<i>Trichuris leporis</i>	<i>Capillaria</i> sp.	<i>Passalurus</i> sp.

Fuente: Adaptado de Urquhart, 2001; Quiroz, 2013; Taylor *et al.*, 2007.

2.17. Aspectos Morfológicos y Anatomía

2.17.1. Morfología de los Huevos

Los huevos de nematodos son más o menos de forma redondeada u oval, con algunas diferencias tanto en forma y tamaño (no sólo de unas especies a otras, sino también dentro de las mismas especies). La cubierta del huevo es de espesor variable, está formada por tres capas: La *membrana interna*; es delgada, impermeable y lipídica. La *capa media* es dura y quitinosa, lo que le proporciona rigidez y cuando es gruesa da una apariencia amarillenta al huevo. En algunas especies como *Trichuris* spp. y *Capillaria* spp, esta capa media está interrumpida en

los dos polos por un opérculo o tapón, que es un área especializada para facilitar la salida de los embriones. La tercera capa, la más *externa* es llamada vitelina, de composición proteica. En algunas especies la cáscara de sus huevos es muy delgada y puede aparecer como una vaina alrededor de la larva (Cordero del Campillo y Rojo, 2002; Urquhart, 2001).

La supervivencia potencial del huevo fuera del cuerpo es variable, pero parece estar relacionada con el espesor de la cáscara que protege la larva de la desecación. Como es el caso de las especies *Paraspidodera uncinata*, *Trichuris* sp. y *Capillaria* sp. las cuales presentan una cubierta gruesa (Urquhart, 2001).

2.18. *Paraspidodera uncinata*

2.18.1. Morfología

P. uncinata, el extremo anterior presenta 4 labios iguales alrededor de la boca. Los machos miden 11-22 mm y las hembras de 16-28 mm de largo, la extremidad posterior del macho es de forma recurvada y se adelgaza, con dos espículas de aproximadamente la misma longitud (470 μ a 700 μ), y un gubernaculum (136 μ a 158 μ de largo). La hembra no se adelgaza en la parte posterior (Flynn y Baker , 2007, p.813).

2.18.2. Ciclo Biológico

El ciclo de vida no ha sido descrita en detalle. Los huevos producidos por las hembras se eliminan en las heces y se hacen infectivos después de 3-5 a 9 días si se mantienen a temperaturas de 22 a 24 ° C, cuando son ingeridos ellos migran hacia la mucosa del ciego y el colon, allí maduran cerca de 45 a 65 días (Dean y Stephen, 2007; Taylor *et al.* 2007). Las infecciones pudieron ser establecidas experimentalmente en cobayos, mediante la administración oral de huevos embrionados, por lo tanto, se ha supuesto que la transmisión es a través de esta fuente. El Periodo prepatente es de 37 a 66 días y el período patente es de 12 a 39 días; (Flynn y Baker , 2007, p.813).

2.18.3. Signos clínicos

“En infecciones moderadas la diarrea es crónica, con reducción del aumento de peso y anemia de tipo medio” (Quiroz, 2013, p.876).

2.18.4. Patogenia y Lesiones

“Las infecciones por *Paraspidodera uncinata*, son considerados por lo general como no patogénicos” (Taylor *et al.*, 2007).

2.19. *Trichuris spp*

2.19.1. Morfología

Las especies de *Trichuris spp.*, son de color blanco a rosados. Miden 4-6 cm de longitud, su extremo posterior es grueso y bruscamente se estrecha hasta el extremo anterior, que es largo y filamentosos y está embebido en la mucosa. Debido a su apariencia, los vermes de este género se denominan frecuentemente “vermes látigo. La cola del macho está enrollada en espiral y posee una sola espícula rodeada por una vaina; la cola de la hembra está simplemente curvada (Urquhart, 2001; Barriga, 2002).

2.19.2. Ciclo biológico

Después de la cópula, las hembras ponen durante 4 a 5 meses un elevado número de característicos huevos, muriendo después. Los huevos eliminados con las heces, bajo condiciones ideales (22°C de temperatura, >80% de humedad y oxígeno), en el suelo desarrollan una larva infectante de primer estadio en 35 a 54 días según la especie, si la temperatura fuera de 30°C puede desarrollarse en tan sólo 11 días, mientras que a 15 °C pueden desarrollarse en 4 a 6 meses. Si las condiciones son óptimas estos huevos pueden sobrevivir varios años. El hospedero ingiere los huevos maduros que contienen L1 al consumir alimentos contaminados, luego los tapones se digieren y las L1 se liberan y penetran en las glándulas de la mucosa cecal. Posteriormente las cuatro mudas se producen en estas glándulas y los adultos

emergen a la superficie de la mucosa, introduciendo su extremo anterior en ella. El periodo de prepatencia oscila entre 6 y 12 semanas dependiendo de la especie (Mehlhorn y Piekarski , 1993, p. 334).

2.19.3. Signos clínicos

Pérdida de apetito, adelgazamiento, pelaje erizado y sin brillo, diarrea que varía entre catarral y mucosa a sanguinolenta (Quiroz, 2013, p. 572).

2.19.4. Patogenia y Lesiones

“Las infecciones son considerados por lo general como no patogénicos” (Taylor, et al., 2007).

2.20. *Capillaria spp*

2.20.1. Morfología

Las especies de *Capillaria spp*. Son vermes filamentosos de 1,0 a 5,0 cm de longitud de longitud y sumamente finos, al extremo que pese a su longitud son escasamente visibles, el esófago esticosoma es estrecho y ocupa la mitad de la longitud. Los machos tienen una sola espícula larga y delgada y generalmente poseen una estructura similar a una bolsa primitiva; (Urquhart, 2001; Barriga, 2002).

2.20.2. Ciclo biológico

No se ha determinado la especie que afecta a los cobayos, en el ciclo directo la larva infectante del primer estadio se forma dentro del huevo en 2 a 4 semanas y los hospederos definitivos se infectan al ingerir el huevo junto con su alimento o agua de bebida (Barriga, 2002, p. 248).

2.20.3. Signos clínicos

En caso de infecciones moderadas o masivas, se manifiestan con pérdida de apetito, adelgazamiento, pelaje erizado y sin brillo, diarrea que varía entre catarral y mucosa a sanguinolenta (Quiroz, 2013, p. 563).

2.20.4. Patogenia y Lesiones

“Las infecciones son considerados por lo general como no patogénicos” (Taylor *et al.*, 2007).

2.21. *Passalurus ambiguus*.

2.21.1. Morfología

Los miembros del género *Passalurus spp*, poseen la boca simple con un corto vestíbulo, con tres dientes en su base que redondean la abertura del esófago. Está constituido de un *corpus*, un corto istmo y un bulbo. Son de color semitransparente. Miden de 4-11 mm, los machos miden entre 4-5mm y las hembras entre 9-11mm. La cola del macho es muy larga, el cuerpo está ligeramente aplanado y termina en una larga punta, posee unas alas caudales estrechas en porción ancha de la cola. Hay además un par de pequeñas papilas sésiles detrás del ano y dos papilas pedunculadas en la base del punto caudal que sostiene las alas. La espícula es relativamente corta. La cola de la hembra es alargada y termina en una fina punta. La vulva está en el extremo anterior del cuerpo (Quiroz, 2013, p. 427).

