



ESCUELA SUPERIOR POLITÉCNICA DE CHIMBORAZO
FACULTAD DE CIENCIAS PECUARIAS
CARRERA ZOOTECNIA

**“IDENTIFICACIÓN DE PARÁSITOS GASTROINTESTINALES DE
UN GRUPO GENÉTICO DE AVES CRIOLLAS”.**

Trabajo de Integración Curricular

Tipo: Trabajo Experimental

Presentado para optar al grado académico de:

INGENIERO ZOOTECNISTA

AUTOR:

LUIS ALEJANDRO GONZÁLEZ ORTIZ

Riobamba – Ecuador

2023



ESCUELA SUPERIOR POLITÉCNICA DE CHIMBORAZO
FACULTAD DE CIENCIAS PECUARIAS
CARRERA ZOOTECNIA

**“IDENTIFICACIÓN DE PARÁSITOS GASTROINTESTINALES DE
UN GRUPO GENÉTICO DE AVES CRIOLLAS”.**

Trabajo de Integración Curricular

Tipo: Trabajo Experimental

Presentado para optar al grado académico de:

INGENIERO ZOOTECNISTA

AUTOR: LUIS ALEJANDRO GONZÁLEZ ORTIZ

DIRECTORA: MVZ. PAMELA VINUEZA VELOZ, MS.C.

Riobamba – Ecuador

2023

© 2023, Luis Alejandro González Ortiz

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

Yo, Luis Alejandro González Ortiz, declaro que el presente Trabajo de Integración Curricular es de mi autoría y los resultados del mismo son auténticos. Los textos en el documento que provienen de otras fuentes están debidamente citados y referenciados.

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

Riobamba, 27 de julio de 2023

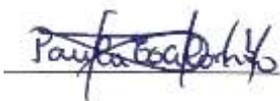
A handwritten signature in blue ink, appearing to read 'Luis Alejandro González Ortiz', with a stylized flourish at the end.

Luis Alejandro González Ortiz

CI: 145005723-5

ESCUELA SUPERIOR POLITÉCNICA DE CHIMBORAZO
FACULTAD DE CIENCIAS PECUARIAS
CARRERA ZOOTECNIA

El Tribunal del Trabajo de Integración Curricular certifica que: El Trabajo de Integración Curricular; Tipo: Trabajo Experimental, **“IDENTIFICACIÓN DE PARÁSITOS GASTROINTESTINALES DE UN GRUPO GENÉTICO DE AVES CRIOLLAS”**., realizado por el señor: **Luis Alejandro González Ortiz**, ha sido minuciosamente revisado por los Miembros del Tribunal del Trabajo de Integración Curricular, el mismo que cumple con los requisitos científicos, técnicos, legales, en tal virtud el Tribunal autoriza su presentación.

	FIRMA	FECHA
MVZ. Andrés Esteban Suárez Usbeck, MS.C PRESIDENTE DEL TRIBUNAL		2023-07-27
MVZ. Pamela Vinuesa Veloz, MS.C. DIRECTORA DEL TRABAJO DE INTEGRACIÓN CURRICULAR		2023-07-27
Ing. MS.C. Paula Alexandra Toalombo Vargas, Ph.D. ASESORA DEL TRABAJO DE INTEGRACIÓN CURRICULAR		2023-07-27

DEDICATORIA

Dedico este gran logro a Dios, por brindarme la dicha de tener salud y vida, guiarme en esta etapa de estudiante universitario. A mis padres Fernanda y Francisco que me han formado con valores y me han apoyado moral y económicamente para lograr mí objetivo de ser un profesional. A mis abuelitos Alejandro y Rosa gracias por los consejos que me guiaron para ser una persona de bien y por el cariño brindado día a día. A mi familia que siempre me han apoyado y me han dado fortaleza para continuar con mis metas. A mis amistades en especial a Karla desde que se empezó el camino universitario estuvo año tras año apoyándome incondicionalmente hasta lograr el objetivo de ser un profesional. A Doisa, por ser una persona importante, con su cariño y apoyo en todo momento durante mi carrera universitaria. Dedico este trabajo a todas las personas antes mencionadas quienes fueron un pilar y un apoyo durante mi vida universitaria.

Luis G.

AGRADECIMIENTO

Agradezco a Dios por bendecir mi camino y llegar a cumplir una meta en mi vida, a mi familia quienes siempre me han dado su apoyo incondicional. Agradezco a mis docentes universitarios y a todo el personal que conforma la Escuela Superior Politécnica de Chimborazo que con su enseñanza y sabiduría supieron formarme con un excelente profesional, especialmente a la Dra. Pamela Vinuesa mi directora y a la Dra. Paulita Toalombo mi asesora, gracias a sus conocimientos y dedicación permitieron el desarrollo de este trabajo de titulación.

Luis G.

ÍNDICE DEL CONTENIDO

ÍNDICE DE TABLAS.....	x
ÍNDICE DE ILUSTRACIONES.....	xi
ÍNDICE DE ANEXOS.....	xii
RESUMEN.....	xiii
ABSTRACT.....	xiv
INTRODUCCIÓN.....	1

CAPÍTULO I

1. DIAGNÓSTICO DEL PROBLEMA.....	2
1.1 Planteamiento del problema.....	2
1.2 Justificación.....	2
1.3 Objetivos.....	3
1.3.1 General.....	3
1.3.2 Específicos.....	3

CAPÍTULO II

2. MARCO TEÓRICO.....	4
2.1. Antecedentes de investigación.....	4
2.2. Referencias teóricas.....	5
2.2.1. <i>Aves criollas</i>	5
2.2.2. <i>Origen de la gallina</i>	5
2.2.3. <i>Taxonomía de la gallina</i>	5
2.2.4. <i>Avicultura de traspatio</i>	5
2.2.5. <i>Sanidad aviar</i>	6
2.2.6. <i>Parásito</i>	7
2.2.7. <i>Tipos de parásitos</i>	7
2.2.8. <i>Diagnóstico de la presencia de parásitos</i>	9
2.2.9. <i>Métodos para la identificación de parásitos</i>	9
2.2.10. <i>Parásitos gastrointestinales</i>	10
2.2.10.1. <i>Nematodos</i>	10
2.2.10.2. <i>Cestodos</i>	17
2.2.10.3. <i>Trematodos</i>	20
2.2.10.4. <i>Protozoarios</i>	21

2.2.11. Método de diagnóstico de parásitos.....	24
2.2.11.1. Método de flotación.....	24
2.2.11.2. Técnica de sedimentación fecal.....	25
2.2.11.3. Sedimentación espontánea.....	26
2.2.11.4. Sedimentación por centrifugación.....	26
2.2.11.5. Técnica de McMaster.....	27
2.2.12. Detección de Coproantígenos.....	27

CAPÍTULO III

3. MARCO METODOLÓGICO.....	28
3.1. Localización y duración del experimento.....	28
3.2. Unidades Experimentales.....	28
3.3. Materiales, Equipos e Instalaciones.....	28
3.3.1. <i>Materiales.....</i>	28
3.3.2. <i>Equipos.....</i>	29
3.3.2.1. <i>Equipos de laboratorio.....</i>	29
3.3.2.2. <i>Reactivos.....</i>	29
3.3.3. <i>Instalaciones.....</i>	30
3.4. Tratamiento y diseño experimental.....	30
3.5. Mediciones Experimentales.....	30
3.5.1. <i>Variables productivas.....</i>	30
3.5.2. <i>Variables biológicas.....</i>	30
3.6. Análisis Estadístico y Pruebas de significancia.....	30
3.7. Procedimiento experimental.....	31
3.7.1. <i>Adecuación de instalaciones.....</i>	31
3.7.2. <i>Selección de las aves criollas.....</i>	31
3.7.3. <i>Adquisición de las aves.....</i>	31
3.7.4. <i>Trasporte de las aves.....</i>	31
3.7.5. <i>Proceso de adaptación.....</i>	31
3.7.6. <i>Proceso para la toma de nuestras de heces.....</i>	31
3.7.7. <i>Proceso para la identificación parasitaria.....</i>	32
3.8. Metodología de evaluación.....	32
3.8.1. <i>Variables productivas.....</i>	33
3.8.1.1. <i>Peso inicial, g.....</i>	33
3.8.1.2. <i>Peso final, g.....</i>	33
3.8.1.3. <i>Consumo de alimento diario, g.....</i>	33

3.8.1.4.	<i>Ganancia de peso total, g</i>	33
3.9.	Variables biológicas	33
3.9.1.1.	<i>Carga parasitaria, HPG</i>	34
3.9.2.	<i>Prevalencia de parásitos gastrointestinales, %</i>	34

CAPÍTULO IV

4.	ANÁLISIS E INTERPRETACIÓN DE RESULTADOS	35
4.1.	Prevalencia parasitaria en las aves criollas (<i>Gallus domesticus</i>).	35
4.1.1.	<i>Prevalencia de los parásitos gastrointestinales en las aves según el tipo y filo.</i>	36
4.1.2.	<i>Prevalencia en función de la interacción parasitaria.</i>	39
4.1.3.	<i>Proceso de necropsia.</i>	41
4.2.	Carga parasitaria y parámetros productivos de un grupo de aves criollas	44
4.2.1.	<i>Carga parasitaria.</i>	44
4.2.2.	<i>Parámetros productivos de un grupo genéticos de aves criollas.</i>	46
4.2.2.1.	<i>Peso inicial, g</i>	47
4.2.2.2.	<i>Peso final, g</i>	47
4.3.	Sistema de control de la parasitosis	49

CAPÍTULO V

5.	CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES	51
5.1	Conclusiones	51
5.2	Recomendaciones	52

BIBLIOGRAFÍA

ANEXOS

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1-2: Medidas sanitarias para la crianza de gallinas criollas.	6
Tabla 2-2: Tipos de parásitos presentes en las aves domésticas.	8
Tabla 3-2: Datos específicos de <i>Ascaridia galli</i>	12
Tabla 4-2: Datos específicos de <i>Capillaria spp</i>	14
Tabla 5-2: Datos específicos de <i>Heterakis gallinarum</i>	16
Tabla 6-2: Datos específicos de <i>Railletina spp</i>	20
Tabla 7-2: Datos específicos de <i>Eimeria spp</i>	23
Tabla 1-3: Condiciones meteorológicas de la “Estación Experimental Tunshi”	28
Tabla 1-4: Prevalencia de los parásitos gastrointestinales en las aves según tipo y filo.	36
Tabla 2-4: Prevalencia en función de la interacción parasitaria.....	39
Tabla 3-4: Descripción de la necropsia y alteración anatomopológica a nivel intestinal.	43
Tabla 4-4: Carga parasitaria de todas las aves en estudio.	45
Tabla 5-4: Estadística descriptiva del total de la carga parasitaria por cada ave.	46
Tabla 6-4: Variables productivas.	46
Tabla 7-4: Ganancia de peso, g en relación a la presencia HPG.....	48
Tabla 8-4: Fármacos sugeridos para el control parasitario gastrointestinal.	50

ÍNDICE DE ILUSTRACIONES

Ilustración 1-2:	Taxonomía de la gallina	6
Ilustración 2-2:	Diagnóstico de la presencia de parásitos en las aves criollas.....	9
Ilustración 3-2:	Métodos para la identificación de parásitos	10
Ilustración 4-2:	<i>Ascaridia galli</i> parasitando el intestino.....	11
Ilustración 5-2:	Ciclo de vida de la <i>Ascaridia galli</i>	11
Ilustración 6-2:	Huevo de <i>Capillaria spp</i>	13
Ilustración 7-2:	Ciclo de vida de la <i>Capillaria spp</i>	13
Ilustración 8-2:	Observación de <i>Heterakis gallinarum</i> a través del microscopio.....	15
Ilustración 9-2:	Ciclo de vida del <i>Heterakis gallinarum</i>	15
Ilustración 10-2:	Cestodos en el intestino delgado del ave.....	17
Ilustración 11-2:	Clasificación de algunos géneros representativos de los cestodos en las aves.	18
Ilustración 12-2:	<i>Raillietina spp</i> en el intestino de un ave criolla.....	19
Ilustración 13-2:	Ciclo de vida de la <i>Raillietina spp</i>	19
Ilustración 14-2:	<i>Philophthalmus spp</i> observado en el microscopio.	21
Ilustración 15-2:	Observación microscópica de ooquistes de <i>Eimeria spp</i> en aves criollas...	22
Ilustración 16-2:	Ciclo de vida de la <i>Eimeria spp</i>	22
Ilustración 17-2:	Pasos de la técnica de flotación.....	25
Ilustración 18-2:	Procedimiento de la sedimentación por centrifugación	26
Ilustración 1-4:	Presencia y ausencia de parásitos gastrointestinales de un grupo genético de aves criollas.....	35
Ilustración 2-4:	Prevalencia de acuerdo al tipo de parásitos en aves criollas (<i>G. domesticus</i>).	37
Ilustración 3-4:	Huevos de parásitos gastrointestinales encontrados en aves criollas.	39
Ilustración 4-4:	Prevalencia en función a la interacción parasitaria	40
Ilustración 5-4:	<i>Raillietina spp</i> , observada en el tracto intestinal de ave criolla.....	41
Ilustración 6-4:	Lesiones macroscópicas compatibles con coccidiosis en el intestino de un ave criolla.	43

ÍNDICE DE ANEXOS

- ANEXO A:** RESULTADO ESTADÍSTICO DE LA VARIABLE PESO INICIAL, G DE UN GRUPO GENÉTICO DE AVES CRIOLLAS.
- ANEXO B:** RESULTADO ESTADÍSTICO DE LA VARIABLE PESO FINAL, G DE UN GRUPO GENÉTICO DE AVES CRIOLLAS.
- ANEXO C:** RESULTADO ESTADÍSTICO DE LA VARIABLE GANANCIA DE PESO TOTAL, G DE UN GRUPO GENÉTICO DE AVES CRIOLLAS.
- ANEXO D:** VARIABLE CONSUMO DE ALIMENTO/DÍA/AVE, G DE UN GRUPO GENÉTICO DE AVES CRIOLLAS.
- ANEXO E:** RESULTADO ESTADÍSTICO DE LA VARIABLE CARGA PARASITARIA, HPG DE UN GRUPO GENÉTICO DE AVES CRIOLLAS.
- ANEXO F:** VARIABLE PREVALENCIA DE PARÁSITOS EN UN GRUPO GENÉTICO DE AVES CRIOLLAS.
- ANEXO G:** AVES EN JAULAS METABÓLICAS PARA LA RECOLECCIÓN DE MUESTRAS DE HECES.
- ANEXO H:** RECOLECCIÓN Y TRASPORTE DE MUESTRAS FECALES DE AVES CRIOLLAS.
- ANEXO I:** PESAJE DE LAS MUESTRAS DE HECES.
- ANEXO J:** MÉTODO DE FLOTACIÓN PARA IDENTIFICACIÓN DE PARÁSITOS GASTROINTESTINALES.
- ANEXO K:** DETERMINACIÓN DE LA CARGA PARASITARIA MEDIANTE LA TÉCNICA MCMASTER.
- ANEXO L:** RESULTADOS DE LOS ANÁLISIS DE LABORATORIO.

RESUMEN

La producción de aves criollas o de traspatio es una actividad pecuaria llevada a cabo de manera empírica por familias campesinas sin un manejo tecnificado, los parásitos gastrointestinales es un factor crítico que afecta a la productividad de estas aves, por ende fue necesario tomar medidas sanitarias adecuadas para el control de estos parásitos, por lo tanto el objetivo de la presente investigación fue identificar los parásitos gastrointestinales de un grupo genético de aves criollas. La metodología implementada tuvo un enfoque cualitativo y cuantitativo, para lo cual se utilizaron 42 aves criollas como unidades experimentales. Se aplicó una estadística descriptiva (media, desviación estándar, valores máximos y mínimos). El estudio consistió en la toma de muestras de heces en la mañana de cada una de las aves, las cuales fueron colocadas el día anterior individualmente en jaulas metabólicas, las muestras fueron transportadas al Laboratorio de Biotecnología y Microbiología Animal “LABIMA” de la ESPOCH, se realizó el examen coproparasitario utilizando el método de Flotación para la identificación de parásitos gastrointestinales, luego se aplicó la Técnica de McMaster para determinar la carga parasitaria. Se encontró como resultados una prevalencia parasitaria alta (92,86%), en el que la *Capillaria spp* fue el parásito de mayor prevalencia (58,97%), seguido de la *Eimeria spp* (46,15%), *Heterakis gallinarum* (36,90%), y en menor prevalencia la *Ascaridia galli* (15,38%). Los nematodos fueron los parásitos dominantes en este grupo de aves (75%), mientras que los protozoarios (25%). Además a través de la necropsia se identificó parásitos de la clase cestodo específicamente *Railletina spp*. Se concluyó que por el tipo de crianza que están sometidas las aves criollas estas se encontraron casi en su totalidad infectadas con parásitos gastrointestinales debido a las malas prácticas de sanidad y manejo por parte de los productores.

Palabras clave: <PARÁSITOS GASTROINTESTINALES>, <PREVALENCIA>, <PARASITISMO>, <NEMATODOS>, <PROTOZOARIOS>, <AVES CRIOLLAS>.



1640-DBRA-UPT-2023

ABSTRACT

Backyard poultry production is a livestock activity carried out empirically by rural families without a technified management, gastrointestinal parasitosis is a critical factor that affects the productivity of these birds, so it was necessary to take appropriate sanitary measures for the control of these parasites. Therefore, the objective of this research was to identify the gastrointestinal parasites of a genetic group of backyard poultry. The methodology implemented had a qualitative and quantitative approach, for which 42 Creole birds were used as experimental units. Descriptive statistics (mean, standard deviation, maximum and minimum values) were applied. The study consisted of taking fecal samples in the morning from each of the birds, which were placed the day before individually in metabolic cages, which were transported to the Laboratory of Biotechnology and Animal Microbiology "LABIMA" of the ESPOCH, the coproparasite examination was performed using the Flotation method for the identification of gastrointestinal parasites, then the McMaster Technique was applied to determine the parasitic load. The results showed a high parasitic prevalence (92.86%), in which *Capillaria spp* was the most prevalent parasite (58.97%), followed by *Eimeria spp* (46.15%), *Heterakis gallinarum* (36.90%), and in lower prevalence *Ascaridia galli* (15.38%). Nematodes were the dominant parasites in this group of birds (75%), while protozoa (25%). In addition, necropsy identified parasites of the cestode class, specifically *Railletina spp*. It was concluded that due to the type of breeding that the Creole birds are subjected to, they were almost entirely infected with gastrointestinal parasites due to poor sanitation and management practices on the part of the producers.

Keywords: <GASTROINTESTINAL PARASITES>, <PREVALENCE>, <PARASITISM>, <NEMATODS>, <PROTOZOARIES>, <CRILE BIRDS>.



Mgs. Deysi Lucía Damián Tixi

C.I. 0602960221

INTRODUCCIÓN

En el Ecuador la avicultura aporta el 2% al PIB Nacional y alrededor del 18% al PIB agropecuario. La cría de aves criollas, también conocida como aves traspatio, es una práctica tradicional de producción pecuaria llevada a cabo por familias en sus fincas, patios de viviendas o alrededores (Hortúa, et al., 2022, p. 1021). Esta actividad implica criar un pequeño grupo de aves, alimentándolas con productos generados por la propia familia o campesinos. La cría de aves criollas genera ingresos económicos significativa para las familias de poblaciones rurales que, en muchos casos, la llevan a cabo con el propósito de garantizar a sus familias la seguridad alimentaria y disponer de una fuente de ingresos en comunidades desfavorecidas (Baumberger, et al., 2018, p. 6942).

Las aves de traspatio, es una fuente de proteína de alta calidad a bajo costo que posee un ciclo de producción corto (Hortúa, et al., 2022, p. 1021). La carne y los huevos de estas aves son altamente valorados por su calidad nutricional y son consumidos en grandes cantidades tanto en las zonas rurales como en la ciudad. La cría de aves de corral se ha desarrollado principalmente debido a la alta calidad alimenticia de sus productos, que son considerados esenciales en la dieta de las familias, incluso en sectores de bajos recursos. Estas aves se alimentan principalmente de pastos, residuos vegetales y de cocina, así como granos. Además, son conocidas por su resistencia a diferentes condiciones climáticas, así como por su manejo y alimentación rústicos (Galíndez, et al., 2020, p. 26).

En la producción de aves criollas o traspatio, los parásitos se consideran como un factor crítico en las explotaciones de estas aves y se requieren medidas efectivas para mejorar el manejo de estas aviculturas. Los parásitos gastrointestinales afectan el rendimiento de las aves de campo, provocando la pérdida de peso, afecciones gastrointestinales y cambios en el metabolismo de las aves. Se debe aplicar medidas adecuadas para un correcto control de parásitos y evitar que este problema afecte la salud y el rendimiento productivo de las aves (Ibarra, et al., 2022, p. 18).

La actividad de criar aves criollas no es solo para el autoconsumo familiar, también es un ingreso económico importante que se obtiene a través de la venta y comercialización de huevos y carne que beneficia positivamente a la economía de las familias de los pequeños productores de las diferentes de las zonas rurales. Sin embargo, existen pocos estudios sobre los parásitos especialmente gastrointestinales que se encuentran afectando aves criollas, ya que la crianza y producción es desarrollada de manera empírica-tradicional, sin la aplicación de técnicas adecuadas de producción por parte de la gente de campo que se dedican a esta actividad.

CAPÍTULO I

1. DIAGNÓSTICO DEL PROBLEMA

1.1 Planteamiento del problema

La producción de las aves criollas es una actividad económica importante para las comunidades de las zonas rurales, proporcionando una fuente de ingresos y contribuye a la seguridad alimentaria en áreas desfavorecidas. Sin embargo, esta práctica de producción se lleva a cabo de forma tradicional con una escasa técnica de crianza, manejo y sanidad (Morales, et al., 2020, p. 493).

Los parásitos gastrointestinales afectan a las aves independientemente de la fase en que se encuentre, pero presentan mayor incidencia en las aves jóvenes y en aves adultas que se encuentra en la etapa de postura ocasionando afecciones gastrointestinales, cambios en el metabolismo y pérdida de peso incidiendo directamente en el crecimiento y productividad y con el tiempo en la mortalidad de las aves (Ibarra, et al., 2022, p. 18).

La parasitosis en una producción de aves criollas o de traspatio es un problema sanitario importante que afecta directamente a la salud y productividad de los animales. Es necesario tomar medidas que ayuden a controlar infección parasitaria implementando un mejor manejo de crianza y producción de estas aves (Ibarra, et al., 2022, p. 18).

1.2 Justificación

La crianza de las aves criollas ha sido y es una actividad productiva tradicional que ha estado siempre presente en las familias campesinas. Su crianza no es solo producir para el autoconsumo familiar, también es un ingreso económico importante que se obtiene a través de la venta y comercialización de huevos y carne que benefician positivamente a la a estas familias. El desconocimiento de cada una de estas infecciones ocasiona muerte de los animales incrementándose las pérdidas económicas al pequeño productor.

El presente trabajo investigativo tiene la necesidad de identificar los parásitos gastrointestinales de un grupo genético de aves criollas, de esta forma conoceremos la prevalencia parasitaria que existe en estos grupos de aves con el propósito de tener información y datos actualizados de los parásitos que afectan a estas aves. Las enfermedades parasitarias en estas aves se presentan toda su etapa de vida por estar expuestas directamente al ambiente sin un control sanitario adecuado.

1.3 Objetivos

1.3.1 General

Identificar los parásitos gastrointestinales de un grupo genético de aves criollas.

1.3.2 Específicos

- Determinar la prevalencia de los parásitos gastrointestinales en las aves.
- Estimar la carga parasitaria de la población aviar en estudio y analizar su influencia sobre los parámetros productivos.
- Implementar un sistema de control de la parasitosis.

CAPÍTULO II

2. MARCO TEÓRICO

2.1. Antecedentes de investigación

En Sudamérica, en la ciudad de Caldas, Colombia en el año 2017, se realizó un estudio de los parásitos que afectan a las aves domésticas (*Gallus domesticus*), se examinó los parásitos que afectan a estas aves. Se evaluaron 2046 aves en 86 predios y se identificaron diferentes especies de endoparásitos, como: *Eimerias spp*, *Heterakis gallinarum*, *Ascaridia galli*, *Capillaria spp*, *Hymenolepis spp*. También se encontraron ácaros y piojos. Los hallazgos de necropsia mostraron una alta presencia de *Heterakis gallinarum*, *Ascaris galli*, *Capillaria sp*, *Choanotaenia infundibulum*, *Hymenolepis sp*, y *Railletina spp*. Los resultados indican una relación directa entre la presencia de parásitos y la ausencia de estrategias de desparasitación (Marín, et al., 2017 p. 43).

En Ecuador, en la provincia de Orellana, cantón Joya de los Sachas, en el año 2015 se desarrolló un trabajo investigativo para determinar los principales parásitos gastrointestinales que afectan a las gallinas de traspatio (*Gallus gallus domesticus*) en esa zona; para lo cual se recolectaron 300 muestras de heces, se seleccionó al azar 10 aves de cada una de las 30 familias de la comunidad, las muestras fueron analizadas mediante la técnica coproparasitaria de Frotis directo, se evidenció un infección del 46% de las muestras de heces analizadas. Existiendo una prevalencia de parásitos de filo nematodos con un 46,66 %, seguido con el 10% los cestodos, y por último protozoarios el 2%; el parásito de mayor frecuencia la *Capillaria spp* con 58,95%, en segundo lugar *Strongyloides spp* con el 23,88% y con 14,17% *Heterakis gallinarum*. El autor concluye que los nematodos son los parásitos de mayor prevalencia en este sector. Las aves criollas al ser criadas al aire libre o traspatio están más propensas a la infección parasitaria (Andy, 2014 p. 15).

En un estudio realizado en el cantón Paute, parroquia Chicán, en el año 2018 se evaluó en aves criollas la prevalencia de parásitos gastrointestinales. El estudio consistió en la recolección de muestras de excretas de 384 aves criollas por la mañana, en el laboratorio realizaron los exámenes coproparasitario aplicando la técnica de flotación y sedimentación. Los resultados presentaron una alta prevalencia a parásitos gastrointestinales con 97,66%; resultando la coccidias con mayor prevalencia del 74,74%, seguido de *Capillaria spp* 22,92%, *Ascaridia galli* con el 14,32%, *Heterakis gallinarum* con 10,42%, para *Strongyloides spp* un valor de 7,29%, *Hymenolepis spp* con el 3,13%, mientras que *Echinostomun revolutun* con el 2,08%, y en menor cantidad con un porcentaje del 1,04% *Choanotaenia infundibulum* (Camposano, 2018 p. 7).

2.2. Referencias teóricas

2.2.1. Aves criollas

Un ave criolla es un ave de corral de raza local obtenida por la selección natural y la adaptación a las condiciones climáticas y ambientales locales a lo largo de muchos años. A diferencia de las aves de raza pura, las aves criollas tienen una mayor variabilidad genética, lo que les permite adaptarse mejor a las condiciones locales y ser más resistentes a enfermedades y parásitos. Además, las aves criollas suelen ser criadas en sistemas de producción tradicionales, al aire libre y con una alimentación más natural, lo que las convierte en una opción más sostenible y saludable en comparación con las aves de producción industrial (Galíndez, et al., 2020 p. 415).

2.2.2. Origen de la gallina

La gallina doméstica (*Gallus gallus domesticus*) es una subespecie domesticada del gallo (*G. gallus*), ave procedente del sudeste asiático. La domesticación de las gallinas se cree que tuvo lugar hace unos mil años en Asia, aunque el proceso exacto de domesticación no está claro. Las gallinas se han criado selectivamente para fines alimenticios, incluyendo la productividad que se tiene de huevos y carne, así como para su uso en peleas de gallos y como mascotas. A lo largo de la historia, las gallinas han sido transportadas y criadas en todo el mundo, y ahora se pueden encontrar en una variedad de climas y entornos (Galíndez, et al., 2020 p. 425).

2.2.3. Taxonomía de la gallina

Cabe señalar que la taxonomía de la gallina ha sido objeto de debate y revisión a lo largo de los años, y algunos expertos han propuesto diferentes clasificaciones en función de la variabilidad genética y morfológica observada en la especie (Requena, et al., 2021 p. 105).

En la Ilustración 1-2, se puede apreciar la taxonomía de las gallinas.

2.2.4. Avicultura de traspatio

También se denomina como avicultura campesina, criolla o tradicional, por lo general este tipo de producción avícola realizan las familias, es un sistema ganadero tradicional llevado a cabo por familias campesinas en o alrededor de sus predios, que consiste en criar una pequeña parvada de aves no especializadas o de corral. Estas aves se alimentan de materias primas producidas por los propios agricultores o que ellos comen en el campo y se desechan (Camposano, 2018 p. 85).

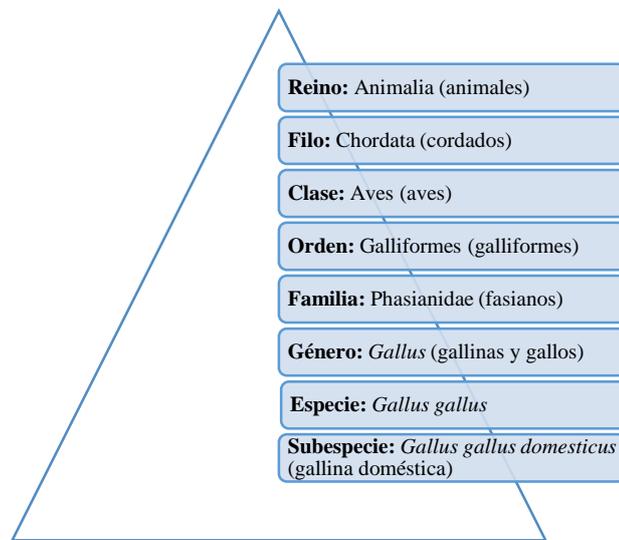


Ilustración 1-2: Taxonomía de la gallina

Fuente: Requena, et al, 2021

Realizado por: González L.,2023

2.2.5. Sanidad aviar

A continuación, en la Tabla 1-2, se describen ciertas medidas sanitarias que se debe tomar en cuenta al momento de la crianza de las gallinas criollas:

Tabla 1-2: Medidas sanitarias para la crianza de gallinas criollas.

PRECAUCIONES SANITARIAS	
Proporcionar diariamente agua y alimentos limpios.	Todos los animales se deben vacunar contra enfermedades frecuentes; New Castle y Bronquitis infecciosa.
No poner muchas aves juntas.	Cada cuatro meses de debe desparasitar a todos los animales.
Evitar las corrientes de aire, la humedad, el exceso de frío y de calor.	Cada dos o tres meses, hay que renovar la cama de los gallineros.
No criar gallinas junto con patos ni pavos, u otras especies de animales.	Periódicamente hay que lavar los comederos y los bebederos
Alimentación debe ser gradual para evitar la presentación de diarreas.	Retirar del gallinero a los animales enfermos y muertos, porque contagian rápidamente al resto.

Fuente: Visión World, 2018

Realizado por: González L., 2023

Las aves en general como el resto de los animales son afectadas por diversas enfermedades, sin embargo, se deben considerar un mejor manejo en las aves que se producen en las familias de los sectores rurales que en la mayoría de las veces se destina al consumo interno. Por otra parte, se

puede mencionar que por parásitos y enfermedades pueden ocasionar grandes pérdidas en la producción por mortandad; Por otra parte, con una alimentación equilibrada, lugares adecuados para el alojamiento y manejo tecnificado se puede reducir los problemas antes mencionados (Vision World, 2018 pp. 2-4).

2.2.6. Parásito

Es un organismo que para sobrevivir tiene que vivir a expensas de otro ser vivo, conocido como huésped, obteniendo de él nutrientes y otros recursos necesarios para su supervivencia (Santos, et al., 2015 p. 789). Los parásitos pueden ser animales, plantas, hongos o bacterias, y pueden habitar dentro o fuera del cuerpo del huésped. Los parásitos pueden transmitirse de una persona o animal a otro, a través de diferentes medios como el agua, los alimentos, el aire, los vectores como los mosquitos y las garrapatas, y el contacto directo con la piel o los fluidos corporales (Corredor, et al., 2018 p. 16).

2.2.7. Tipos de parásitos

Las aves se han visto afectadas por diferentes tipos de parásitos externos (ectoparásitos) e internos (endoparásitos) los cuales generan negativamente un alto impacto económico a nivel mundial. Las infestaciones con diferentes tipos parásitos, se denomina de forma científica como parasitosis.

Los parásitos internos causan pérdidas económicas importantes a la avicultura en el mundo entero; sin embargo, muy pocos productores tienen la costumbre de buscar la presencia de parásitos en forma periódica, en las heces de sus aves. La mayoría de estos parásitos se observan a simple vista, especialmente la lombriz intestinal grande, llamada *Ascaridia galli* y la tenia o lombriz plana, conocida comúnmente como "solitaria". Existen otras lombrices más pequeñas que a veces no se distinguen con facilidad a simple vista, como *Heterakis gallinae* y la *Capillaria spp* (Corredor, et al., 2018 p. 16).