2.21.2. Ciclo biológico

El ciclo de vida es directo, los huevos embrionados son puestos en el recto, en estado de blástula, en donde evolucionan al estado infectante en 18-24 horas, salen con las heces y permanecen viables durante algún tiempo. La infección se realiza por medio de la ingestión de huevos que contienen la L2, éstos eclosionan al llegar al intestino delgado. La muda de larvas

a L3, L4, así como la madurez sexual del parásito se realiza en las criptas, mucosa del ciego y otras partes del intestino grueso (Taffs, 1976, p. 4).

2.21.3. Signos clínicos

La sintomatología del *Passalurus* es poco específica y depende el número de parásitos presentes. En parasitaciones importantes sobre todo en animales jóvenes, se pueden ver animales con mal aspecto; puede haber disminución del rendimiento incluso reproductivo en hembras. Se ha visto diarrea o alternancia de diarrea y estreñimiento y a veces anorexia y caquexia esta enfermedad raramente provoca la muerte de los animales (Gutiérrez, 2015)

2.21.4. Patogenia y Lesiones

Passalurus ambiguus, también es considerado por muchos autores como inofensivo en los conejos, contrariamente a ello otros autores han informado de los cambios inflamatorios y microestructurales distróficos en el ciego, distrofia vacuolar en el hígado y riñones de los conejos infectados, acompañado por la estimulación inmune general (Baker, 2007, p. 385).

2.22. Tratamiento, prevención y control de los nematodos

El control debe estar orientado a una limpieza y remoción periódica de la cama, más la utilización de antihelmínticos de amplio espectro, que permitan controlar los nematodos gastroentéricos. Se puede utilizar: Levamisol, Febendazol y Albendazol. (Urquhart, 2001).

El tratamiento específico de *P. uncinata*, presenta pocos protocolos descritos, la administración de Piperazina en 3 g/l en el agua potable por 7 días ha demostrado ser efectivo, Levamisol a dosis de 25 mg / kg vía S.C ó 10mg/kg vía oral (Taylor et al., 2007).

Para las infecciones por *Trichuris gracilis*, también son efectivos el uso de febendazol, mebendazol e ivermectina (Karl, 2008). La administración de febendazol a dosis de 50 mg/kg en el alimento por 5 días, en asociación con el manejo adecuado ha demostrado ser efectivo contra *Passalurus spp* (Baker, 2007).

En el caso de *Trichuris spp.* y *Capillaria spp.*, el levamisol administrado en el agua de bebida es altamente eficaz, al igual que numerosos benzimidazoles administrados en el pienso. En *Trichuris spp.*, se ha demostrado que el levamisol tiene una efectividad de 70 a 80%, mientras que el Parbendazol a dosis de 20mg/kg es de 93 a 100% efectivo (Quiroz, 2013).

2.23. *Trichostrongylus colubriformis*

2.23.1. Etiología

“*Trichostrongylus* es un género de gusanos redondos (nematodos) gastrointestinales filiformes de pequeño tamaño, no sobrepasando los 3-4 cm de longitud, carecen de capsula bucal o es muy poco aparente” (Cordero del Campillo y Rojo, 2002, p.237).

2.23.2. Taxonomía

Tabla 9. *Taxonomía Trichostrongylus colubriformis*

Denominación	Descripción
Reino:	Animalia
Filo:	Nematoda
Clase:	Secernentea
Orden:	Strongylida
Familia:	Trichostrongylidae
Género:	Trichostrongylus
Especie:	<i>T. Colubriformis</i>
Fuente: (Quiroz, 2013, pp.430-435)	

2.23.3. Ciclo biológico

Los huevos que salen con las heces del hospedador son de tipo estrongiloide, de cáscara fina y con 8-32 blastómeros en su interior. Su desarrollo larvario es comparable al de los estrogílicos. Así el estado infestante se produce en cuatro a seis días, en condiciones óptimas (27°C, O₂., H₂O). Las temperaturas bajas retrasan en gran medida el desarrollo, y por debajo de 9°C, éste se detiene. La migración de las larvas sobre las brizna de hierba se produce cuando la intensidad de la luz es de 180 bujías/m² ; la humedad favorece la migración, pero más de 0.12 ml de agua por cm² de suelo dificultan el movimiento. En consecuencia, el número

máximo de larvas se encuentra en las briznas de hierba en las primeras horas de la mañana y al final de la tarde, cuando temperatura, humedad e intensidad luminosa son favorables (Soulsby, 1987, p.823).

2.23.4. Patogenia

Parásitos tales como *T. colubriformis* y *T. vitrinis* producen una patología similar en la porción anterior del intestino delgado. Pueden encontrarse todas las fases del desarrollo en galerías excavadas bajo las células epiteliales, sobre todo en el lado epitelial de la membrana basal. El desplazamiento y ruptura de las células deja partes del parásito al descubierto. La lámina propia aparece engrosada, edematosa e infiltrada por células inflamatorias, se incrementa la permeabilidad de capilares y venas, se abren las uniones entre las células epiteliales y hay pérdida de proteínas plasmáticas en el intestino, lo que puede producir hipoalbuminemia. En las áreas afectadas, puede producirse atrofia de las vellosidades de grado variable. La mucosa se adelgaza o se cubre de masas irregulares o crestas, mientras que el incremento de mitosis en las criptas intestinales provoca la formación de protuberantes collares de células que rodean la boca de las criptas. Los ápices de las células epiteliales son redondeados, con microvellosidades escasas, irregulares o romas, y se observa deficiencia en la actividad enzimática del borde en cepillo

2.23.5. Síntomas

Cuando se adquiere una infestación intensa, la enfermedad puede hacerse aguda en poco tiempo y conducir rápidamente a la muerte. Tales animales no muestran normalmente emaciación ni anemia, pero presentan una debilidad en las patas que les impide permanecer de pie poco antes de morir. En los casos crónicos, el apetito es variable, hay emaciación, la piel se deseca y puede haber constipación y diarrea. Si hay anemia, ésta es leve (Soulsby, 1987, p.823).

2.23.6. Diagnóstico

Generalmente se puede realizar por medio de la necropsia permitiendo relacionar las lesiones con la presencia de gran cantidad de vermes. El diagnóstico antemortem pueden realizarse por la identificación de huevos y larvas (Quiroz, 2013, p.264).

2.24. *Heterakis gallinarum*.

2.24.1. Etiología.

Heterakis es un género de gusanos redondos (nematodos), parásitos gastrointestinales de numerosas especies de aves (gallináceas, pavos, gansos).

Son gusanos intestinales muy frecuentes en aves en todo el mundo: hasta el 90% de las poblaciones pueden estar infectadas.

Las especies de mayor importancia veterinaria son:

Heterakis gallinarum que afecta a gallináceas y pavos (guajolotes), sobre todos en explotaciones tradicionales con acceso al exterior. La más abundante e importante en todo el mundo.

Heterakis dispar, afecta a patos y gansos.

Heterakis isolonche, afecta a faisanes y otras aves silvestres (Junquera, 2018).