Los parásitos que afectan externamente el cuerpo de las aves o conocidos como ectoparásitos se alimentan principalmente de células muertas de la piel y plumas (como los piojos) o bien extraen la sangre o jugo de los tejidos (linfa), como los ácaros, garrapatas, pulgas, chinches mosquitos, etc (Corredor, et al., 2018 p. 16).

En la tabla 2-2, se evidencia los diferentes tipos de parásitos que pueden estar presentes en las aves domésticas.

Tabla 2-2: Tipos de parásitos presentes en las aves domésticas.

TIPOS	DESCRIPCIÓN
Parásitos externos de aves domésticas	<p>Insectos picadores (hematófagos) que “chupan sangre”:</p> <ul style="list-style-type: none"> • Mosca del establo (<i>Stomoxys calcitrans</i>). • Moscas negras (<i>Simulium yahense</i>). • Mosquitos o zancudos (<i>Anopheles gambiae</i>). • Pulgas (<i>Pulex irritans</i>). • Piojos (<i>Dermanyssus gallinae</i>). • Chinchas domésticas (<i>Cimex lectularius</i>). • Aradores de la sarna (<i>Sarcoptes scabiei</i>). • Ácaros (<i>Dermanyssus</i>, <i>Ornithonyssus</i>).
	<p>Insectos no picadores, pero molestos</p> <ul style="list-style-type: none"> • Moscas domésticas (<i>Musca domestica</i>).
	<p>Garrapatas que chupan sangre</p> <ul style="list-style-type: none"> • Garrapatas blandas (<i>Argas reflexus</i>).
Parásitos internos de aves domésticas	<p>Nematodos gastrointestinales:</p> <ul style="list-style-type: none"> • <i>Synhimanthus spp.</i> • <i>Ascaridia galli</i>. • <i>Capillaria spp.</i> • <i>Heterakis gallinarum</i>. • <i>Oxyspirura spp.</i> • <i>Strongyloides spp.</i> • <i>Subulura spp.</i> • <i>Syngamus trachea</i>. • <i>Tetrameres spp.</i>
	<p>Cestodos (gusanos cinta, tenias):</p> <ul style="list-style-type: none"> • <i>Amoebotaenia cuneata</i>. • <i>Choanotaenia infundibulum</i>. • <i>Davainea proglottina</i>. • <i>Raillietina spp.</i>
	<ul style="list-style-type: none"> • Trematodos: <i>Prosthogonimus spp.</i> • Protozoarios: <i>Eimeria spp.</i>

Fuente: Corredor, et al, 2018

Realizado por: González L., 2023

2.2.8. Diagnóstico de la presencia de parásitos

Existen diferentes síntomas o signos para evidenciar la presencia de parásitos en las aves, estas van a depender del tipo de parásito y a la parte del cuerpo afectada (León, et al., 2022 p. 45).

A continuación, en la Ilustración 2-2, se puede identificar ciertos signos/síntomas que se presentan en las aves tras la presencia de parásitos gastrointestinales.

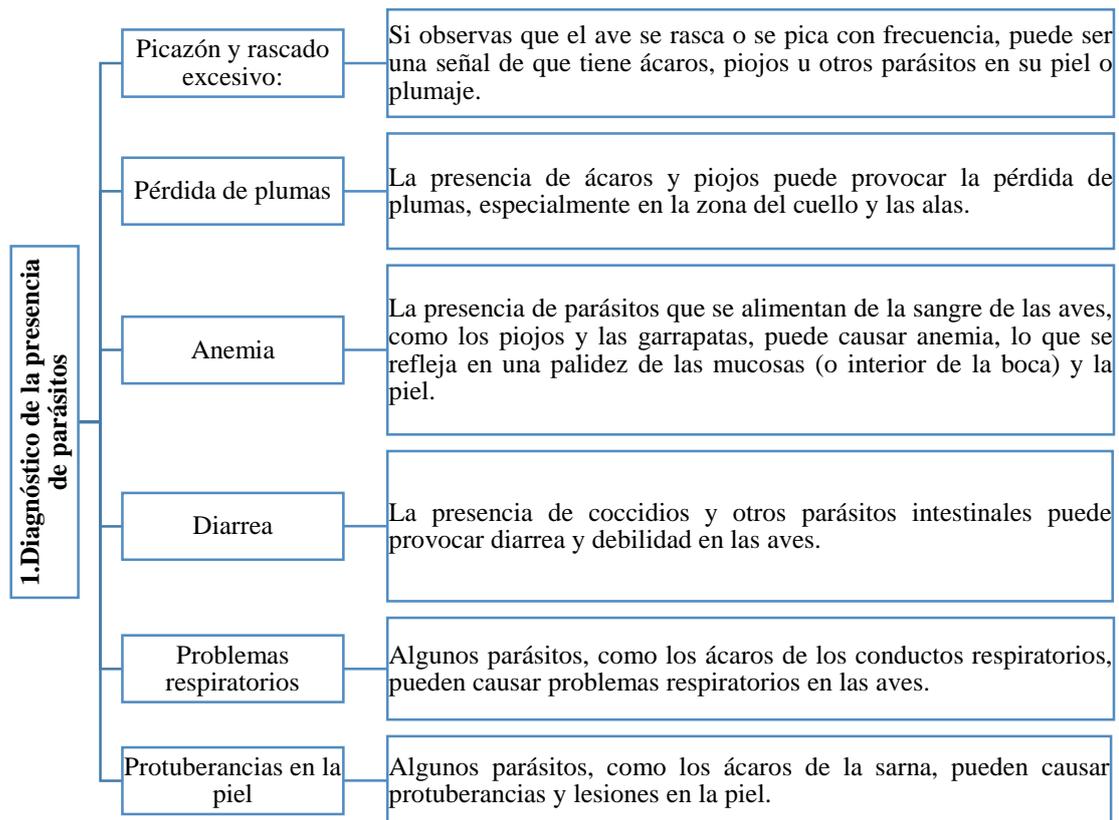


Ilustración 2-2: Diagnóstico de la presencia de parásitos en las aves criollas.

Fuente: León, et al, 2022

Realizado por: González L., 2023

2.2.9. Métodos para la identificación de parásitos

Existen varios métodos para detectar la presencia de parásitos en animales, tanto interna como externamente (Herrera, 2023 p. 19). A continuación, en la ilustración 3-2, se describen algunos de los métodos más comunes de identificación de parásitos.

Examen de heces	Es un método comúnmente utilizado para detectar parásitos internos en animales. Consiste en examinar una muestra de heces bajo el microscopio para buscar huevos de parásitos, como nematodos, coccidios y otros.
Examen de sangre	El examen de sangre puede ser útil para detectar la presencia de parásitos sanguíneos, como la malaria aviar.
Prueba de raspado de piel	Esta prueba se utiliza para detectar la presencia de ácaros y otros parásitos que habitan en la piel. Consiste en tomar una muestra de piel y examinarla al microscopio para buscar parásitos.
Prueba de cultivo de tejido	Esta prueba se utiliza para detectar la presencia de parásitos en tejidos de animales. Consiste en tomar una muestra de tejido y cultivarla en un medio de cultivo adecuado para observar la presencia de parásitos.
Examen físico	El examen físico del animal puede ser útil para detectar la presencia de parásitos externos, como pulgas, garrapatas, piojos y otros.
Análisis de ADN	El análisis de ADN se utiliza para identificar parásitos y otros organismos a nivel molecular. Esta técnica puede ser útil para detectar parásitos difíciles de detectar con otros métodos.

Ilustración 3-2: Métodos para la identificación de parásitos

Fuente: Herrera, 2023

Realizado por: González L., 2023

2.2.10. Parásitos gastrointestinales

Cuando se trata de parásitos gastrointestinales en aves, se refiere a organismos que viven en varias partes del tracto digestivo y son capaces de obtener nutrientes a expensas del huésped (en este caso, el ave). Muchas de las complicaciones en la salud que aquejan las aves criollas se encuentran las enfermedades parasitarias entre las más comunes, con consecuencias que van desde la infección asintomática hasta terminar en la muerte. Las infecciones causadas por parásitos gastrointestinales pueden afectar el comportamiento productivo de las aves (Chamorro, 2020 p. 58).

2.2.10.1. Nematodos

Los nematodos son parásitos microscópicos en forma de gusanos redondos que viven en el aparato digestivo inferior de las aves y originan problemas de sanitarios a las parvadas de pollos. Los parásitos del filo nematodos son considerados como hospedadores parasitarios más comunes que infectan a la mayoría de las aves, afectando al estado de salud en general (Chamorro, 2020 p. 62).

- *Ascaridia galli*

Parásito *nematodo* común en aves, especialmente en gallinas, que puede causar problemas de salud importantes si no se controla adecuadamente (Camposano, 2018 p. 35). Los gusanos adultos se

alojan a nivel intestinal causando obstrucciones intestinales que afectando a la absorción los compuestos nutricionales del alimento, consiguiendo provocar diarrea, disminución del peso, debilidad y baja en la producción de huevos en las gallinas. La contaminación parasitaria se da a través por la ingestión con huevos del parásito que se hallan en el ambiente, generalmente en heces de aves infectadas (Herrera, 2023 p. 54).

El tratamiento de la infección se realiza con antihelmínticos específicos, aunque la prevención y el control son las medidas más importantes para evitar la infección y los problemas de salud asociados (Herrera, 2023 p. 54). En la ilustración 4-2, se puede apreciar una parasitosis de *Ascaridia galli* a nivel intestinal de las aves.

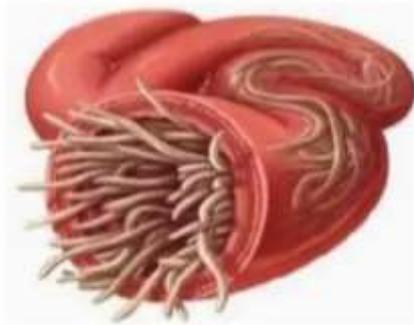


Ilustración 4-2: *Ascaridia galli* parasitando el intestino.

Fuente: Rangel, 2023

A continuación, en la Ilustración 5-2, se puede evidenciar de manera gráfica el ciclo biológico de *Ascaridia galli* y en la tabla 3-2, los datos específicos de la misma.

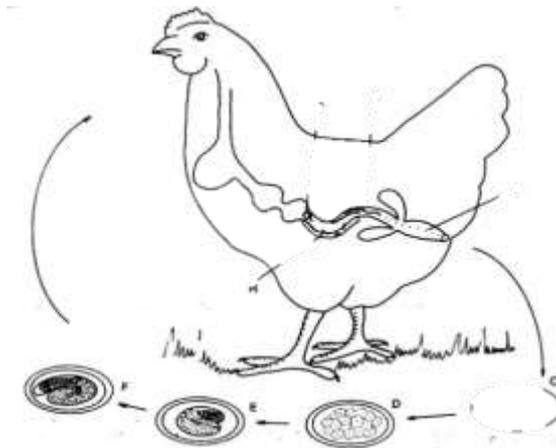


Ilustración 5-2: Ciclo de vida de la *Ascaridia galli*

Fuente: Rangel, 2023

Tabla 3-2: Datos específicos de *Ascaridia galli*

Generalidades	Nematodo que se encuentra en el intestino delgado de gallina, pavo, ganso, pato y otras aves. Tienen tres labios y alas laterales cuticulares. El esófago tiene forma de huso. Por otra parte, los machos tienen una prominente ventosa preanal con un anillo cuticular.
Morfología y ubicación	Nematodo grueso, blanco y transparente de 5-11 cm de longitud. Los adultos viven en la luz del intestino delgado, pero las etapas larvarias invaden la mucosa.
Taxonomía	Reino: Animalia Filo: Nematoda Clase: Secernentea Orden: Ascaridídea Familia: Ascarididae Subfamilia: Ascaridiinae Género: <i>Ascaridia</i> Especie: <i>Ascaridia galli</i>
Ciclo biológico	Ciclo biológico directo. La infección se da de forma oral, se transmiten por el suelo los huevos permanecen viables hasta la segunda larva hasta la ingestión del huésped definitivo –aves. Se aloja en el intestino delgado, generalmente las hembras depositan los huevos, se vuelven en larvas infectivas por acción de la humedad del ambiente.
Patogenia	Se encuentran generalmente en el intestino delgado, muy rara vez se ubica en el peritoneo, molleja, proventrículos.
Síntomas y lesiones	Se puede evidenciar enteritis, diarrea, anemia, signos que revelan la presencia de este parásito en el tracto intestinal de las aves, ocasionan obstrucción y dificultan la digestión por otro indicio de la parasitosis es la disminución de peso y los rendimientos productivos.
Diagnóstico y tratamiento	El diagnóstico se lleva a cabo por detección de huevos en las heces mediante el sistema de flotación. Para la prevención y control se aplica los antihelmínticos clásicos de amplio espectro como los benzimidazoles y el levamisol son eficaces contra <i>Ascaridia</i> .

Fuente: Camposano, 2018

Realizado por: González L., 2023

- ***Capillaria spp***

Es un parásito nematodo el cual afecta a las aves, mamíferos y reptiles. Existen varias especies de *Capillaria* que pueden causar infecciones en el tracto intestinal, donde pueden causar diarrea, pérdida de peso, entre otros. Algunas especies de este parásito pueden migrar a diferentes órganos, como a los pulmones o al hígado, lo que puede provocar problemas de salud graves. Se produce

una infección por la ingesta de huevos contaminados que se están en el ambiente (Ortiz, et al., 2019 p. 32). En la Ilustración 6-2, se puede observar *Capillaria spp.* en estado de huevo.



Ilustración 6-2: Huevo de *Capillaria spp.*
Fuente: González, 2023

En la Ilustración 7-2, se puede evidenciar de manera gráfica el ciclo biológico de *Capillaria spp.*

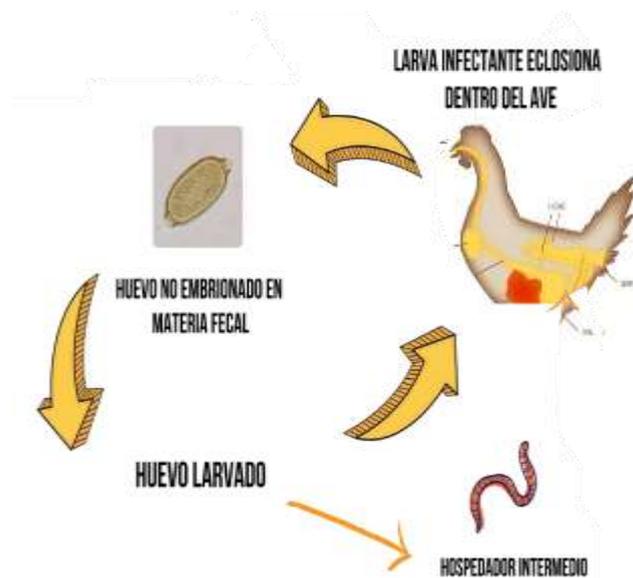


Ilustración 7-2: Ciclo de vida de la *Capillaria spp.*
Fuente: Camposano, 2018

En la Tabla 4-2, se puede evidenciar datos específicos del parásito *Capillaria spp.*

Tabla 4-2: Datos específicos de *Capillaria spp*

<i>Capillaria spp</i>	
Generalidades	Capillaria es un gusano diminuto con forma de hilo que infecta el esófago, el buche y el intestino de los pollos. Se entierra en el revestimiento del órgano, causando una inflamación severa
Morfología y ubicación	Los parásitos en forma adulta miden de 1 a 8 cm de longitud, son finos. Según la ubicación parasitaria de estos nematodos se los denomina de la siguiente manera: <i>Capillaria annulata</i> : mucosa del buche y esófago <i>Capillaria bursatae</i> : intestino delgado <i>Capillaria contorta</i> : buche y esófago <i>Capillaria caudinflata</i> : intestino delgado <i>Capillaria obsignata</i> : intestino delgado <i>Capillaria anatis</i> : ciego, ocasionalmente el intestino delgado
Taxonomía	Reino: Animalia Filo: Nematoda Clase: Adenophorea Orden: Trichurida Familia: Trichinellidae Género: <i>Capillaria spp</i>
Ciclo biológico	Ciclo de vida indirecto donde la lombriz de tierra es el hospedador intermediario. <i>C. contorta</i> , <i>C. caudinflata</i> , <i>C. obsignata</i> . Donde los huevos son expulsados por las heces, luego ingeridos por la lombriz donde eclosionan y posterior las aves se infestan por ingesta del huésped intermediario. Estos se alojan en el intestino y se instalan en la mucosa donde completan el desarrollo a adultos y nuevamente los huevos son expulsados en las heces. Ciclo directo las aves se infestan al ingerir los huevos directamente del suelo donde 6 a 8 días eclosionan e invaden de acuerdo la especie de <i>capillaria</i> . Periodo de prepatencia dura de 20-60 días.
Patogenia	Una pequeña cantidad de <i>Capillaria spp</i> no suele causar daño en las aves, pero las larvas ocasionan inflamación en la mucosa de esófago, buche.
Síntomas y lesiones	Los síntomas de la infección del gusano del pelo incluyen palidez, diarrea y emaciación. Puede ser fatal si los casos graves no se tratan
Diagnóstico y tratamiento	Se observa huevos con forma de limón en análisis de materia fecal mediante la técnica de flotación. Como tratamiento se puede considerar el uso de el levamisol o la ivermectina

Fuente: Camposano, 2018

Realizado por: González L., 2023

- ***Heterakis gallinarum***

Parasito nematodo que infectan a las aves de corral, sobre todo a las gallinas y pavos. Es un parásito común y su infección puede causar problemas de salud importantes en las aves, incluyendo anemia, debilidad y aumento de la susceptibilidad a otras enfermedades (Camposano, 2018 pp. 29-33). Estos parásitos se alojan en el colon de las aves infectadas, donde pueden provocar inflamación y ulceración del tejido intestinal, lo que conduce a diarrea crónica. Además, estos parásitos son vectores del protozoo causante de la histomoniasis (*Histomonas meleagridis*), una enfermedad que puede provocar una mortalidad elevada en las aves de corral (Ortiz, et al., 2019 p. 34). En la Ilustración 8-2, se puede evidenciar la *Heterakis gallinarum*.