2.24.2. Taxonomía.

Tabla 10. *Taxonomía H. gallinarum*

Denominación	Descripción
Reino:	Animalia
Filo:	Nematoda
Clase:	Secernentea
Subclase:	Rhabditia
Orden:	Ascaridida
Familia:	Ascarididae
Género:	Heterakis
Especie:	<i>H. gallinarum</i>

Fuente: (Cordero del Campilo y Rojo , 2001; Soulsby, 1978)

2.24.3. Características morfológicas

Heterakis gallinarum es la especie más común. Se presenta en el ciego del gallo, gallina de guinea, pavo, pavo real, pato, ganso y otras numerosas aves. (Cordero del Campilo y Rojo , 2001, p.795).

El macho mide de 7 a 13 mm de longitud, y la hembra de 10 a 15 mm. Hay grandes alas laterales en determinadas zonas de cuerpo. El esófago presenta un fuerte bulbo posterior. La cola del macho está provista de grandes alas, una prominente ventosa circular en posición precloacal y 12 pares de papilas. Las espículas son desiguales, la derecha es fina, de unos 2 mm de largo, mientras que la izquierda tiene anchas alas y mide 0.65 a 0.70 mm. La vulva se abre directamente por detrás de la zona media del cuerpo. Los huevos poseen una cáscara gruesa y lisa, miden 65-80 por 35-46 μm y están sin embrionar en el momento de la puesta. (Soulsby, 1978, p.824).

2.24.4. Ciclo Biológico.

Es directo, los huevos salen con las heces, tienen solo una célula, eclosionan en el suelo y desarrolla la larva, y es ingerida para infestar. Las lombrices que comen huevos de *Heterakis*, pueden albergar larvas del segundo estadio durante toda su vida y así es como las aves se infestan al consumir estas lombrices de tierra (Quiroz , 2013, p.419).

2.24.5. Patogénesis.

Ejerce acción traumática e irritativa ligera en la mucosa cecal, ya que las larvas permanecen en dicha mucosa varios días, en dónde en forma paralela ejercen acción expoliatríz al alimentarse con tejido y exudados tisulares. Una de las acciones más dañinas es el transporte que hace el protozario *Histomonas meleagridis*, que es liberado por las larvas y transportado a la pared cecal en dónde inicia la invasión sanguínea para llegar al hígado y otros tejidos (Junquera, 2018).

2.24.6. Epidemiología

La fuente de infestación la representan las aves parasitadas por las diferentes especies de *Heterakis*, cuyos huevos al salir con las heces contaminan el suelo, al agua y los alimentos de aves susceptibles. Los huevos en el suelo húmedo permanecen viables durante periodos hasta de 8 meses y por otra parte las lombrices de tierra y otros invertebrados pueden transportar y proteger los huevos o larvas durante los periodos de sequía en que las condiciones son adversas para los huevos. Las aves jóvenes son más susceptibles (Cordero del Campilo y Rojo, 2001, p.796

2.24.7. Periodo prepatente.

El periodo prepatente del *H. gallinarum* es de 3 a 4 semanas (Junquera, 2018).

2.24.8. Lesiones.

Se muestran por un ligero engrosamiento de la pared del ciego con equimosis, macroscópicamente el ciego aparece cubierto por pequeñas salientes nodulares que dan un aspecto mamelonado. Al incidir la pared del ciego se observan numerosas formaciones pseudoverrugosas blancas o blanco amarillento de tamaño de la cabeza de un alfiler al de un chícharo o guisante; aglomerados en pequeños grupos otras veces uniformemente repartidos dando el aspecto de un tapete. El examen histológico permite precisar la situación de los nódulos dentro de la submucosa. En el interior de la cavidad se encuentran diferentes estados evolutivos del parásito desde larvas hasta adultos (Quiroz , 2013, p.419).

2.24.9. Síntomas y Signos.

Heterakis gallinarum chupa sangre del hospedador. El daño mayor es consecuencia de que transmite *Histomonas meleagridis*, un protozoo flagelado, el agente responsable de la enterohepatitis infecciosa o histomoniasis (cabeza negra), muy común y dañina para todas las aves. Este protozoo puede permanecer viable en los huevos de *Heterakis* durante años.

Aparte de la transmisión de la enterohepatitis, infecciones leves de *Heterakis* suelen ser asintomáticas. En caso de infecciones masivas pueden proliferar los nódulos en las mucosas del intestino ciego, con marcada inflamación y engrosamiento de la pared intestinal. En ponedoras puede llevar a una reducción notable del rendimiento ponedor (Junquera, 2018).

2.24.10. Diagnóstico.

No se realiza en animales vivos, los síntomas señalados son vagos y poco específicos, el diagnóstico post mortem permite la identificación de los vermes en el ciego, así como las lesiones que varían notablemente en gallinas, guajolotes o faisanes.

Es necesario diferenciar la tiflitis por *Heterakis* con la tiflitis por *Histomonas*. En las formas agudas de histomoniasis el ciego está congestionado y tiene hemorragias con una masa de material caseoso sanguinolento de color vino. En las formas leves de histomoniasis causa exudado caseoso necrótico, difuso y amoldado a la luz cecal, en tanto que en la histomoniasis común las lesiones son discretas y en la *Heterakidosis* nodular son verrucosas (Quiroz , 2013, p.420).

2.25. Enfermedades producidas por Trematodos

Dentro de las especies de trematodos reportadas en cobayos, tenemos a Fasciola. Actualmente, la infección en el laboratorio es poco frecuente, más bien tiene que ver con el suministro de forraje verde, pues en las hojas puede estar enquistada este trematodo. Dos especies de Fasciola se observan en los cobayos: Fasciola hepática y Fasciola gigantica (Baker, 2007).

2.26. *Fasciola hepática*

2.26.1. Morfología

Macroscópicamente. la *Fasciola* juvenil, tiene forma de lanceta y una longitud de 1 a 2 mm, cuando penetra en el hígado. La Fasciola adulta mide 18-50 x4-14mm, tiene forma de hoja,

color café rosa grisáceo o gris cuando se conserva en formol, se aloja en los conductos biliares,. Microscópicamente. El tegumento está cubierto con espinas proyectadas hacia atrás, posee ventosa oral en el extremo superior, otra ventral a la altura de lo que se podría llamar hombros, el tubo digestivo se bifurca a poca distancia de la ventosa oral, formando ramas primarias y secundarias que se extienden hasta la parte superior del cuerpo. Debajo de la ventosa ventral se abre el poro genital; es hermafrodita. las cuales se observan perfectamente. Los huevos son ovalados, operculados, amarillos, teñida por pigmentos biliares y grandes (150 μm x90 μm), su pared es relativamente delgada y tienen aproximadamente el doble del tamaño de los huevos de tricostrongídeos. Entre numerosas células vitelinas yace el cigoto de color claro y posición central (Urquhart, 2001; Quiroz, 2013).

2.26.2. Taxonomía

Tabla 11. *Taxonomía Fasciola hepática*

Descripción	Denominación
Phylum	Platyhelminthes
Clase	Trematoda
Sub clase	Digeneo
Orden	Fascioliformes
Superfamilia	Fasciolidae
Familia	Fasciolidae
Subfamilia	Fasciolidae
Género y Especie	Fasciola hepática

Fuente: (Espino, Borges, y Dumenigo, 2000, p.225)

2.26.3. Ciclo de vida

Los adultos de *Fasciola hepática*, habitan en los conductos biliares de los cuyes y otros mamíferos. Cuando ponen huevos, éstos son arrastrados hacia la luz del intestino con la bilis, y después al exterior con las heces. Los huevos depositados, están formados cada uno de ellos

por un ovocito fertilizado y un grupo de células vitelinas incluidas en una cápsula operculada (Bowman, 2011).