Ilustración 8-2: Observación de *Heterakis gallinarum* a través del microscopio.
Fuente: Dasa, 2014

En la siguiente Ilustración 9-2, se puede evidenciar el ciclo de vida del nematodo.

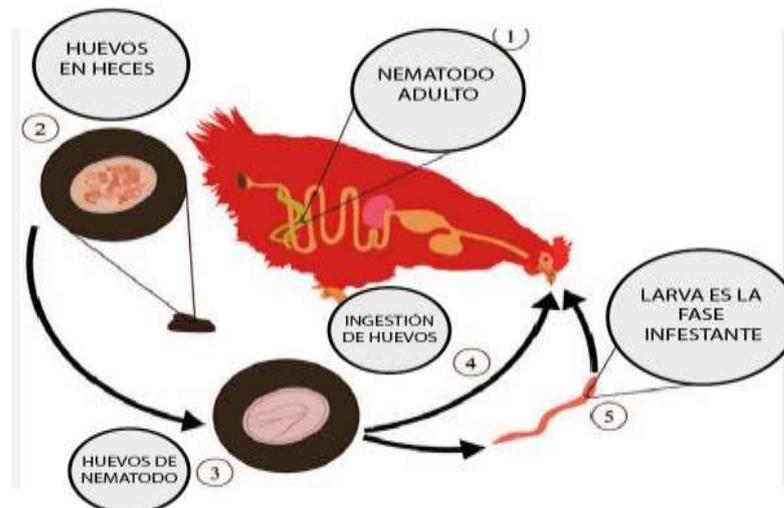


Ilustración 9-2: Ciclo de vida del *Heterakis gallinarum*
Fuente: Dasa, 2014

A continuación, en la Tabla 5-2. Se puede evidenciar datos específicos de *Heterakis gallinarum*

Tabla 5-2: Datos específicos de *Heterakis gallinarum*

<i>Heterakis gallinarum</i>	
Generalidades	Son gusanos intestinales muy frecuentes en aves en todo el mundo, se considera que hasta el 90% de las poblaciones pueden estar infectadas. Son gusanos redondos, infectan a numerosas especies de aves (gallináceas, pavos, gansos).
Morfología y ubicación	Los adultos miden de 7 a 15 mm de longitud. Las hembras son ligeramente mayores que los machos. Los huevos miden unas 45 x 75 micras. Se localiza a nivel de los ciegos de las aves criollas. Las especies de mayor importancia veterinaria son: <ul style="list-style-type: none"> • <i>Heterakis gallinarum</i> que afecta a gallináceas y pavos (guajolotes), en explotaciones acceso al exterior. • <i>Heterakis dispar</i>, afecta a patos y gansos. • <i>Heterakis isolonche</i>, afecta a faisanes y otras aves silvestres.
Taxonomía	Reino: Animalia Filo: Nematoda Clase: Secernentea Orden: Ascaridida Familia: Ascarididae Género: <i>Heterakis</i> Especie: <i>H. gallinarum</i>
Ciclo biológico	Ciclo biológico directo. Donde las hembras pueden depositar 900 huevos al día y que llegan al ambiente a través las heces. En el ambiente se desarrollan a larvas infectivas L2 dependiendo de la humedad y temperatura ambientales (2 a 4 semanas a 27°C). Estos huevos infestan a las aves al ingerir. El período de prepatencia se estima entre 25 y 28 días
Patogenia	Ejercen acción irritativa en la mucosa cecal ya que las larvas permanecen en dicha mucosa varios días, en donde ejercen acción expoliatriz al alimentarse con el tejido y exudados tisulares.
Síntomas y lesiones	Se muestra un ligero engrosamiento de la pared del ciego con equimosis, el ciego macroscópicamente se encuentra cubierto por pequeñas salientes nodulares que dan un aspecto mamelonado.
Diagnóstico	El diagnóstico se lleva a cabo por detección de huevos en las heces mediante la técnica de flotación. Tratamiento: Los antihelmínticos como los benzimidazoles y el levamisol.

Fuente: Camposano, 2018

Realizado por: González L., 2023.

2.2.10.2. Cestodos

Los cestodos son una de las tres grandes clases del tronco Platelmintos, que también incluye los turbelarios y trematodos. Además de las características generales del tronco, los cestodos tienen características únicas: son helmintos alargados y planos como una cinta, simétricos bilateralmente, aplanados dorsoventralmente, y no tienen sistema circulatorio, aparato respiratorio ni tracto digestivo (Chamorro, 2020 p. 75). A continuación, en la Ilustración 10-2, se puede evidenciar los cestodos en el intestino delgado del ave.



Ilustración 10-2: Cestodos en el intestino delgado del ave

Fuente: Chamorro, 2020

Los cestodos viven en el intestino de animales vertebrados. Sin embargo, no todos los cestodos para desarrollar su ciclo de vida necesitan hospedadores intermedios. (Herrera, 2023 p. 19). Algunos cestodos tienen ciclos de vida directos, no necesitan del hospedador intermedio para llegar a completar su ciclo de vida. Pero en otros casos, los cestodos sí requieren de hospedadores intermediarios para desarrollarse, y estos hospedadores pueden ser tanto vertebrados como invertebrados, dependiendo de la especie de cestodo.

A continuación, en la Ilustración 11-2, se puede observar algunos géneros representativos de los cestodos en las aves:

<i>Davainea proglottina</i>	<i>Hymenolepis</i>	<i>Amoebotaenia cuneata</i>	<i>Chaonotaenia infundibulum</i>
<ul style="list-style-type: none"> • Es un cestodo pequeño, pues no suele superar los 4 mm de largo y suele tener sólo de 4 a 7 proglotis (segmentos). La cabeza (escólex) posee ventosas, las cuales sirven para fijarse a la pared intestinal y están dotadas de 3 a 6 líneas de ganchos. Los proglótidos o segmentos son blanquecinos y transparentes. 	<ul style="list-style-type: none"> • Las especies de este género son cestodes que presentan un rostelo con una sola corona de gancho; por lo general, las ventosas están desarmadas, los poros genitales son unilaterales y rara vez dobles. Los testículos en la mayor parte son tres por segmentos. El útero persiste y es de aspecto de saco. Los huevos están envueltos en tres membranas. 	<ul style="list-style-type: none"> • Es una parásito gastrointestinal que infectan sobre todo a pollos y otras gallináceas en todo el mundo. Son gusanos intestinales menos frecuentes que otras especies de cestodos parásitos frecuentes en aves, con incidencia variable según las regiones. La enfermedad causada por las infecciones con estos nematodos se denomina amebotenisosis, que son un tipo concreto de teniasis. 	<ul style="list-style-type: none"> • Es una especie de parásito gastrointestinal de pollos, pavos y otras gallináceas domésticas y silvestres. Son gusanos intestinales menos frecuentes que otras especies de cestodos parásitos frecuentes en aves, con incidencia variable según las regiones. La enfermedad causada por las infecciones con estos nematodos se denomina choanotenisosis, que son un tipo concreto de teniasis.

Ilustración 11-2: Clasificación de algunos géneros representativos de los cestodos en las aves.

Fuente: Chamorro, 2020

- ***Raillietina spp***

Parásito cestodo que afectan principalmente a las aves de domésticas, aunque también se han descrito infecciones en otros animales y son gusanos planos segmentados que se encuentran en el intestino de las aves infectadas, afectando a la salud del animal, provoca pérdida en el peso y obstrucción intestinal. Las aves se infectan al momento que ingieren los de huevos o larvas infectados que se localizan en el ambiente, en particular en las heces de aves infectadas. Una vez dentro del tracto intestinal del ave, las larvas penetran la pared intestinal, donde se desarrollan en gusanos adultos y producen segmentos que contienen huevos que son liberados en las heces (Ortiz, et al., 2019 p. 36).

Tienen ciclos biológicos indirectos, el parásito deposita sus huevos en el intestino delgado y son expulsadas a través de las heces al ambiente, estos huevos embrionarios son ingeridos por los huéspedes intermedios hasta nuevamente infectar a las aves que son los hospedadores definitivos (Ortiz, et al., 2019 p. 36).

En la siguiente Ilustración 12-2, se puede observar la presencia de *Raillietina spp* en el intestino de un ave.



Ilustración 12-2: *Raillietina spp* en el intestino de un ave criolla.

Fuente: González, 2023

A continuación, en la Ilustración 13-2, se puede apreciar el ciclo biológico de la *Raillietina spp*



Ilustración 13-2: Ciclo de vida de la *Raillietina spp*

Fuente: Espinoza, 2019

En la tabla 6-2, se puede evidenciar datos específicos sobre la *Raillietina spp*

Tabla 6-2: Datos específicos de *Railletina spp*

<i>Railletina spp</i>	
Generalidades	Es un género de cestodos, caracterizada por diarrea (algunas veces sanguinolenta) durante el estado agudo y emaciación, caquexia y anemia durante la fase crónica. Generalmente parasita en varias áreas del intestino delgado.
Morfología y ubicación	Como todos los cestodos, el cuerpo de <i>Railletina spp</i> consta de una cabeza (escólex) pequeña (< 0,5 mm) y globosa, con numerosos ganchos y varias ventosas para prenderse a la pared intestinal, estas también dotadas de ganchos. Se localiza en la parte anterior del intestino delgado (Duodeno) de las aves criollas.
Taxonomía	Reino: Animalia Phylum: Platyhelminthes Clase: Cestoidea Subclase: Eucestoda Orden: Cyclophyllidea Familia: Davaineidae Género: <i>Railletina spp</i>
Ciclo biológico	Tienen ciclos biológicos indirectos, el parásito deposita sus huevos en el intestino delgado y son expulsadas a través de las heces al ambiente, estos huevos embrionarios son ingeridos por los huéspedes intermediarios (hormigas, moscas, caracoles) donde se desarrollan en larvas cisticercoides que son las que parasitan a las aves una vez que ingieren a los diferentes huéspedes intermediarios. Las aves cuando ingieren se infestan y al cabo de 14 días el parásito alcanza su madurez sexual. El período de prepotencia dura unos 8 días.
Síntomas y lesiones	Infestaciones leves o medianas transcurren a menudo sin síntomas clínicos aparentes, si bien pueden reducir el rendimiento de las aves. Las aves se muestran con el cuello arqueado y retraído, alas caídas, las plumas sin brillo y erizadas. Pueden presentarse diarreas, se desarrollan cuadros anémicos.
Diagnóstico y tratamiento	El diagnóstico se lleva a cabo por detección de proglotis grávidos en las heces a simple vista o bajo el microscopio. Es raro encontrar huevos libres en las heces, pues de ordinario no se liberan de los proglotis en las heces. Posibles tratamientos con mendazoles.

Fuente: Ramírez , et al., 2019

Realizado por: González L., 2023

2.2.10.3. *Trematodos*

Los trematodos se caracterizan por tener el cuerpo parecido a la forma de las hojas alargadas, de un tamaño variado de 1 cm o más. Se adhieren a sus hospedadores mediante las propiedades adhesivas de su boca y abdomen. Casi todos son hermafroditas y las moscas ponen sus huevos en los excrementos de las aves. En los suelos húmedos o con agua eclosionan liberando larvas que contaminan a los caracoles e insectos. Las aves generalmente se infectan al ingerir estos

huéspedes intermediarios (Ibarra, et al., 2022 p. 89). En la siguiente Ilustración 14-2, se puede apreciar el parásito *Philophthalmus spp* en aves.



Ilustración 14-2: *Philophthalmus spp* observado en el microscopio.

Fuente: Laramendy, 2009

2.2.10.4. Protozoarios

Los *protozoos* son pequeños parásitos unicelulares que pueden causar efectos adversos cuando se multiplican en el huésped (Camposano, 2018 pp. 67-68). Los signos clínicos comunes incluyen hinchazón, diversos grados de diarrea, diarrea sanguinolenta y, según la gravedad, la muerte. La infestación de protozoos da como resultado tasas de crecimiento más bajas y tasas de transformación más pobres. Los supervivientes de una infección grave pueden recuperarse en un plazo de 10 a 14 días, pero es posible que nunca se recuperen de un rendimiento reducido y pueden predisponer a los animales a una infección secundaria o subclínica (Corredor, et al., 2018 p. 86).

- ***Eimeria spp***

Son un género de protozoos parásitos que afectan animales como las aves, mamíferos y reptiles. En las aves, causa la *coccidiosis*, una enfermedad parasitaria que puede provocar diarrea, pérdida de peso, debilidad, inclusive la muerte. Las aves ingieren ooquistes esporulados de *Eimeria spp*, en el interior del ave realizan un ciclo exógeno y se alojan en el intestino de las aves, donde se reproducen y se liberan a través de las heces de las aves al exterior para la esporulación. Estos parásitos son extremadamente resistentes logrando sobrevivir en el ambiente algún tiempo, lo que contribuye a la persistencia de la infección (León, et al., 2022 p. 28). A continuación, se puede observar en la Ilustración 15-2, se puede apreciar la *Eimeria spp* en el intestino de las aves.

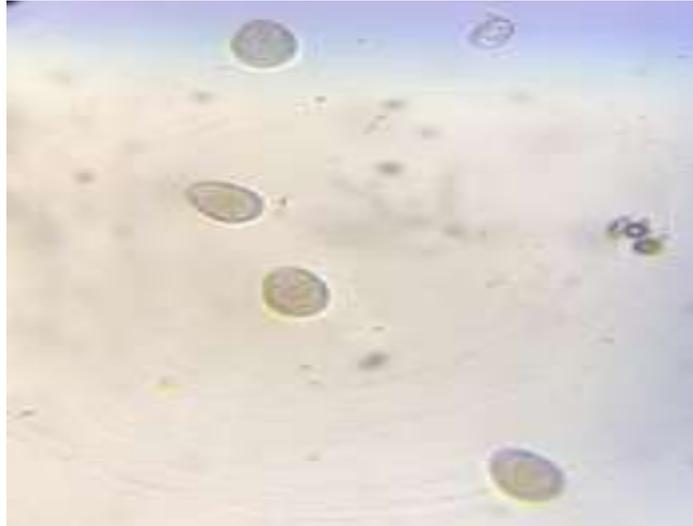


Ilustración 15-2: Observación microscópica de ooquistes de *Eimeria spp* en aves criollas.

Fuente: González, 2023

A continuación, en la Ilustración 16-2: se puede apreciar el ciclo biológico de la *Eimeria spp*.

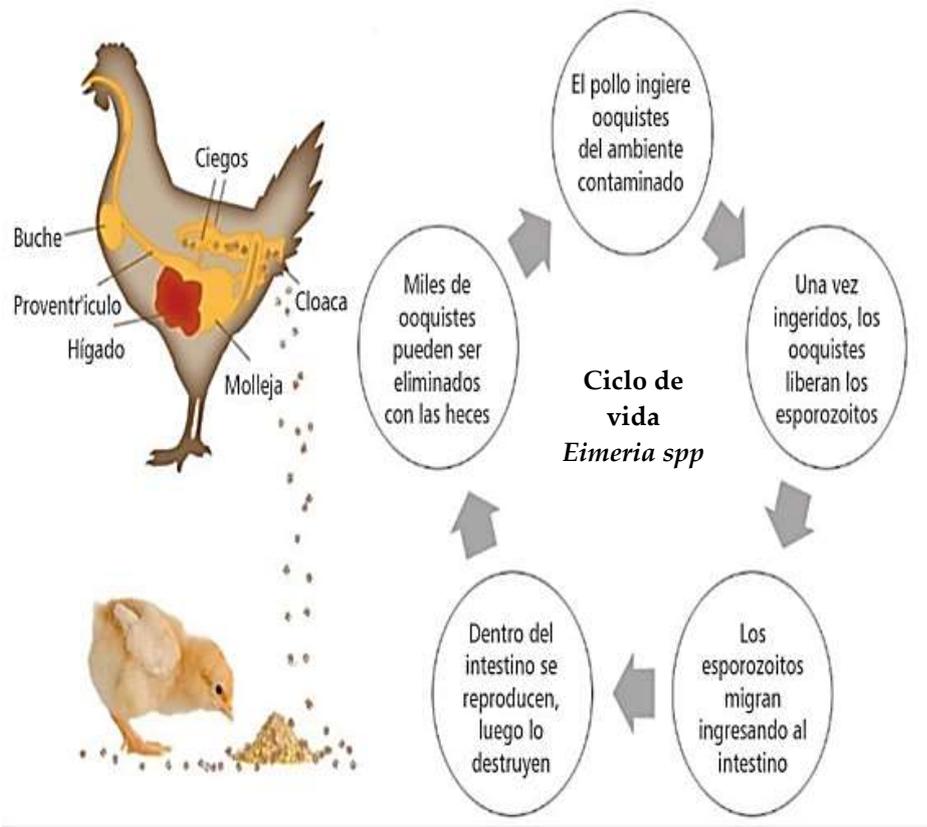


Ilustración 16-2: Ciclo de vida de la *Eimeria spp*

Fuente: Rodríguez, 2028

En la siguiente Tabla 7-2, se puede apreciar datos específicos importantes del género *Eimeria spp*

Tabla 7-2: Datos específicos de *Eimeria spp*

<i>Eimeria spp</i>	
Generalidades	Es un protozoo intracelular que se replica en el epitelio intestinal del hospedador y produce diferentes grados de enteritis dependiendo de la especie. Este parásito es específico del hospedador y existen siete especies de <i>Eimeria</i> que pueden afectar a pollos y gallinas.
Taxonomía	<ul style="list-style-type: none"> • Reino: Protista • Filo: Apicomplexa • Clase: Conoidasida • Orden: Eucoccidiorida • Familia: Eimeriidae • Género: <i>Eimeria spp</i>
Ciclo Biológico	<p>Ciclo biológico directo. Los huevos del parasito (oocitos) son expulsados junto con las heces del ave afectada al exterior. En el ambiente requieren tres días para madurar, y después de este periodo están en condiciones de infectar a las demás aves.</p> <p>El periodo de prepatencia es de 4 a 7 días.</p>
Patogenia	<p>La afección es determinada por variables como: edad, estado sanitario e inmunitario de las aves en el momento de la infección, número de ooquistes ingeridos, especies de <i>Eimeria</i> implicadas.</p> <p>Está directamente relacionada con el lugar de desarrollo, de manera que las especies más patógenas son las que penetran más directamente en la mucosa, sin olvidar la destrucción del tejido epitelial de la vellosidad intestinal que se produce en todas ellas.</p>
Síntomas y lesiones	La destrucción del epitelio intestinal provoca síntomas y alteración en la absorción de nutrientes, que determinan la pérdida de peso, descenso de la puesta y posibles alteraciones en la calidad de la carne y los huevos.
Diagnóstico	Se realiza a partir de la evaluación del cuadro clínico, con el posterior estudio anatomopatológico e histológico, y el consiguiente análisis laboratorio, a partir de muestras fecales, que se someten a pruebas de flotación para poder evaluarlas con microscopía. Es recomendable también el estudio de muestras de cama para el recuento de ooquistes.

Fuente: Soriano, 2018

Realizado por: González L., 2023

2.2.11. Método de diagnóstico de parásitos

Un examen coprológico, es un conjunto de métodos diagnósticos que conforman indicadores metodológicos para la detección de la mayoría de las enfermedades parasitarias intestinales, es decir, es una prueba no invasiva que no genera estrés a la especie analizada y puede brindar muchos datos sobre la composición (Espinoza, 2019 p. 67). Información diagnóstica en indicadores metodológicos que identifican a la mayoría de los protozoos o helmintos. Esto se puede hacer directamente o por flotación, y los materiales necesarios incluyen muestras de heces frescas de pacientes, portaobjetos, solución salina, cubreobjetos de vidrio y microscopios. La prueba ayuda a detectar parásitos e infecciones fúngicas que pueden poner en peligro la vida (Fernández, et al., 2019 p. 7).

2.2.11.1. Método de flotación

Este es el método coprológico más utilizado en medicina veterinaria, cuyo único propósito es verificar la presencia e identificación de huevos de parásitos. Los huevos flotan en líquidos con densidad de 1,10 a 1,20 g/cm³ (Espinoza, 2019 pp. 67-68). Este proceso utiliza una solución de azúcar con una densidad de 1,20 a 1,30 g/cm³, por lo que en una primera etapa se pueden identificar los huevos de menor densidad y finalmente los de mayor densidad. La transferencia de la solución residual preparada con la técnica de *McMaster* mediante el uso del tubo de ensayo donde se concentran los huevos en la zona superior del líquido (Portillo, 2020 p. 26).

La técnica de flotación permite realizar la separación de ooquistes de los protozoarios y huevos diferentes parásitos encontrados en las excretas de animales de los de residuos hallados en exceso a través de la utilización de soluciones que posean una alta gravedad específica. Los huevos u ooquistes de los parasitarios se colocan en la capa superficial y los residuos se mantienen en el fondo del tubo de ensayo. (Portillo, 2020 p. 26).

- **Principales ventajas y desventajas del método**

Una de las ventajas de la técnica de flotación es de fácil observación microscópica. Sin embargo, las falencias que se presentan en este método es que los parásitos con un peso mayor que el de la solución utilizada no llegaran a flotar, lo ocurre con huevos que no son fértiles de *Ascaris lumbricoides*. Además, durante la observación en el microscopio es limitado, donde la película de la superficie es propensa a verse destruida, lo que provoca que los parásitos caigan a la parte inferior del tubo (Portillo, 2020 p. 28).

- **Técnica de flotación**

A continuación, en la Ilustración 17-2, se puede observar los pasos de la técnica de flotación:

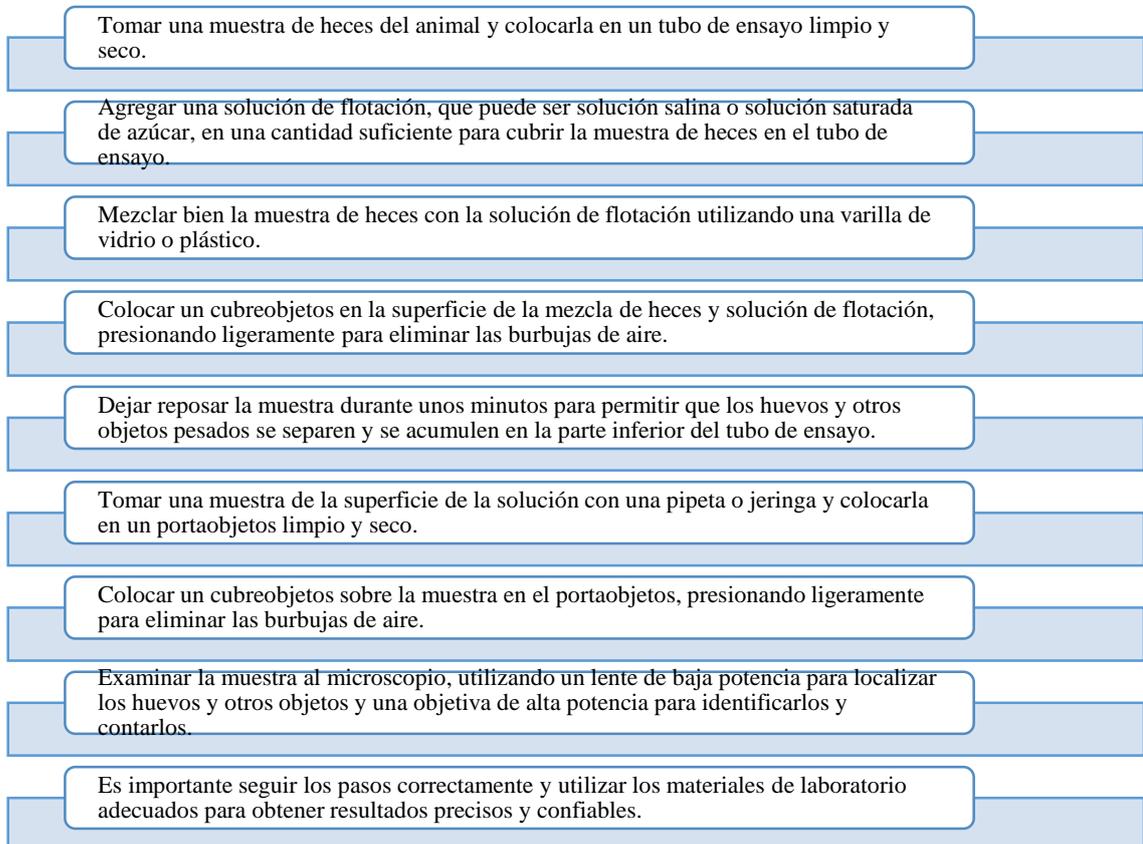


Ilustración 17-2: Pasos de la técnica de flotación

Fuente: Portillo, 2020

Realizado por: González L., 2023

2.2.11.2. Técnica de sedimentación fecal

Es un procedimiento de laboratorio utilizado para concentrar y aislar parásitos intestinales presentes en las heces. El proceso implica la mezcla de la muestra excretas con la solución salina o agua destilada, la cual se agita vigorosamente y se debe dejar en reposo durante un tiempo determinado (Vera, et al., 2022 p. 375). Durante este tiempo, los huevos y quistes de parásitos presentes en la muestra fecal se separan de las heces y van al fondo del tubo de ensayo como un sedimento. Luego el sedimento se debe examinar usando el microscopio para identificar la presencia de huevos de parásitos, como los *helminos (gusanos)* y *los protozoos*. La técnica de sedimentación fecal es un método importante para el diagnóstico de infecciones parasitarias intestinales (Camposano, 2018 pp. 79-80).

2.2.11.3. Sedimentación espontánea

La sedimentación espontánea no es una técnica específica para la identificación de parásitos, ya que su objetivo es simplemente separar los sólidos suspendidos del líquido. Sin embargo, en algunos casos, la sedimentación espontánea puede ayudar en la detección de parásitos al permitir la observación directa de las heces y la identificación de elementos como huevos, quistes y larvas de parásitos (Labanda, et al., 2021 p. 31).

2.2.11.4. Sedimentación por centrifugación

La sedimentación por centrifugación es un método de laboratorio utilizada para separar sólidos suspendidos en un líquido mediante la aplicación de una fuerza centrífuga (Labanda, et al., 2021 p. 33).

En la siguiente Ilustración 18-2, se puede apreciar el proceso de sedimentación por centrifugación:

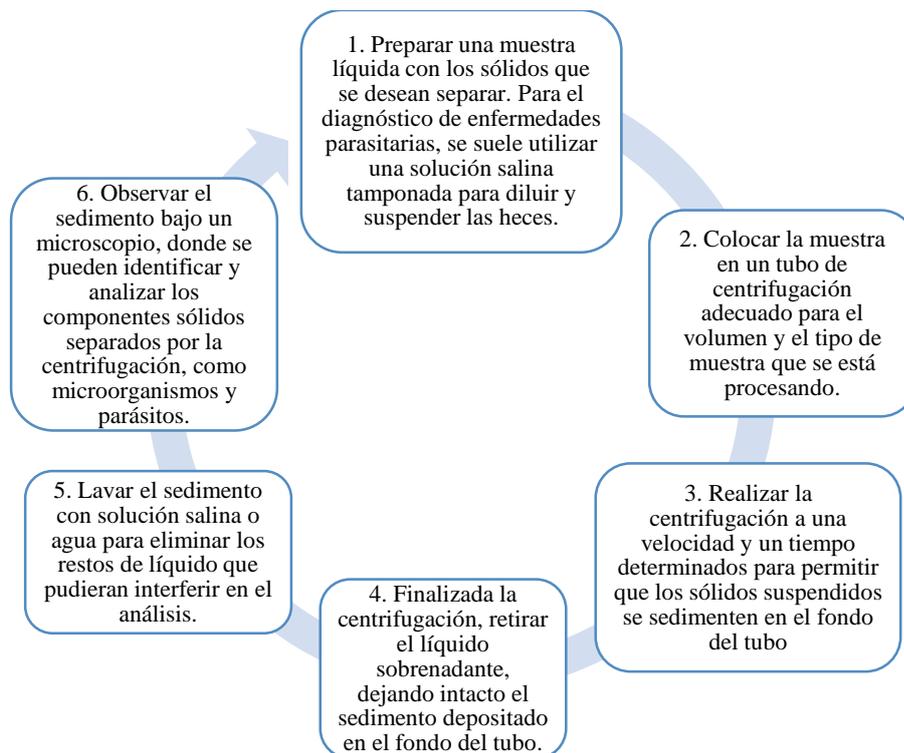


Ilustración 18-2: Procedimiento de la sedimentación por centrifugación

Fuente: Labanda, 2021

Realizado por: González L., 2023

2.2.11.5. Técnica de McMaster

Es una técnica de laboratorio utilizada para cuantificar la carga parasitaria de huevos de parásitos y *oocistos* de coccidios en muestras de heces de animales. Esta técnica consiste en la suspensión de una muestra de excretas en una solución salina y la posterior lectura de la muestra en un microscopio con dos cámaras de conteo *McMaster*, cada cámara tiene una capacidad conocida, lo que permite calcular la cantidad de huevos presentes en la muestra (Herrera, 2023 p. 39). Esta técnica es muy utilizada en la medicina veterinaria para diagnosticar y dar seguimiento a las infecciones parasitarias en animales de interés zootécnico, es relativamente sencilla y económica, permitiendo obtener resultados precisos y rápidos, puede ser utilizada tanto en estudios individuales como en estudios epidemiológicos a gran escala (Class, et al., 2023).

2.2.12. Detección de Coproantígenos

Los coproantígenos ayudan a detectar los productos metabólicos del parásito que son excretados en las heces del hospedador definitivo, los cuales permiten su detección a través de métodos inmunológicos antes de la eliminación de huevos de los parásitos mediante la técnica ELISA de captura, para la detección de coproantígenos (excreción-secreción) (Toalombo, 2011 p. 13). Esta técnica consiste en la utilización de un anticuerpo monoclonal frente al antígeno que se desea analizar, donde se reconocen los productos eliminados por los parásitos que encuentran en una infestación reciente o antes del periodo prepatencia en el tracto intestinal de los animales (Fuentes, et al., 2010 p. 29)

CAPÍTULO III

3. MARCO METODOLÓGICO

3.1. Localización y duración del experimento

La actual investigación se desarrolló en la Unidad de Producción Avícola de la “Estación Experimental Tunshi”, en la Parroquia “San Pedro de Licto”, perteneciente al Cantón Riobamba, Provincia de Chimborazo. El tiempo de duración del trabajo de experimental fue de 60 días.

Las condiciones meteorológicas se detallan en la Tabla 1-3

Tabla 1-3: Condiciones meteorológicas de la “Estación Experimental Tunshi”

Contenido	Valor
Altitud	2,754 msnm
Temperatura	12.0 °C
Precipitación anual	1462 mm
Humedad relativa	88.45 %

Fuente: Junta Cantonal Riobamba, 2022

Realizado por: González L., 2023

3.2. Unidades Experimentales

La unidad experimental utilizada en esta investigación fue un ave criolla y para la ejecución de la misma se utilizaron 42 aves. Una vez adquiridas las aves, se les manejo bajo un sistema de controlado en galpón. Para empezar con el trabajo de investigación se procedió a la recolección de muestras de heces, esto con la finalidad de identificar parásitos gastrointestinales presentes en este grupo genético de aves criollas.