2.26.4. Signos clínicos

Son variables y dependen de varios factores se pueden considerar por una parte la especie animal. Las manifestaciones pueden ser agudas o crónicas. Se observa pérdida de apetito, debilidad, pelo erizado, edema submandibular y muerte repentina. A la necropsia se observa ascitis, hígado congestionado y hemorrágico (Quiroz, 2013, p. 239).

2.26.5. Patogenia

La patogenia tiene dos fases; la primera se produce durante la migración en el parénquima hepático y está asociada con las lesiones y hemorragias hepáticas. La segunda se produce cuando el parásito se localiza en los conductos biliares y deriva de la actividad hematófaga de los trematodos adultos y de las lesiones de la mucosa biliar producidas por las espinas de su cutícula (Urquhart, 2001).

La patogenicidad de las metacercarias varía de acuerdo con la temperatura que se desarrolla, por ejemplo entre 22-24°C son muy patógenas para ovinos y conejos, mientras que a 15°C o 32°C lo son menos (Quiroz, 2013, p.236).

La fasciolosis puede ser aguda o crónica, dependiendo las diferentes fases de desarrollo de *Fasciola* en el hígado. La forma aguda se debe a la invasión masiva de vermes jóvenes emigrantes que producen una inflamación aguda en el tejido hepático. Debido a la acción bacterífera de estas formas, hay focos de supuración que pueden causar procesos purulentos; las formas jóvenes también debido a la acción traumática debilitan y perforan la cápsula hepática en su migración, provocando peritonitis (Quiroz, 2013, p. 237).

2.26.6. Diagnóstico

La fasciolosis aguda causa elevada mortalidad, precedida de formas subagudas con anemia en grado variable. Por lo general, es necesario hacer el diagnóstico a la necropsia y ver las lesiones característica. La lesión postmortem se caracteriza especialmente por la lesión de hepatitis traumática hemorrágica, lesión particularmente causada en la fasciolosis subaguda y la presencia de exudado peritoneal más o menos hemorrágico así como de placas fibrinosas adheridas a la cápsula de Glisson. El diagnóstico se puede confirmar por la presencia de formas jóvenes de *Fasciola hepática* (Quiroz, 2013).

Las pruebas coprológicas sólo diagnostican la fase crónica de la infección, pues en ese estado, el parásito se encuentra ubicado en las vías biliares, ha alcanzado la madurez sexual y emite huevos que son excretados en las heces; por lo que estas técnicas no detectan la fase aguda o la fasciolosis ectópica. No se detecta hasta después de tres meses de la infección. Los métodos de sedimentación son los más utilizados por su sencillez (Quiroz, 2013).

2.26.7. Tratamiento , control y prevención

Se utiliza principalmente: albendazoles al 10 % oral de 0.2 a 0.4ml/kg, También tetracloruro de carbono en dosis de 250 miligramos por kilogramo.

Hexacloretano 25 miligramos por kilogramo, oxiclozanida 10 a 15 miligramos por kilogramo.

Varios de los factores que interviene en la epizootiología de la fascioliasis determinarán un incremento ,una disminución o una estabilización del problema. La aplicación del conocimiento del ciclo evolutivo para tomar medidas de control puede hacerse con base en prevención o en programas curativos pero debe considerarse como principio para controlar el costo-beneficio por medio de un diagnóstico adecuado considerando las condiciones

topográficas locales climáticas y socioculturales de los propietarios (Quiroz, 2013, pp. 247-248)

2.27. Resumen del arte del estudio del problema

El parasitismo (ya sea interno o externo) es una infección constante en los sistemas de producción animal de cualquier tipo y siempre requiere, para los profesionales de la producción animal, tomar medidas sanitarias (bioseguridad) y de prevención para evitar su presencia en la unidad agropecuaria interesada.

La mortalidad existente en la cría de cobayos (*Cavia porcellus*) se da por falta de un conocimiento en lo que compete a la incidencia parasitaria, ya que nunca se hace un diagnóstico más ordenado sobre las causas de la muerte y esto hace que haya una confusión en los casos de parasitismo con otras enfermedades.

3. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1. Materiales físicos

Tabla 12. *Materiales de campo*

Descripción	Unidad de medida	Cantidad
Cámara digital	Unidad	1
Esferográfico	Unidad	1
Overol	Unidad	1
Guantes de examinación	Caja	1
Espátula	Unidad	1
Cinta masking	Unidad	1
Bolsas Ziploc	Caja	8
Tamizador	Unidad	4
Cooler	Unidad	1
Tijera	Unidad	1

Tabla 13. *Materiales de laboratorio*

Descripción	Unidad de medida	Cantidad
Vaso de precipitación	Unidad	5
Microscopio	Unidad	1
Paleta baja lenguas	Paquete	4
Portaobjetos	Caja/50	8
Cubreobjetos	Caja/200	2
Guantes de examinación	Caja	1
Mascarillas	Caja	1
Gorra cirujano	Caja	1
Tubos de ensayo	Unidad	10
Balanza	Unidad	1
Vasos plásticos	Paquete	8
Gasas	Paquete	24

Tabla 14. *Materiales de oficina*

Descripción	Unidad de medida	Cantidad
Hojas de papel Boom (A4)	Paquete	1
Laptop	Unidad	1
Impresora	Unidad	1
Esferográficos	Unidad	1

Tabla 15. *Materiales Químicos*

Descripción	Unidad de medida	Cantidad
Cloruro de sodio	Kilo	3
Agua destilada	Litro	15
Azul de metileno	Frasco	75ml

Tabla 16. *Materiales biológicos*

Descripción	Unidad de medida	Cantidad
Heces	Gramos	3

3.2. Metodología

El presente trabajo investigativo se desarrolló en Paute, Ricaurte, Narancay Bajo, Nabón, Chordeleg, Miraflores, Nero ,Baños, San Gerardo, Gualaceo, El Valle, localidades pertenecientes a la provincia Azuay-Ecuador y su consiguiente análisis de las muestras recolectadas se efectuó en los Laboratorios de Ciencias de la vida de la Universidad Politécnica Salesiana sede Cuenca.

Tuvo una duración de cuatro meses; desde la aceptación del proyecto de investigación, dividiendo las mismas en trabajo de campo y laboratorio.

La prevalencia de parásitos gastrointestinales de cuyes de producción, realizado en diferentes localidades de la provincia del Azuay, se clasifica su porcentaje, de la siguiente manera:

Baja prevalencia; < 20%

Moderada prevalencia: 20-50%

Alta prevalencia: >50%

3.2.1. Investigación de campo

En el análisis del presente estudio, se desarrolló en Villaflor del cantón Paute, el barrio veinticinco de marzo de Ricaurte, Narancay Bajo, Cochapata de Nabón, Santa Rosa de Chordeleg, Miraflores, Nero ,Baños, San Gerardo, San Juan de Gualaceo, El Valle, localidades pertenecientes a la provincia Azuay-Ecuador.

El estudio práctico se inició con la identificación de las diferentes comunidades a estudiarse dentro de la provincia, posteriormente se realizó la recolección de muestras de heces, para esto se utilizó guantes , mascarilla y una espátula, se tomó toda la porción de heces que se encontró en los galpones y se la iba colocando en bolsas ziploc, las cuales se rotularon debidamente indicando el lugar, fecha y se conservaron a temperatura ambiente hasta su análisis.

3.2.2. Trabajo en el laboratorio

El análisis de las muestras se realizó en el laboratorio de Ciencias de la vida de la Universidad Politécnica Salesiana.

Para el procesamiento de las muestras se utilizó el método de flotación con solución salina saturada (NaCl): utilizado para observa la carga parasitaria de nematodos y protozoarios y el segundo mediante el método de sedimentación; utilizado para visualizar huevos de cestodos y trematodos, presentes en las muestras. Las muestras de heces de cuyes en la provincia del

Azuay, fueron tomadas en horas de la mañana del lugar en donde se desarrollan, para ello se utilizaron fundas ziploc.

3.2.2.1. Procedimiento de la Técnica de Flotación

- a. Se mezcló 3g de heces con solución saturada de NaCl en un recipiente.
 - b. Se filtraron la suspensión de materia fecal a través de dos capas de gasa y se pasó a un segundo vaso, lavando con un pequeño volumen de agua.
 - c. Se vertió el filtrado en el tubo de ensayo.
 - d. Luego agregar suficiente cantidad de solución en el tubo de ensayo hasta que forme un menisco convexo en la superficie del recipiente.
 - e. Sobre el menisco convexo, se coloca un cubreobjetos con una superficie mínima de 18 x18mm, teniendo precaución de evitar que se formen burbujas de aire en la superficie del líquido de flotación, o que floten porciones de heces sin diluir
- Se espera 15 minutos y se recoge el cubreobjetos, manteniéndolo en posición horizontal, para que no se desprenda la gota de solución salina que queda adherida al mismo.
 - Con movimientos suaves se coloca en el portaobjetos y se examina a 40x y 100x con el diafragma cerrado. Debe examinarse sin dilatación, ya que la solución salina se cristaliza totalmente en pocos minutos.

4.2.2.2 Procedimiento de la Técnica de Sedimentación

- a. Se mezcla varios gramos de heces con agua destilada hasta diluir completamente la muestra.
- b. Se pasa la suspensión a través de un tamiz
- c. Añadir 2-3 gotas de azul de metileno. para, facilitar la búsqueda al microscopio óptico.
- d. Dejar reposar 30-40 minutos

- e. Quedar el sobrenadante hasta la marca de 100cc y volver a llenar con agua hasta el mismo nivel.
- f. Se repite el procedimiento hasta que el sobrenadante permanezca un poco transparente.
- g. Eliminar el sobrenadante y se examinar el sedimento al microscopio. Para ello, se recogen al menos 9 gotas del sedimento con una pipeta de Pasteur, las cuales se depositan en un porta objetos y se le coloca un cubreobjetos y visualizar en el microscopio con el diafragma cerrado.
- h. Se examinó con un microscopio compuesto con magnificaciones de 10X y 40X.

3.2.3. Diseño estadístico

El presente trabajo de investigación es de tipo exploratorio, descriptivo, transversal y para el análisis de asociación entre variables se emplearon las pruebas de comparación de proporciones, utilizando el software Epiinfo 7.2 considerándose un nivel de significación estadística de $\alpha=0.05$.

3.2.4. Análisis estadístico.

En este trabajo de investigación por su tipología, no se ejecutaron análisis paramétricos y pruebas de significancia, sino más bien un análisis objetivo de tipo numérico y proporcional. Para el cálculo de la prevalencia de parásitos gastrointestinales, se aplicó la siguiente fórmula:

$$PA = \frac{\text{Total de muestras positivas a parásitos}}{\text{Total de muestras}} \times 100$$

3.3. Población y muestras.

3.3.1. Material experimental

Se utilizaron 385 muestras de heces de diferentes localidades de la provincia del Azuay, quedando de la siguiente manera:

Tabla 17. *Cantidad de muestras recolectadas por zona de estudio.*

Código	Comunidades	Número de unidades muestrales
01	Paute	35
02	Ricaurte	35
03	Narancay Bajo	35
04	Nabón	35
05	Chordeleg	35
06	Miraflores	35
07	Nero	35
08	Baños	35
09	San Gerardo	35
10	Gualaceo	35
11	El Valle	35
	Total de muestras	385

3.3.2. Selección de la muestra

El muestreo se realizó aleatoriamente en horas de la mañana dentro de las once localidades de la provincia del Azuay, tomando cinco muestras por casa, esto en siete casas de cada localidad dentro de la provincia.

3.4. Consideraciones éticas

La investigación aquí sustentada que se titula “Prevalencia de parásitos gastrointestinales en cuyes de producción (*cavia porcellus*), con el método coprológico” No tuvo ningún impacto sobre el bienestar animal, debido a que las muestras fecales fueron tomadas tiempo después de que los cuyes hayan realizado la deposición en el predio en los galpones que habitan.

Por otra parte se tomó en cuenta que no se causó malestar a los propietarios de los cuyes al momento de la toma de muestra, y en cuanto las personas que intervinieron en esta investigación se tomaron las siguientes medidas:

- Recolección de heces mediante espátula y utilizando guantes , mascarilla y mandil.
- Colocación de muestra fecales en bolsas ziploc, rotuladas y selladas adecuadamente

- Utilización de guantes, gorra , mascarilla y mandil estériles dentro del laboratorio de análisis.
- Manejo de la muestra en un campo estéril dentro del laboratorio.

4. Resultados y Discusiones

4.1. Prevalencia de parásitos gastrointestinales

Tabla 18. *Prevalencia de parásitos gastrointestinales*

Total	Frecuencia	Porcentaje	Límite Inferior 95% LCL	Límite Superior 95% UCL
Negativo	107	27,79 %	23,55 %	32,47 %
Positivo	278	72,21 %	67,53 %	76,45 %
Total.	385	100,00 %		

De acuerdo con el análisis de la Tabla 18, de un total de 385 muestras recolectadas, 278 resultaron positivas, y representa el 72,21 %, frente a 107 muestras negativas, que representan el 27,79%. Esto dio como resultado final que la incidencia de parasitismo gastrointestinal en cuyes sea del 72,21 %.

En un estudio titulado como: “Incidencia de helmintos gastrointestinales de cuyes (*Cavia porcellus*) en la provincia de Tacna”, realizado por Padilla (2011) menciona que 249 resultaron positivas, y representa el 65,4%, frente a 132 muestras negativas, que representan el 34,6%.

En otro estudio titulado como: “Frecuencia de enteroparásitos en *Cavia porcellus* “cuy” que se expenden en el mercado de abastos “12 de Abril”. Ayacucho”; realizado por Quispe (2018), se aprecia que la frecuencia de parásitos presentes es del 85,8% para los positivos, frente al 14,2% de negativos en los tractos gastrointestinales de *Cavia porcellus*. Concordando con el presente estudio ya que el porcentaje de muestras positivas se aproxima a los estudios antes mencionados.