3.3. Materiales, Equipos e Instalaciones

3.3.1. Materiales

- Botas de caucho

- Overol
- Mandil
- Guantes de manejo
- Fundas plásticas 5X8"
- Espátulas para recolección de muestra
- Rotulador
- Libreta
- Esferográfico
- Cinta masking
- Cooler
- Gel refrigerante

3.3.2. *Equipos*

- Computadora portátil
- Cámara
- Jaulas metabólicas

3.3.2.1. *Equipos de laboratorio*

- Microscopio
- Vasos de precipitación
- Tamiz
- Espátula
- Porta objetos
- Cámara de McMaster
- Tubos de ensayo
- Pipetas
- Probetas
- Gradilla
- Cubre objetos
- Balanza digital

3.3.2.2. *Reactivos*

- Cloruro de sodio

- Azúcar común
- Agua destilada

3.3.3. Instalaciones

Unidad de Producción Avícola de la “Estación Experimental Tunshi”

3.4. Tratamiento y diseño experimental

Para el presente trabajo investigativo se aplicó una estadística descriptiva, por tal motivo no se utilizó un diseño experimental.

3.5. Mediciones Experimentales

Las variables evaluadas dentro del proceso investigativo fueron las variables productivas y las variables biológicas.

3.5.1. Variables productivas

- Peso inicial, g.
- Peso final, g.
- Consumo de alimento, g.
- Ganancia de peso total, g.

3.5.2. Variables biológicas

- Carga parasitaria, HPG (Huevo por gramo)
- Prevalencia de parásitos gastrointestinales, %.

3.6. Análisis Estadístico y Pruebas de significancia

Para la ejecución de la información extraída en el campo se empleó los siguientes análisis: media, valor mínimo, máximo, y desviación estándar, ejecutado en el paquete estadístico SPSS.

3.7. Procedimiento experimental

3.7.1. Adecuación de instalaciones

Se realizó la limpieza y adecuación del galpón asignado para las aves criollas, además de la implementación de niales, comederos y perchas de descanso para el uso de las mismas. Finalmente se hizo una desinfección total del galpón.

3.7.2. Selección de las aves criollas

Tomando en cuenta las características fenotípicas propias de las aves criollas se realizó una selección de 42 aves para llevar a cabo el trabajo experimental.

3.7.3. Adquisición de las aves

Posterior a la selección se procedió a realizar la compra de las 42 aves criollas.

3.7.4. Transporte de las aves

Se transportó a las aves a la “Estación Experimental Tunshi” lugar donde se realizó el trabajo experimental, una vez en el lugar se descargó las gavetas en donde fueron transportadas las aves, después de un momento de descanso se procedió a soltarles dentro del galpón con su respectiva manilla de identificación.

3.7.5. Proceso de adaptación

Para iniciar con el proceso adaptativo se suministró un complejo multivitamínico con la finalidad de reducir el estrés provocado por el traslado de las aves, además se colocó agua limpia, comida que constataba de maíz en grano y forraje verde tratando de que sea lo más similar a un sistema de crianza tradicional. Posteriormente se inició con la toma de dato de las variables experimentales.

3.7.6. Proceso para la toma de nuestras de heces

- Por la tarde las aves fueron separadas y colocadas en jaulas metabólicas individuales, de esta manera obtener muestras de heces de cada ave.

- Al día siguiente por mañana se recolecto en fundas plásticas las muestras de heces de cada ave con su número de identificación.
- Para el transporte, se colocaron las muestras en un cooler con gel refrigerante para su conservación y posterior análisis de laboratorio.

3.7.7. *Proceso para la identificación parasitaria.*

Para la realización del examen coproparasitario se utilizó el método de Flotación con solución salina para la identificación de los parásitos y la técnica de McMaster para determinar la carga parasitaria.

- Se realizó la preparación de una solución salina compuesta de 1000 ml de agua destilada, 400 gramos de azúcar común, y 300 gramos de cloruro de sodio.
- De la solución salina se tomó 60 ml para mezclar con 4 gramos de muestra heces.
- Se procedió a mezclar hasta obtener una mezcla homogénea para posterior proceder al tamizaje (3 repeticiones).
- Una vez tamizada la muestra se procedió a mezclarla (10 veces), con la finalidad de tener una muestra totalmente homogenizada.
- Se procedió a aplicar el método de flotación colocando la mezcla homogénea hasta el tope del tubo de ensayo, una vez observado que no exista presencia de burbujas se procedió a colocar el cubre objetos.
- Después de 5 minutos se retiró el cubre objetos para colocar en el porta objetos.
- Se colocó el porta objetos en el microscopio para identificar los huevos de parásitos gastrointestinales utilizando los lentes 10X y 40X.
- Una vez realizado la identificación de parásitos se procedió a determinar de la carga parasitaria
- Se colocó la mezcla homogénea en la cámara McMaster considerando un reposo de 3-5 minutos.
- Se procedió a realizar el conteo de huevos de cada una de las cámaras, mediante el uso del microscopio con el lente 10X.
- Los datos obtenidos de cada una de las cámaras se sumaron y ese valor se multiplico por la constante 50 para obtener la carga parasitaria total de cada ave criolla.

3.8. Metodología de evaluación

La toma de datos fue obtenida durante el trabajo de campo; y posteriormente analizados bajo un registro y análisis de laboratorio.

3.8.1. Variables productivas

3.8.1.1. Peso inicial, g

Hace referencia al peso corporal de un ave al inicio de un periodo productivo (Camas, et al., 2020 p. 14). Se tomó a la llegada de las aves al galpón (día 0), mediante el uso de una balanza digital se realizó el pesaje de cada una de las aves.

3.8.1.2. Peso final, g

Este es el peso que alcanzan las aves al final de una fase de producción (Camas, et al., 2020 p. 14). El peso final se obtuvo mediante el uso de la balanza digital realizando el pesaje de cada una de las aves al finalizar el trabajo experimental (día 60).

3.8.1.3. Consumo de alimento diario, g

El consumo de alimento es un factor importante para determinar la cantidad de nutrientes que un ave recibe de los alimentos. (Quishpe, 2006 pp. 1-2). Diariamente se pesó el alimento ofrecido a las aves y mediante la siguiente formula se obtuvo el consumo.

$$\text{Consumo de alimento} = \text{Suministro de balanceado total} / \text{Número de aves}$$

3.8.1.4. Ganancia de peso total, g

La ganancia de peso es un parámetro importante en las aves ya que determina los gramos obtenidos durante el periodo productivo (Itza, 2020 p. 1). Mediante la balanza digital se registró los pesos al finalizar el trabajo de campo y a través de la formula descrita por (Itza, 2020 p. 1) se obtuvo la ganancia de peso:

$$\text{Ganancia de peso, g} = \text{Peso final, g} - \text{Peso inicial, g}$$

3.9. Variables biológicas

El estudio de las muestras de heces se llevó a cabo en el Laboratorio de Biotecnología y Microbiología Animal "LABIMA" en la Facultad de Ciencias Pecuarias de la Escuela Superior Politécnica de Chimborazo.

3.9.1.1. *Carga parasitaria, HPG*

Se define como el número de parásitos que se encuentran en un organismo huésped (Muñoz, 2020 pp. 1-9). Para la determinación de la carga parasitaria se utilizó la técnica de McMaster antes mencionada. Se logró determinar la carga parasitaria según la fórmula descrita por (Pinilla, 2015 pp. 56-57).

$$HPG = N^{\circ} \text{ de huevos Totales} * 50$$

El resultado obtenido hace referencia al número de huevos presente en un gramo de muestras de heces analizadas (hpg).

3.9.2. *Prevalencia de parásitos gastrointestinales, %.*

(Goicochea, 2012; citado en Camposano, 2018 p. 92) indica la siguiente escala para medir el porcentaje de prevalencia de parásitos:

Baja prevalencia: < 20%.

Moderada Prevalencia: 20-50 %.

Alta prevalencia: > 50%.

Mediante la siguiente fórmula se determinó la prevalencia de parásitos gastrointestinales en función de la identificación de huevos presentes en las heces de las aves criollas:

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

Adicionalmente se realizó la necropsia de dos aves. En este caso se buscó la presencia de parásitos gastrointestinales y sus lesiones. Aplicando la escala descrita por (Jonson y Reid, 1970; citado en Suqui, 2013 p. 52), se determinó el grado de lesión a nivel intestinal en las aves criollas; donde:

+0= normal (no infección).

+1= infección ligera.

+2= infección moderada.

+3= infección grave.

+4= infección muy grave con mortalidad.

CAPÍTULO IV

4. ANÁLISIS E INTERPRETACIÓN DE RESULTADOS

Los resultados obtenidos de la investigación realizada en la “Estación Experimental Tunshi”, parroquia “San Pedro de Licto”, provincia de Chimborazo, de 42 aves criollas, se presentan a través de las siguientes variables.

4.1. Prevalencia parasitaria en las aves criollas (*Gallus domesticus*).

En el presente trabajo investigativo se evaluó la prevalencia de parásitos gastrointestinales en un grupo genético compuesto por 42 aves criollas. Los resultados de la prevalencia parasitaria se pueden observar en la Ilustración 1-4.



Ilustración 1-4: Presencia y ausencia de parásitos gastrointestinales de un grupo genético de aves criollas.

Realizado por: González L., 2023

Se observó que el 92,86% (39/42) de las aves criollas tenían la presencia de parásitos gastrointestinales, y mientras que en el 7,14% (3/42) no se tuvo evidencia de presencia de parásitos. Estos resultados difieren de un trabajo investigativo realizado en Córdoba, Colombia por Ensuncho, *et al.* (2015 p. 6), en el que se determinó la frecuencia de parásitos gastrointestinales en un total de 203 aves criollas.

En este estudio el 63,54 % de aves estuvo parasitado, mientras que el 36,46% de individuos no mostro evidencia de parasitosis. La diferencia en cuanto a la prevalencia parasitarias con nuestro estudio pudo haber estado relacionada con las diferentes condiciones climáticas y los espacios destinados a la crianza de las aves.

Sin embargo, en una investigación realizada en la parroquia Chicán perteneciente al cantón Paute por Camposano (2018 p. 99) obtuvo un porcentaje de prevalencia parasitaria de 97,66%, valor cercano al obtenido en la actual investigación realizada en la “Estación Experimental Tunshi”. De igual manera los resultados obtenidos por Yugcha (2017, p. 3), en su investigación de aves de traspatio en la parroquia Cubijés, cantón Riobamba, obtuvo que el 95% de las muestras evaluadas presentaron presencia parasitaria y el 5% restante presentó una ausencia de parásitos, dichos valores son cercanos a los resultados del presente estudio, por lo que se podría mencionar que las condiciones climáticas de la provincia de Chimborazo y la técnica de crianza a libre pastoreo contribuye a una elevada presencia de parásitos en la aves criollas.

4.1.1. Prevalencia de los parásitos gastrointestinales en las aves según el tipo y filo.

Tabla 1-4: Prevalencia de los parásitos gastrointestinales en las aves según tipo y filo.

Tipo de parásito	Familia	Filo	Prevalencia (%)
<i>Capillaria spp.</i>	Capillariidae	Nemátodos	58,97%
<i>Eimeria spp.</i>	Eimeriidae	Apicomplexa	46,15%
<i>Heterakis gallinarum.</i>	Ascarididae	Nemátodos	36,90%
<i>Ascaridia galli.</i>	Ascaridiidae	Nemátodos	15,38%

Prevalencia de Parásitos (%)
92,86%

Realizado por: González L., 2023

De forma global los nematodos fueron los parásitos dominantes con un 75%, mientras que el 25% restante era de parásitos que fueron identificados como protozoarios. Consecuentemente los Filos detallados en la Tabla 1-4 son los parásitos de mayor frecuencia en aves criollas (*Gallus domesticus*) en el lugar donde se llevó a cabo de la presente investigación.

En un estudio similar ejecutado por Camposano (2018 pp. 99-100), en el cantón Paute, en el que se evaluó la prevalencia de parásitos gastrointestinales, se encontró que de las 8 especies identificadas 4 pertenecieron al filo nematodo (50%), 2 a la clase cestodo (25%) y 1 a la clase

trematodo y protozoaria respectivamente (25%). Estos resultados se asemejan a los obtenidos en nuestra investigación en que los parásitos de mayor prevalencia fueron los nematodos.

Adicionalmente según lo citado por Butcher, *et al.* (2018 pp. 1-2) los parásitos de filo nematodos son en consecuencia el filo más numeroso, debido a que estos parásitos poseen gran resistencia adaptativa con respecto a los demás parásitos.

Se puede concluir tanto en nuestro estudio como en el realizado en el cantón Paute, parroquia Chicán por Camposano (2018 pp. 99-100) que las aves estuvieron infectadas en mayor proporción con parásitos del filo nematodo, en este aspecto, las condiciones climáticas (humedad y precipitaciones) son una de las causales de la dominancia de nematodos en las aves, explica el autor.

En particular, los rangos de humedad relativa en tanto en la “Estación Experimental Tunshi”, como en la parroquia Chicán fluctúa entre el 83 al 88,45%, lo que puede influir en la clara dominancia de este filo de parasito en las aves de traspatio. Esto lo ratifica Gonzabay (2021, p. 6), indicando que a mayores precipitaciones, mayores encharcamientos, lixiviaciones y arrastres de sedimentos contaminados, que al estar en contacto directo con las aves pueden favorecer a las infecciones parasitaria.

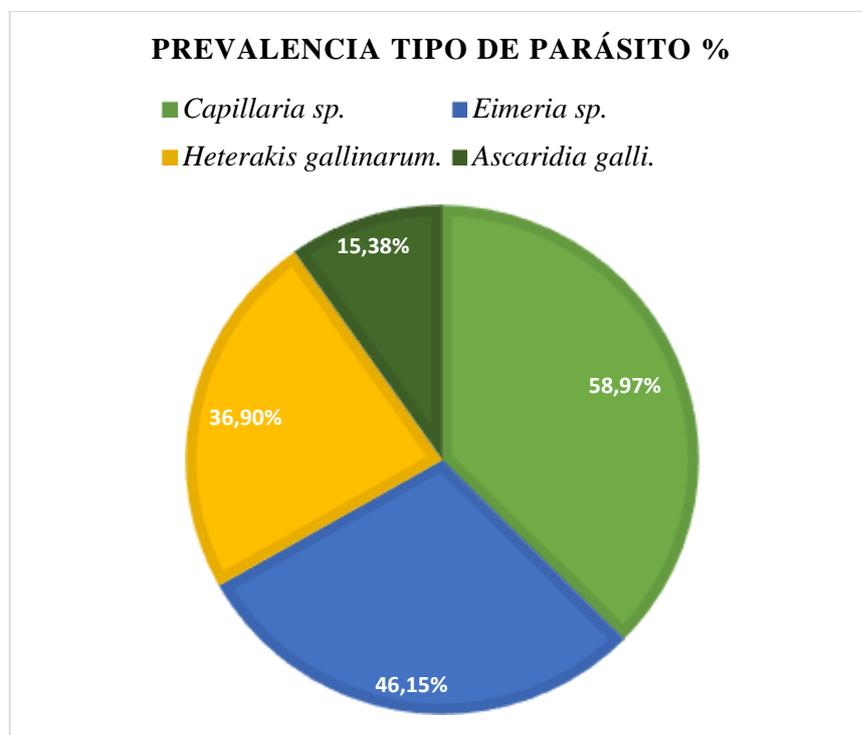


Ilustración 2-4: Prevalencia de acuerdo al tipo de parásitos en aves criollas (*G. domesticus*).

Realizado por: González L., 2023

En la Ilustración 2-4 se representa el porcentaje de prevalencia haciendo referencia a los tipos de parásitos encontrados en la presente investigación. Dentro del grupo de nematodos, el parásito de mayor abundancia fue *Capillaria spp* con un 58,97%. Por otro lado *Heterakis gallinarum* con el 36,90% fue el segundo en abundancia, por último, y en menor cantidad, se encontró *Ascaridia galli* con un porcentaje del 15,38%. Con respecto a los protozoarios el único genero encontrado fue *Eimeria spp*, con una prevalencia del 46,15% el segundo parasito más abundante dentro del grupo de aves criollas en estudio.

En una investigación realizado por Camposano (2018, p. 103) en Chicán, provincia del Azuay, se obtuvo como resultado una mayor prevalencia correspondiente a *Eimeria spp* con el 74,74%, seguido de la *Capillaria spp* con 22,92%, con 14,32% *Ascaridia galli*, y en menor porcentaje *Heterakis gallinarum* con 10,42%, datos que difieren de los porcentajes encontrados en el presente estudio con respecto al parasito de mayor abundancia en las aves criollas, a excepción del parasito *Ascaridia galli* el cual presenta valores similares con la presente investigación con un porcentaje del 15,38%.