4.2. Prevalencia interacción parasitaria

Tabla 19. *Interacción parasitaria*

Interacción parasitaria	Frecuencia	Porcentaje	Límite inferior 95% LCL	Límite superior 95% UCL
Siete parásitos	1	0,26 %	0,05 %	1,46 %
Seis parásitos	1	0,26 %	0,05 %	1,46 %
Cinco parásitos	8	2,08 %	1,06 %	4,05 %
Cuatro parásitos	50	12,99 %	9,99 %	16,71 %
Tres parásitos	85	22,08%	18,22%	26,49%
Dos parásitos	69	17,92 %	14,41 %	22,06 %
Un parásito	64	16,62%	13,24%	20,67%
Sin parásitos	107	27,79 %	23,55 %	32,47 %
Total	385	100,00 %		

De acuerdo con el análisis de la tabla 19, se presenta en la investigación que el de mayor prevalencia fue el triparasitismo con 22,08 % (85/385), seguido por el biparasitismo el 17,92% (69/385). Cabe subrayar que dentro de la investigación actual asimismo existieron muestras que presentaron interacciones parasitarias con 6 y 7 parásitos respectivamente.

En un estudio titulado como: “Frecuencia de enteroparásitos en *Cavia porcellus* “cuy” que se expenden en el mercado de abastos “12 de Abril” Ayacucho”; realizado por Quispe (2018); se encontro que el de mayor porcentaje es el biparasitismo con el 43,3%, seguido del monoparasitismo con el 33,3% y finalmente el poliparasitismo con el 10,8%,.

En otro estudio titulado como: “Helmintiasis gastrointestinal en cuyes (*Cavia porcellus*) de granjas de crianza familiar-comercial en Ancash, Perú”, realizado por (García, et al., (2013); se identifico que el mayor porcentaje de prevalencia fue para el monoparasitismo con el 55,1%, seguido con el biparasitismo con el 39,3%, y el triparasitismo 5,6%.

De tal manera que se discrepa con los estudios antes mencionados, ya que el estudio presente muestra un mayor porcentaje para el triparasitismo 22,08%.

4.3. Prevalencia de parásitos positivos en cobayos (*Cavia porcellus*)

Tabla 20. Prevalencia de parásitos positivos

Parásito	Frecuencia	Prevalencia	Límite inferior 95 % LCL	Límite superior 95 % UCL
<i>Eimeria Caviae</i>	185	48,05 %	43,11 %	53,04 %
<i>Paraspidodera uncinata</i>	115	28,87%	25,52%	34,62%
<i>Criptosporidium spp</i>	34	8,83 %	6,39 %	12,09 %
<i>Balantidium spp</i>	28	7,27 %	5 ,08 %	10,31 %
<i>Entomaebe coli</i>	55	14, 29 %	11, 14 %	18,13 %
<i>Giardia spp</i>	37	9,61 %	7,05 %	12,97 %
<i>Trichuris spp</i>	73	18,96 %	15,36 %	23, 18 %
<i>Capillaria spp</i>	27	7,01 %	4,86 %	10,01 %
<i>Passalurus ambiguus</i>	67	17,40 %	13,94 %	21,51 %
<i>Fasciola hepática</i>	48	12, 47 %	9,53 %	16,14 %
<i>Trichostrongylus colubriiformis</i>	33	8,57 %	6,17 %	11,79 %
<i>Heterakis gallinarum</i>	14	3,64 %	2,18 %	6,01 %
Total.	278	100,00 %		

En una investigación titulada como: “Helmintiasis gastrointestinal en cuyes (*Cavia porcellus*) de granjas de crianza familiar-comercial en Ancash, Perú”, realizada por García, Chávez , Pinedo, y Suárez, (2013) se identificaron los siguientes parásitos; *Paraspidodera uncinata*, *Trichuris spp*, *Capillaria spp*, *Trichostrongylus colubriiformis*; reafirmar que el parásito de mayor prevalencia fue *Paraspidodera uncinata* con el 83%. Por lo tanto discrepamos del estudio antes mencionado, ya que los valores no coinciden con la investigación realizada.

Suárez, Morales, y Villacaqui (2014) en un trabajo realizado en Junín, Perú, mencionan que el parásito encontrado con mayor prevalencia fue *Eimeria caviae* con el 46,25%. Coincidiendo con el presente estudio ya que también presenta una mayor prevalencia para *Eimeria caviae*, con un valor de 48,05 % (185/385).

Las diferencias observadas en los valores porcentuales de las prevalencias en los diferentes estudios analizados, pueden obedecer a variaciones ambientales atribuibles a temperatura y humedad, dado que estos se han realizado tanto en zonas secas como húmedas y además con diferencias en altitud y temperatura, otra variable que puede estar directamente relacionada son las condiciones higiénico-sanitarias de cada granja.

4.4. Índice de prevalencia con relación con la alimentación

Tabla 21. *Prevalencia con relación la alimentación*

Alimentación	Frecuencia	Porcentaje	Límite inferior 95% LCL	Límite superior 95% UCL
Forraje	7	2,52 %	1,02 %	5,12 %
Forraje+concentrado	271	97,48 %	94,88 %	98,98 %
Total	278	100,00 %		

En la tabla 21 se observa que la mayor prevalencia en relación con la alimentación fue del forraje+concentrado con el 97,48 %, seguido solo con forraje con el 2,52 %. Esta característica no se puede comparar por no haber información disponible con respecto a esta variable.

4.5. Prevalencia en relación con el tipo de crianza

Tabla 22. *Prevalencia en relación con el tipo de crianza*

Tipo de crianza	Frecuencia	Porcentaje	Límite inferior 95% LCL	Límite superior 95% UCL
Comercial	5	1,80 %	0,59 %	4,15 %
Familiar	153	55,04 %	48,98 %	60,98 %
commercial				
Tradicional	120	43,17 %	37,26 %	49,21 %
Total	278	100,00 %		

En un estudio titulado como: “Incidencia de helmintos gastrointestinales de cuyes (*Cavia porcellus*) en la provincia de Tacna, Perú”, realizado por Padilla (2011); se observa que la infección parasitaria en los sistemas de producción, el sistema familiar-comercial el 25,72% el sistema familiar representa el 23,09%, y el sistema comercial 16,53%.

En presente estudio encontramos que el mayor porcentaje de prevalencia fue el sistema familiar/comercial con el 55,04% seguido del tradicional con el 43,17% y finalmente con el comercial con el 1,80%; concordando con el estudio antes mencionado.

Basándonos en la evidencia anterior, al ser animales bajo una crianza familiar-comercial, existe menor control en la alimentación y manejo sanitario. Sin embargo, y a pesar de los mayores cuidados o aplicación de técnicas de crianza, persiste una exposición alta, que merece el establecimiento de un programa sanitario calendarizado para el control de endoparásitos y otros patógenos causantes de altos índices de morbilidad y mortalidad.

4.6. Prevalencia en relación con el tipo de alojamiento

Tabla 23. *Prevalencia en relación con el tipo de alojamiento*

Jaula/posa	Frecuencia	Porcentaje	Límite inferior 95% LCL	Límite superior 95% UCL
Jaula	23	8,27 %	5,32 %	12,16 %
Jaula/posa	3	1,08 %	0,22 %	3,12 %
Posa	252	90,65 %	86,60 %	93,80 %
Total	278	100,00 %		

En la tabla 23 se observa que la mayor prevalencia en relación con el tipo de alojamiento fue de posa con el 90,65 %, seguido con jaula con el 8,27 % y finalmente con jaula/posa con el 1,08 %. Esta característica no se puede comparar ya que no existen datos para la comparación de esta variable.

4.7. Prevalencia de integración con otros animales

Tabla 24. *Prevalencia de interacción con otros animales*

Animales relacionados	Frecuencia	Porcentaje	Límite inferior 95% LCL	Límite superior 95% UCL
No	210	75,54 %	70,05 %	80,48 %
Si	68	24,46 %	19,52 %	29,95 %
Total	278	100,00 %		

En la tabla 24 se observa que la mayor prevalencia de interacción con animales relacionados fue de 75,54 %. Esta característica no se puede confrontar ya que no existen datos para la comparación de esta variable.

4.8. Prevalencia según el Asesoramiento Técnico

Tabla 25. *Prevalencia según el Asesoramiento Técnico*

Asesoramiento	Frecuencia	Porcentaje	Límite inferior 95% LCL	Límite superior 95% UCL
No	268	96,40 %	93,48 %	98,26 %
Si	10	3,60 %	1,74 %	6,52 %
Total	278	100,00 %		

En la tabla 25 observamos que no existió un asesoramiento técnico, dentro de los parásitos positivos encontrados de 268/278 muestras. Esta característica no se puede cotejar ya que no existen datos para la comparación de esta variable.

5. Conclusiones

Después de haber aplicado las técnicas de flotación y sedimentación se concluye que si existe una prevalencia del 72,21% de esta manera se confirma la hipótesis alternativa en la cual se manifiesta que existe parasitosis en la producción de cuyes.

La prevalencia de cada parásito gastrointestinal fue de *Eimeria caviae* 48,05%, *Paraspidodera uncinata*, 29,87%, *Trichuris spp* 18,96%, *Passalurus ambiguus* 17,40%, *Entamoeba coli* 14,29%, *Fasciola Hepática* 12,47%, *Giardia spp* 9,61, *Cryptosporidium spp* 8,83%, *Trichostrongylus colubriformis* 8,57%, *Balantidium spp* 7,27%, *Capillaria spp* 7,01%, *Heterakis gallinarum* 3,64%, Prevalencia según el Asesoramiento Técnico; 96,40%. Prevalencia según la alimentación; forraje más concentrado 97,48%. Según el tipo de crianza existe un 55,40% en crianza Familiar-Comercial. Según el tipo de alojamiento: 90,65% posa. Prevalencia según otros animales relacionados 75,54%. Según el asesoramiento técnico 93,48%.

Siendo *Eimeria caviae* el parásito con prevalencia más alta 48,05%, según este estudio nos indica que la alimentación de forraje más concentrado presenta un 97,48% de interacción para un parasitismo, el tipo de crianza familiar comercial con un 55,40% , el tipo de alojamiento representa un factor alto para la prevalencia de parásitos en cuyes con un 90,65% en posa, según la interacción de cuyes y otros animales representa un factor de riesgo de 75,54%, el asesoramiento técnico representa un 93,48% indicándonos que debemos tener una asistencia correcta para la crianza de cuyes.

6. Recomendaciones

Se debe realizar capacitaciones a los propietarios con el fin de que comprendan la importancia de mantener a los cuyes en un lugar apto como galpones, con sus respectivos comederos limpios, iluminación, correcta temperatura. control de humedad, y considerar un asesoramiento técnico para el mejor desarrollo de sus animales.

De acuerdo a los resultados se recomienda evitar que los animales se desarrollen en posas por existe mayor humedad lo cual significa mayor proliferación de parásitos.

De acuerdo al estudio realizado se recomienda evitar tener otros animales cerca de los criaderos de cuyes.

Recomiendo seguir realizando investigaciones sobre el parasitismo gastrointestinal en cuyes de producción.

7. BIBLIOGRAFÍA

- Aliaga, L. (2002). *Producción de cuyes: Departamento Investigación Agraria*. Lima,, Perú: UNCP.
- Aliaga, L., Moncayo, R., Rico, E., y Caycedo, A. (2009). *Producción de cuyes*. Lima, Perú: Fondo Editorial UCSS.
- Amón, C. (2006). *Evaluación de combinaciones de forrajes y balanceado para crecimiento y engorde cuyes*. (tesis de pregrado). Facultad de Ciencia y Tecnología- Universidad del Azuay, Cuenca, Ecuador.
- Baker, D. (2007). *Flynn's Parasites of Laboratory Animals*. Loisiaana, USA: Blackwell.
- Barriga, O. (2002). *Las enfermedades parasitarias de los animales domésticos*. Santiago, Chile: Germinal.
- Borchert, A. (1981). *Parasitología Veterinaria*. Zaragoza, España: Acribia.
- Botero, D., y Restrepo, M. (2012). *Parasitosis humanas, incluye animales venenosos y ponzoñosos*. Medellín: Corporación para Investigaciones Biológicas.
- Bowman, D. (2011). *Georgis Parasitología para veterinarios* (8va ed.). Barcelona: Elsevier.
- Bustamante, J. (1993). *Producción de Cuyes* (1era ed.). Lima: UNMSM.
- Carreno, R., Martin, D., y Barta, J. (1999). *Cryptosporidium* is more closely related to the gregarines than to coccidia as shown by phylogenetic analysis of apicomplexan parasites inferred using small-subunit ribosomal RNA gene sequences. *Parasitol Res*, 85(11), 899-904.
- Castro, J., y Chirinos, D. (1997). *Nutrición y Alimentación de cuyes*. Huancayo: INIA.

- Chauca, L. (1995). Producción de cuyes (*Cavia Porcellus*) en los países andinos. *Revista Mundial de Zootecnia*, 83(2), 9-19.
- Chauca, L. (1997). *Producción de cuyes (Cavia porcellus)*. Lima: FAO.
- Cooper, G., y Schiller, A. (1975). *Anatomy of the guinea pig*. Massachusetts: Harvard University Press.
- Cordero del Campillo, M., y Rojo, F. (2002). *Parasitología Veterinaria*. Madrid: McGraw Hill-Interamericana.
- Coronado, M. (2007). *Manual técnico para la crianza de cuyes en el Valle*. Huancayo, Perú: Talleros Graficos PRESSCOM.
- Dean, P., y Stephen, B. (2007). *Pathology of Laboratory Rodents and Rabbits*. Massachusetts: Blackwell.
- Dey , I., y Chadee , K. (2008). Prostaglandin E2 Produced by Entamoeba histolytica Binds to EP4 Receptors and Stimulates Interleukin-8 Production in Human Colonic Cells. *Infect. Immun*, 76(11), 516.
- Espino, A., Borges, A., y Dumenigo, B. (2000). Coproantígenos de Fasciola hepatica de Posible Utilidad en el Diagnóstico de la Fasciolosis. *Rev. Panamá. Salud Pública*, 7, 225-231.
- Flynn, R., y Baker, D. (2007). *Flynn's Parasites of Laboratory Animals*. Lousiana E.E.U.U.: Blackwell.
- García, C., Chávez , A., Pinedo, R., y Suárez, F. (2013). Helmintiasis gastrointestinal en cuyes (*Cavia porcellus*) de granjas de crianza familiar-comercial en Ancash, Perú. *Rev Inv Vet Perú*, 24(4), 473-479.