Por otra parte los datos obtenidos por Yugcha (2017, p. 3) en la zona de Cubijíes –Provincia de Chimborazo presento una alta prevalencia de igual forma para el parasito *Eimeria spp* con 53%, mientras que para *Capillaria spp* obtuvo 41%, y en menor cantidad se encontró *Heterakis gallinarum* y *Ascaridia galli* con el 2% respectivamente, valores similares a los resultados obtenidos de la presente investigación tomando en cuenta la prevalencia de acuerdo al tipo de parasito. A pesar que la prevalencia parasitaria fue similar en cuanto a parásitos, nuestros resultados difieren por mucho del valor numérico encontrado en dicho estudio con excepción de la *Eimeria spp* cuyo porcentaje de prevalencia (53%) es un valor cercano al obtenido en el presente estudio (46,15%).

Con respecto a este tema, Gonzabay (2021, p. 6), menciona que en el Ecuador el 80 % de los campesinos crían a las aves domésticas en campo abierto o libre pastoreo. Este método de explotación puede representar un excelente foco para la contaminación de parásitos gastrointestinales, pues las aves se alimentan y beben agua contaminadas, factores que favorecen a la infección parasitaria.

A continuación, en la Ilustración 3-4 se puede apreciar los huevos de cada uno de los parásitos encontrados en las aves criollas de la presente investigación.

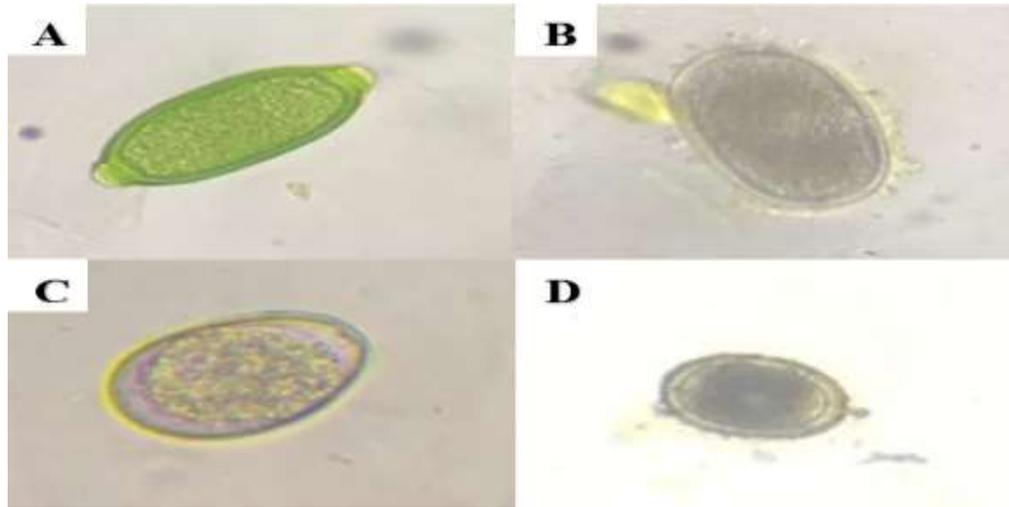


Ilustración 3-4. Huevos de parásitos gastrointestinales encontrados en aves criollas.

A: Huevo de *Capillaria spp.*, **B:** Huevo de *Heterakis gallinarum*, **C:** Huevo de *Eimeria spp.*, **D:** Huevo de *Ascaridia galli*.

Realizado por: González L., 2023

En la Tabla 2-4 se muestra la prevalencia en función a la cantidad de los diferentes tipos de parásitos hallados en cada una de las aves criollas.

4.1.2. Prevalencia en función de la interacción parasitaria.

Tabla 2-4: Prevalencia en función de la interacción parasitaria

PREVALENCIA EN FUNCIÓN DE LA INTERACCIÓN PARASITARIA		
Interacción Parasitaria	Número de aves	%Prevalencia
Un tipo de parásito	18	42,86
Dos tipos de parásitos	20	47,62
Tres tipos de parásitos	1	2,38
Cero parásitos	3	7,14
TOTAL	42	100

Realizado por: González L., 2023

De las 42 aves analizadas, 20 presentaron una infección de dos tipos diferentes de parásitos gastrointestinales (47,62%), seguido por 18 aves que presentaron solo un tipo de parásito (42,86%), y solo 1 ave (2,34%) presentó tres tipos de parásitos diferentes en las muestras de heces analizadas. Mientras que en 3 aves de las 42 no evidenciaron huevos de parásitos en sus muestras correspondiendo este valor al 7,14%.

En una investigación realizada por Camposano (2018, p. 103), en el cantón Paute, se obtuvo como resultado que de las 384 aves en estudio el 59,90% presentó una elevada prevalencia a monoparasitismo, el 35,68% de las aves presentó biparasitismo y un 1,04% de las aves presentó tres y cuatro diferentes tipos de parásitos, mientras que el 2,34% fue diagnosticado con ausencia de parásitos (9/384 aves), datos similares a los hallados en la presente investigación al existir una elevada prevalencia de uno y de dos tipos diferentes de parásitos, y una baja prevalencia en cuanto a tres tipos de parásitos hallados en la muestra de cada ave.

De acuerdo a este estudio y al realizado por Camposano (2018, p. 103), podemos deducir que la interacción parasitaria de un tipo y de dos tipos de parásito son los más frecuentes en las aves criollas. Incluso esto lo demuestra Ensuncho, *et al.*, (2015 p. 7), quien evaluó interacción parasitaria en función a la prevalencia en la ciudad Córdoba-Colombia, que pese a no poseer las condiciones climáticas similares al sitio del presente estudio, también obtuvo una alta prevalencia de monoparasitismo con un 51,94%, biparasitismo con el 23,26%, 12,40% de triparasitismo, 6,20% tetra y pentaparasitismo.

El autor sugiere que estos resultados se dan debido a que las aves se crían al aire o libre pastoreo, sitio en el que las aves se alimentan de invertebrados (insectos, lombrices de tierra) que intervienen como hospedadores intermediarios de diferentes tipos de parásitos gastrointestinales influenciando al elevado nivel de contaminación parasitaria de las aves.

A continuación, en la Ilustración 4-4, se puede apreciar el porcentaje de la prevalencia de acuerdo al número de tipos de parásitos encontrados en las aves criollas.

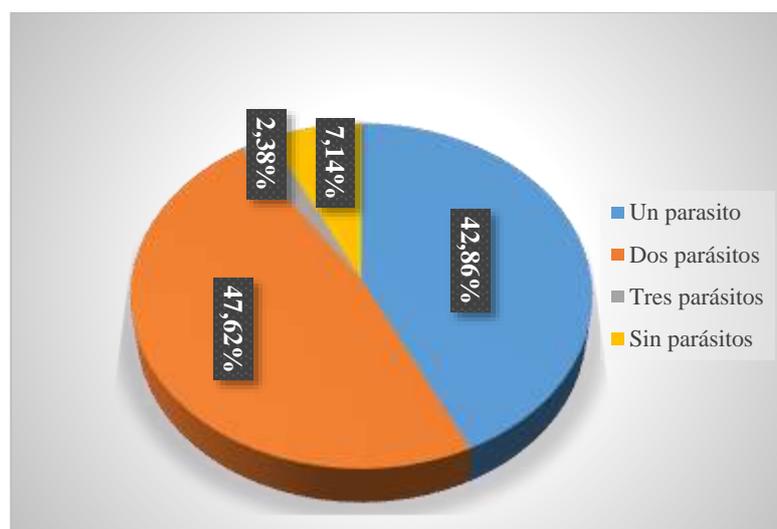


Ilustración 4-4: Prevalencia en función a la interacción parasitaria

Realizado por: González L., 2023

4.1.3. *Proceso de necropsia.*

En cuanto a la necropsia una vez realizado este procedimiento a las dos aves seleccionadas aleatoriamente como unidades de estudio se identificó a parásitos de la clase cestoda que se puede apreciar en la Ilustración 5-4. Las características morfológicas de los parásitos aislados fueron compatibles con *Railletina spp.* Es importante mencionar que durante el estudio de prevalencia no se lograron detectar huevos que evidencien la presencia de este parásito, sin embargo, de acuerdo con los resultados; las dos aves estuvieron infectadas con este tipo de parásito.



Ilustración 5-4: *Railletina spp*, observada en el tracto intestinal de ave criolla.
Realizado por: González, Luis, 2023.

El ciclo biológico de la *Railletina spp* empieza con un parásito adulto localizado en el intestino de las aves (huéspedes definitivos), este deposita sus huevos y son expulsadas a través de las heces al ambiente. A continuación, los huevos embrionarios son ingeridos por los huéspedes intermedios (hormigas, moscas, caracoles) en donde se desarrolla la siguiente fase larvaria denominada cisticercoides. El ciclo finaliza cuando el ave ingiere al hospedador intermediario (Pardo, 2007 p. 26).

Cabe recalcar que una vez eclosionen los huevos de este parásito inicia un proceso de madurez que dura 14 días y consecuentemente estos individuos inician el proceso de reproducción. (Andy, 2014 p. 33). De acuerdo al ciclo señalado, una de las causas probables que no se pudo evidenciar huevos de *Railletina spp* en el examen coproparasitario, pudo deberse al periodo de infestación (Alvear, 2016 p. 11).

Dado que el tiempo de pre patencia es de 8 días (tiempo comprendido entre la ingestión de la forma infectante y el hallazgo de formas parasitarias de dispersión), las aves pudieron haberse infectado de forma reciente, lo que impidió detectar la infección temprana (Andy, 2014 p. 33). En la presente investigación el examen coproparasitario pudo haberse realizado antes del periodo de reproducción o las aves pudieron haberse infectado recientemente, ratificando lo dicho por Andy (2014, p. 33), quien indica que después de los 14 días el parásito deposita los huevos en los intestinos, por ende, no se logró evidenciar huevos en las muestras de heces.

En estas circunstancias, la detección de parásitos puede ser un desafío, ya que no siempre es posible detectar alguna de las formas parasitarias. Toalombo (2011, p. 29) menciona que una alternativa al examen coprológico podría ser el desarrollo de técnica inmunológica como la técnica de ELISA de captura, para la determinación de coproantígenos de parásitos.

La detección de coproantígenos tiene numerosas ventajas sobre las técnicas coprológicas ya que permite un diagnóstico temprano y oportuno, facilitando la identificación de infecciones parasitarias recientes o antes de la etapa de prepatencia, evitando así posibles pérdidas económicas en el sector pecuario, explica la autora.

Toalombo (2011, p. 29) también indica que la detección rápida de los antígenos del parásito permite tratar inmediatamente con fármacos antes de que estos lleguen a reproducirse, afectar u ocasionar lesiones graves a nivel intestinal, por lo que se podría utilizar desparasitantes en dosis adecuadas evitando que exista resistencia de los parásitos hacia los fármacos, sin embargo, es una técnica que, aunque se ha desarrollado para numerosas especies parasitarias, no está disponible para este parásito en particular.

Adicionalmente durante la necropsia se identificaron lesiones compatibles con coccidiosis producida por el protozooario *Eimeria spp.*. Como se puede observar en la Ilustración 6-4, de lado izquierdo en el intestino se puede evidenciar presencia de hemorragias y petequias de color rojizo del ave con el código 07; en comparación al intestino del ave representado con código 010 en la cual se observó un intestino normal, sin lesiones intestinales (lado derecho de la ilustración).

En la Ilustración 6-4 se puede apreciar las lesiones macroscópicas compatibles con coccidiosis en el intestino de un ave criolla provocada por el parásito *Eimeria spp.*



Ilustración 6-4: Lesiones macroscópicas compatibles con coccidiosis en el intestino de un ave criolla.

Realizado por: González, Luis, 2023.

La Tabla 3-4 se indica los resultados referentes al grado de lesión e infestación producida por *Eimeria spp* y *Raillietina sp*.

Tabla 3-4: Descripción de la necropsia y alteración anatomopológica a nivel intestinal.

N. Ave	Código	Necropsia
Animal 1	10	Lesión a nivel intestinal 0= normal (no presenta infección)
		Presencia de parásitos Cestodos= <i>Raillietina spp</i> .
Animal 2	07	Lesión a nivel intestinal +3= Infección grave (<i>Eimeria spp.</i>)
		Presencia de parásitos Cestodos= <i>Raillietina spp</i> .

Realizado por: González L., 2023

De acuerdo a la escala que determina el grado de lesión intestinal por parasitosis establecida por Johnson, et al. (1970, p. 30) se obtuvo como resultado que el ave con el código 10, no presentó lesiones a nivel intestinal por ende se calificó con grado de lesión normal (0). Estos resultados se ven respaldado con el hecho de que tampoco se encontraron coccidias durante el examen coproparasitario.

Por otro lado, el ave con código 07, presento un grado de lesión nivel +3 denominada lesión grave compatibles a coccidia por la presencia de *Eimeria spp*. Adicionalmente, si se logró identificar a este parásito en el examen coprológico, sin embargo, ambas aves sacrificadas presentaron la presencia de cestodos del género *Raillietina spp* a nivel intestinal, a diferencia de la *Eimeria spp*, el parasito aun no provocaba lesiones a nivel intestinal que sean visibles macroscópicamente.

Una investigación desarrollada en la ciudad de Machala por Ramírez (2022, p. 21), indica que una vez que la *Eimeria spp* parasita a las aves, este invade los intestinos; desencadenando trastornos gastrointestinales afectando a la salud de las aves infectadas. Este parásito es considerado como uno de los patógenos más peligrosos, ya que, una vez contaminada un área, aun en criaderos tecnificados, puede provocar alta mortalidad de la población aviar en un plazo de tan solo 7 días, explica el autor.

Dado que nuestra zona de estudio y las aledañas practican sistemas de producción de traspatio, caracterizadas por la falta de un manejo y control tecnificado, la carga parasitaria puede llegar a ser extremadamente alta (Brown, et al., 2006 p. 2). En estas circunstancias es probable que estas zonas se vean afectadas por infecciones de tipo protozoaria, específicamente *Eimerria spp*. (Andy, 2014 p. 33).

4.2. Carga parasitaria y parámetros productivos de un grupo de aves criollas.

4.2.1. Carga parasitaria.

En la Tabla 4-4 se muestran los resultados de la variable Carga Parasitaria (HPG) de cada una de las aves que se utilizó en el presente trabajo investigativo.

Se puede evidenciar la carga parasitaria de las 42 aves muestreadas, en que el ave con identificación #76 presento una carga parasitaria superior a las demás con 9200 huevos por gramo (HPG), mientras que las aves con identificación #74, #67, #5, presentaron una carga parasitaria nula (0) debido a que no se encontró evidencia de huevos de parásitos en las muestras analizadas.

Dentro de los diferentes estudios realizados por otros autores no se especifica la carga parasitaria individual de aves estudiadas, por lo que no existe información al respecto, sin embargo Aigaje (2022, p. 40) en su estudio de determinación de endoparasitos en pollos comerciales encontró una carga parasitaria maxima de 14224,3 HPG, siendo este valor superior al reportado en esta investigación , esto puede deberse al sistema de crianza intensivo en el cual la alta densidad de aves por metro cuadro, favore la diseminación parasitaria.

Tabla 4-4: Carga parasitaria de todas las aves en estudio.

Número	Identificación de las aves	Carga Parasitaria (HPG)
1	2	500
2	3	1050
3	4	350
4	5	0
5	6	1000
6	7	600
7	8	450
8	10	1250
9	11	600
10	12	700
11	13	1550
12	14	400
13	15	750
14	16	550
15	17	200
16	22	800
17	23	350
18	24	400
19	33	1700
20	35	250
21	36	200
22	41	850
23	42	400
24	45	400
25	46	650
26	47	600
27	48	1750
28	49	400
29	51	2000
30	52	750
31	53	400
32	60	450
33	61	600
34	64	300
35	66	200
36	67	0
37	68	1000
38	70	350
39	74	0
40	75	450
41	76	9200
42	77	600

Realizado por: González L., 2023.

En la Tabla 5-4: se puede apreciar los valores del total de la carga parasitaria por cada ave.

Tabla 5-4: Estadística descriptiva del total de la carga parasitaria por cada ave.

CARGA PARASITARIA					
VARIABLES	N	Media	Desviación Estándar	Min.	Max.
Carga parasitaria HPG	42	833	±1400,81	0	9200

Realizado por: González L., 2023

En esta investigación la variable de la carga parasitaria en aves criollas presentó una media de $833 \pm 1400,81$ HPG, con un valor mínimo de 0,0 HPG y un máximo de 9200 HPG, valores descritos en la Tabla 13-3. Todos estos valores están en las siglas (HPG) que hace referencia a número de huevos de parásitos encontrados por gramo de heces muestreadas de cada ave.