- García, P., Luna, N., y Urribarren, T. (12 de Agosto de 2011). *Balantidosis o Balantidiasis*. Recuperado de Departamento de Microbiología y Parasitología: <http://www.facmed.unam.mx/deptos/microbiologia/parasitologia/balantidiasis.html>
- Gutiérrez, J. (12 de Septiembre de 2015). *Enfermedades parasitarias más importantes del conejo: Oxiuridosis (Passalurosis)*. Recuperado de Cunicultura.com: <https://cunicultura.com/2015/09/enfermedades-parasitarias-mas-importantes-del-conejo-oxiuridosis-passalurosis>
- Hendrix, C. (1999). *Diagnóstico Parasitario Veterinario*. Madrid, España: Elsevier.
- Henrández, N., y Cortés, J. (2012). Prevalencia y factores de riesgo de *Cryptosporidium spp.* y *Giardia spp.* en terneros de ganado lechero de la zona noroccidental de la Sabana de Bogotá. *Rev. salud pública*, 14(1), 169-171, 181.
- Junquera, P. (09 de Julio de 2018). *HETERAKIS GALLINARUM*. Recuperado de Parasitipedia.net: https://parasitipedia.net/index.php?option=com_content&view=article&id=2138&Itemid=2298
- Levine, N., Corliss, J., Cox, F., Deroux, G., Degrain, J., Honigberg, B., . . . Wallace, F. (1980). A newly revised classification of the Protozoa. *Journal of Protozoology*, 37–58.
- Luna de la Fuente, C., y Moreno, A. (1969). *El cuy*. Lima: Universidad Nacional Agraria, Departamento de Producción Animal.
- Mehlhorn, H., y Piekarski, G. (1993). *Fundamentos de Parasitología: Parásitos del hombre y de los animales domésticos*. Zaragoza: Acribia.

- Padilla, M. (2011). *Incidencia de helmintos gastrointestinales de cuyes (Cavia porcellus) en la provincia de Tacna*. (tesis de pregrado). UNIVERSIDAD NACIONAL JORGE BASAD RE GROHMANN • TACNA, Tacna, Perú.
- Pumarola, A. (1991). *Microbiología y parasitología médica*. Barcelona, España: Masson.
- Quiroz, H. (2013). *Parasitología y enfermedades parasitarias de animales domésticos*. México: Limusa.
- Quispe, C. (2018). *Frecuencia de enteroparásitos en Cavia porcellus “cuy” que se expenden en el mercado de abastos “12 de Abril”. Ayacucho*. (tesis pregrado para obtener el título profesional de biólogo en la especialidad de microbiología). UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN CRISTÓBAL, Ayacucho – Perú.
- Rico, E., y Rivas, C. (2003). *Manual sobre el manejo de cuyes*. UT, E.E.U.U.: Benson Agriculture and Food Institute Porvo.
- Rodriguez, L. (17 de Junio de 2018). *Entamoebiasis*. Recuperado de Slideeshare.net: <https://es.slideshare.net/luispeluza100/amibiasis-o-entamoebosis>
- Romero, C. (2008). La importancia de la cecotrofia en el conejo. *Boletín de cunicultura*, 53-56.
- Sarria, J. (2014). *Curso de crianza comercial de cuyes*. Lima, Perú: UNA.
- Solorzano, J., y Sarria, J. (2014). *Crianza, producción y comercialización de cuyes*. Lima, Perú: MACRO EIRL.
- Soriano, M. (30 de Julio de 2006). *Giardia y giardosis*. Recuperado de Control Calidad SEIMC: <https://www.seimc.org/contenidos/ccs/revisionestematicas/parasitologia/Giardia.pdf>

- Soulsby, E. (1987). *Parasitología y enfermedades parasitarias en los animales domésticos*. México D.F: Interamericana-McGraw-Hill.
- Suárez, A., Morales, S., y Villacaqu, E. (2014). “Estudio de la parasitosis gastrointestinal en cuyes (*Cavia porcellus*) de crianza intensiva de la provincia de Concepción, Junín. *Científica*, 11(1), 17-27.
- Taffs, L. (1976). Pinworm infections in laboratory rodents: and review. *Laboratory Animals*, 10(1), 1-13.
- Taylor , M., Coop, R., y Wall, R. (2007). *Veterinary Parasitology*. Madrid, España: Blackwel.
- Urquhart, G. M., Armour, J., Duncan, J. L., Dunn, A. M., y Jennings, F. W. (2001). *Parasitología Veterinaria* (2ed. ed.). Zaragoza: Acribia.
- Vivas, J., y Carballo, D. (2013). *ESPECIES ALTERNATIVAS: Manual de crianza de cobayos (Cavia porcellus)*. Managua, Nicaragua: Universidad Nacional Agraria. La Molina.

8. Apéndices/Anexos

Anexo 1. *Datos de la encuesta epidemiológica.*

PROCESAMIENTO DE MUESTRAS DE HECES EN EL LABORATORIO

FOTO 1. *Recolección de la muestra.*



FOTO 2. *Extracción y colocación de la muestra de heces en un vaso plástico.*



FOTO 3. *Mezclado de la muestra con la solución salina y el proceso de cernido.*



FOTO 4. *Llenado de tubo de ensayo.*

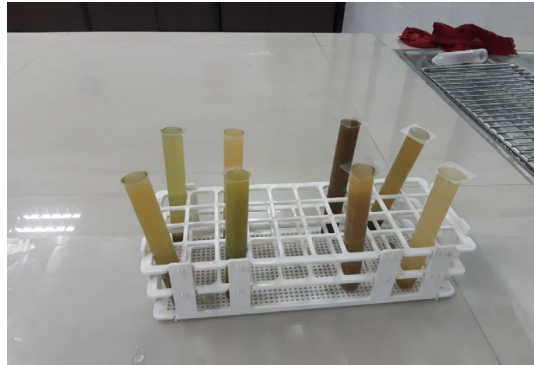


FOTO 5. *Análisis de las muestras*



FOTO 6. *Huevos de pasarulus ambiguus.*



FOTO 7. Huevos de *trichuris* spp..



FOTO 8. Huevos de *Eimeria caviae*.



FOTO 9. Huevos de *Giardia* spp.



FOTO 10. Huevos de *Trichostrongylus colubriformis*.



FOTO 11. Huevos *Heterakis gallinarum*.



FOTO 12. Huevos de *Paraspidodera uncinata*.

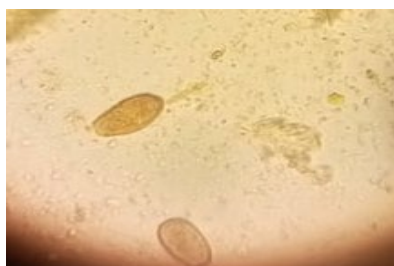


FOTO 13. Huevos de *Capillaria* spp..



FOTO 14. Huevos de *Cryptosporidium* spp.



FOTO 15. Huevos de *Entamoeba coli*.



FOTO 16. Huevos de *Balantidium* spp.



FOTO 17. Huevos de *Fasciola hepática*.