Camposano (2018, p. 99), en un análisis referente a la carga parasitaria en aves criollas mencionan que esta incrementa a medida que pasa el tiempo, ya que al encontrarse conviviendo unas con aves parasitadas la infección se convertirá en un contagio al 100% de los individuos. Por tal motivo es necesario implementar un sistema de control de la parasitosis en las aves, tratando de reducir la infestación con un manejo adecuado e implementando exámenes coproparasitarios y posterior realizar desparasitaciones continuas.

4.2.2. Parámetros productivos de un grupo genéticos de aves criollas.

A continuación, en la Tabla 6-4 se muestran los resultados de las variables productivas de un grupo genético de aves criollas de la “Estación Experimental Tunshi”, en la Parroquia “San Pedro de Licto”, provincia de Chimborazo.

Tabla 6-4: Variables productivas.

Variable	Media	Desviación Estándar	Min	Max
Peso inicial, g	1093.31	±234.79	719.00	1783.00
Peso final, g	1231.50	±214.82	749.00	1781.00
Ganancia de peso total, g	167.08	±190.53	-345.00	617.00
Consumo de alimento diario, g	60.00	0.00	60.00	60.00

Realizado por: González L., 2023

Se indica que las aves evaluadas presentaron un peso inicial promedio de $1093,31 \pm 234.79$ gramos, llegando a obtener un peso final de $1241,50 \pm 214.82$ gramos. El consumo de alimento diario por ave se estableció en 60 gramos de grano de maíz y se obtuvo una ganancia de peso promedio de $167,08 \pm 190.53$ gramos.

Los valores mínimos de la ganancia de peso fueron de -345,00 g señalando una pérdida de peso en 3 de las 42, aves. Las posibles causas pueden estar relacionadas con parasitosis, el proceso de adaptación, la edad o la respuesta inmune, mientras que en ciertos individuos la ganancia de peso fue positiva obteniendo un máximo de ganancia de 617 g.

4.2.2.1. *Peso inicial, g*

La variable peso inicial de las aves criollas presentó una media de $1093,31 \pm 234.79$ g. con un valor mínimo de 719 g y máximo 1781 g. Portillo (2020, p. 32), menciona que la variabilidad de peso en aves criollas depende de la edad de las aves, la raza, e incluso la forma de alimentación. Según Suárez (2020, p. 30), en comparación a las aves de engorde, el peso promedio en aves criollas es bajo, esto se debe a que las aves al ser criadas a campo abierto realizan un alto gasto de energía en busca de su alimentación, además son más vulnerables a infecciones parasitarias gastrointestinales por ende el peso en estas aves tiende a ser menor.

Cabe recalcar que el amplio rango que existe en los pesos iniciales de las aves criollas en el presente estudio se debe a que las aves eran de diferentes edades por tal motivo había aves más jóvenes y otras más adultas las cuales varían en sus pesos iniciales.

4.2.2.2. *Peso final, g*

En la presente investigación en la variable peso final en las aves criollas presentó una media de $1241,50 \pm 214.82$ g. con un valor mínimo de 749 g. y máximo de 1781 g respectivamente. Valores superiores a los obtenidos por Portillo (2008, p. 32) en el que obtuvo un peso final de 1098,00 g al terminar del periodo evaluativo en aves criollas.

Una investigación realizada por Giron, *et al.* (2018 p. 41); menciona que alimentar aves de campo a con maíz y pasto contribuyen significativamente a la ganancia de peso final ya que al evaluar estos parámetros productivos logro obtener un peso final promedio 1872 gramos, valor superior al obtenido en la presente investigación. En otro estudio desarrollada por Farfán, *et al.*, (2013 p. 114), menciona que la alimentación es un punto esencial en el crecimiento y desarrollo de las aves de

campo, acompañado de un manejo sanitario adecuado para el control de parasitosis se logra obtener máximos rendimientos productivos en estas aves.

En una investigación realizada por Delgadillo (2014, p. 11) en el que evaluó la parasitosis interna en aves de traspatio en México; menciona que los parásitos gastrointestinales afectan directamente al rendimiento productivo afectando directamente en la producción de carne y huevos de las aves, debido a que los parásitos provocan alteraciones en el metabolismo de las aves evidenciando pérdida de la condición corporal, bajan de peso y a su vez el rendimiento productivo menciona Ensuncho, *et al.* (2015 p. 19).

4.2.2.3. Ganancia de peso total, g

Con respecto a la variable ganancia de peso en aves criollas presentó un valor medio de 167,08 ±190.53 g, un valor máximo de 617 g y con un valor mínimo negativo de -345 g, las posibles causas de la pérdida de peso en tres aves estarían relacionadas no solo a la parasitosis, sino también al proceso de adaptación, la edad, la alimentación y el estado inmunológico. Factores que podrían haber influenciado para la obtención de estos resultados negativos.

A continuación, en la Tabla 7-4 se puede evidenciar la ganancia de peso en g, en relación a la presencia de HPG.

Tabla 7-4: Ganancia de peso, g en relación a la presencia de HPG.

GANANCIA DE PESO (G) EN RELACIÓN A LA PRESENCIA HPG.			
Presencia HPG	Baja (menor a 500)	Media (500-1000)	Alta (Mayor a 1000)
Numero de aves	20	15	7
Ganancia de peso promedio, g	190,88	175,14	93,14

Realizado por: González L., 2023

En la presente investigación relacionando la variable ganancia de peso, g con la carga parasitaria (HPG), se obtuvo como resultado que 20 de las 42 aves estudiadas presentaron una infección baja (menos a 500 HPG) registrando una mayor ganancia de peso promedio de 190,88 g; seguida de 15 aves que presentaron una infección media (500-1000 HPG) con una ganancia de peso de 175,14 g, y por último 7 aves mostraron una infección alta (mayor a 1000 HPG) registrando una baja ganancia de peso de 93,14 g.

Entonces se podría mencionar que en este caso la ganancia de peso en general estaría ligada al nivel de infección parasitaria; ya que al presentar una baja presencia de HPG las afectaciones a nivel intestinal no son muy graves por ende tienen un correcto metabolismo y aprovechamiento de alimento por lo tanto se ve reflejado en mayor ganancia de peso. No se encontraron estudios en el que se evaluó la relación ganancia de peso con el nivel de la carga parasitaria en aves criollas.

4.2.2.4. Consumo de alimento diario, g

En el variable productivo consumo de alimento en las aves criollas se ofreció una ración de maíz diaria de 60 g/ave todos los días durante el tiempo del trabajo experimental. En una investigación desarrollada por Tipantuña (2018, p. 35), el consumo de alimentación fue de 64,37 gramos, valor de alimento similar al ofrecido en la presente investigación.

Según Tovar, et al. (2014, p 28), incrementar el consumo de alimento diario en este tipo de aves contribuye a completar su dieta alimentaria, ya que en su mayoría los productores que realizan la avicultura de traspatio ofrecen de 20 a 30 g. de alimento por ave/día debido a que ellos suponen que el maíz es el alimento principal en la dieta de gallinas criadas a libre pastoreo. Razón por la cual determinar un valor adecuado de alimento que sea balanceado por ave contribuye a una mejor ganancia de peso independientemente de la etapa de crianza que se encuentren menciona el autor.

4.3. Sistema de control de la parasitosis

Existen varias formas de controlar y prevenir enfermedades de tipo gastrointestinales en aves de engorde y de postura; pero no existe una metodología eficaz con aves criollas razón por la cual el presente método de control es un mecanismo preventivo que servirá como apoyo en la crianza de estas aves de traspatio (Alcazaba, 2018 p. 28).

- Como medidas de higiene la desinfección con yodo y cal viva contribuye directamente en el cambio del ph, interfiriendo en cierto ciclo de desarrollo de los parásitos. (Alcazaba, 2018 p. 1).
- Evitar la contaminación del alimento y agua por aves silvestres y vectores intermediarios (insectos). Para esto siempre poseer una zona cubierta o cercada donde no ingresen otros animales. (Alcazaba, 2018 p. 28).
- Los comederos y bebederos lo más recomendable es mantenerlos a una altura del lomo de las aves así evitan que se ensucien y contaminen la comida y el agua.

- Es necesario realizar exámenes coprológicos de materia fecal periódicamente para detectar la presencia de animales parasitados y proceder al control de la infección. (exámenes antes y después) (Vega, 2004 p. 14).
- Es necesario evaluar la eficacia del tratamiento empleado con el objetivo de detectar posibles disminuciones en su eficacia y posible presencia de resistencias (Castellanos, 2014, p.132).
- Tanto para la alimentación como para limpieza es necesario utilizar en todas estas actividades únicamente un solo calzado, no sea utilizado para otras actividades pecuarias (Vega, 2004 p. 14).
- Como medida general se puede desparasitar a las aves desde las 8 semanas de edad y repetir a las 18 semanas (Castellanos, 2014, p.132).

En la Tabla 8-4, se muestran los desparasitantes en contra de parásitos más común en aves, incluyendo la dosis.

Tabla 8-4: Fármacos sugeridos para el control parasitario gastrointestinal.

Parásito	Fármaco	Dosificación	Vías de administración
<i>Capillaria sp</i>	Levamisol 2,5%	2-3 g por litro de agua de bebida durante 1 día. O 0,27-0,4 g/kg de peso.	En el agua de bebida, durante un día.
	Invermectina 1%	0,30 mg/kg de peso corporal por un día.	Vía subcutánea
<i>Ascaridia galli</i>	Piperazina 53 %	10 g en 10 litros de agua limpia. 10 g en 1 kg de alimento	Disuelto en el agua o con el alimento.
<i>Heterakis gallinarum</i>	Fenbendazol 10%	1 ml/33 litros de agua (1mg /kg de peso corporal). Durante 5 días consecutivos.	Vía oral en agua de bebida.
	Mebendazol 50%	30 g /50 kg de alimento durante 10 días.	Vía oral en el alimento
<i>Eimeria spp</i>	Amprolio 20%	Administra 1g/litro de agua de bebida durante 7 días	Vía oral
<i>Raillietina sp</i>	Fenbendazol 10%	1 ml/33 litros de agua (1mg /kg de peso corporal). Durante 5 días consecutivos.	Vía oral

Fuente: AgroCampo, 2023

Realizado por: González L., 2023

CAPÍTULO V

5. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

5.1 Conclusiones

- En la presente investigación las aves criollas presentaron una prevalencia parasitaria gastrointestinal alta del 92,86%, existiendo una clara dominancia de tres géneros de nematodos: *Capillaria spp*, *Heterakis gallinarum* y *Ascaridia galli* con un porcentaje de prevalencia de 58,97%, 36,90% y 15,38% respectivamente. Además, un 46,15 % de las aves presentaron una infección con *Eimeria spp* perteneciente a parásitos protozoos. De igual forma se pudo constatar que el examen coproparasitario no siempre logra identificar la infección parasitaria real debido a que se aisló a través de la necropsia cestodos denominados *Railletina spp*, por lo tanto, es importante realizar una necropsia rutinaria para obtener una evaluación completa del parasitismo que afecta aves.
- Las aves criollas presentaron una carga parasitaria variada con valores de 0 hasta 9200 HPG; relacionando la carga parasitaria con la variable productiva ganancia de peso se pudo constatar que las aves que mostraron una infección alta (mayor a 1000 HPG) presentaron una ganancia de peso baja con 93,14 g. posiblemente por el elevado nivel de parasitismo. Aunque en cada uno de los rangos de infección se manifestó un dato de ganancia de peso negativo, por lo que se puede deducir en esta investigación la pérdida de peso en ciertas aves no solo se debió a la alta carga parasitaria, sino que posiblemente por factores como la adaptación, alimentación, la edad y estado inmune que conjuntamente podrían haber influenciado para que exista ganancias de pesos negativos en ciertas aves.
- Se puede concluir que para la crianza de aves criollas es indispensable la implementación de un sistema de desparasitación que conjuntamente con exámenes coproparasitarios y adecuadas medidas de manejo se lograría reducir la prevalencia de parasitaria de tipo gastro intestinales. La presencia de este tipo de parásitos en las aves criollas es un problema de importancia debido a las malas prácticas de sanidad y manejo por parte de los productores que se dedican a la crianza de aves de traspatio.

5.2 Recomendaciones

- Realizar exámenes coproparasitarios antes y después de aplicar algún desparasítate para comprobar la eficacia del mismo y reducir la prevalencia parasitaria.
- Rotar los desparasitantes para que no exista una resistencia de los parásitos hacia los fármacos para obtener buenos resultados.
- Hacer un seguimiento continuo de la parasitosis de las aves criollas, con la finalidad de establecer un calendario sanitario adecuado a sus necesidades.
- Evitar que las aves consuman alimentos contaminados y beban aguas de riego o encharcadas donde fácilmente se pueden infectar de parásitos gastrointestinales.
- Realizar más investigaciones de prevalencia parasitaria en aves criollas en zonas cercanas al lugar donde se realizó el presente estudio.

BIBLIOGRAFÍA

AGROCAMPO. Levamisol 15% Tecno 500 ml. [Blog]. [Consulta: 28 abril 2023]. Disponible en: <https://www.agrocampo.com.co/levamisol-15-tecno-500-ml#:~:text=Dosis%20y%20v%C3%ADa%20de%20administraci%C3%B3n,cada%2030%20Kg%20de%20peso..>

ALCAZABA. *Análisis coprológico en animales.* [Blog]. [Consulta: 27 abril 2023]. Disponible en: <https://www.clinicaveterinariaalcazaba.com/analisis-coprologico-en-animales/>.

ALVEAR LÓPEZ, Laura Noemí. Determinación de parásitos gastrointestinales de gallinas de postura de traspatio. [En línea] (Trabajo de titulación). (Pregrado). Universidad de las Américas, Santiago, Chile 2016. [Consulta: 2023-05-23]. Disponible en: <https://repositorio.udla.cl/xmlui/bitstream/handle/udla/271/Tesis%20Laura%20Alvear.pdf?sequence=2>.

ANDY CHIMBO, Cristina Rosalba. Determinación de los principales parásitos gastrointestinales que afectan a las aves de traspatio (*Gallus gallus domesticus*), en la comunidad el descanso, cantón Joya de los Sachas, provincia de Orellana. [En línea] (Trabajo de titulación). (Pregrado). Universidad Técnica de Ambato, Ambato, Ecuador. 2014. pp. 10-33. [Consulta: 2023-05-20]. Disponible en: <https://repositorio.uta.edu.ec/jspui/handle/123456789/7685>

BAUMBERGER, Cecilia; et al. "Detección del virus de la enfermedad de Newcastle en aves de traspatio en Chile". *Revista MVZ* [En línea], 2018, (Argentina) 23(S), pp. 6942-6950. [Consulta: 20 abril 2023]. Disponible en: <https://revistamvz.unicordoba.edu.co/article/view/1414>

BROWN, Eric, et al. "Prevalencia de eimeria spp. En gallinas ponedoras de granjas pertenecientes a tres municipios del estado Trujillo, Venezuela" *Scielo.org*. [En línea] 2006. (Venezuela) 23(S), p. 2. [Consulta: 18 abril 2023]. Disponible en: http://ve.scielo.org/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0798-22592006000600003.

BUTCHER, Gary & DAVIS, Michael. *Parásitos intestinales y traqueales de las aves domésticas.* [Blog]. [Consulta: 28 abril 2023]. Disponible en: <https://avicultura.com/parasitos-intestinales-y-traqueales-de-las-aves>.

CAMAS Giorgina, et al. "Comportamiento productivo y composición de la canal de la gallina de Guinea (*Numida meleagris*)". *Abanico Veterinario*. [En línea] 2020, (México) 10(1), p. 1-14.

[Consulta: 7 abril 2023]. ISSN 2448-6132. Disponible en: <https://www.scielo.org.mx/pdf/av/v10/2448-6132-av-10-e126.pdf>

CAMPOSANO TAPIA, Pablo Esteban. *Prevalencia de los parásitos en aves criollas*. [En línea] (Trabajo de titulación). (Pregrado). Universidad Politécnica Salesiana, Cuenca, Ecuador 2018. p. 103 [Consulta: 2023-04-23]. Disponible en: <https://repositorio.udla.cl/xmlui/bitstream/handle/udla/271/Tesis%20Laura%20Alvear.pdf?sequence=2>.

CHAMORRO CHAVEZ, Samantha. Frecuencia de parásitos gastrointestinales en aves silvestres procedentes de dos centros en cautiverio, Lima-Perú. [En línea] (Trabajo de titulación). (Pregrado). Universidad Científica del Sur, Lima, Perú 2020. pp. 58-78. [Consulta: 2023-04-5]. Disponible en: <https://repositorio.cientifica.edu.pe/bitstream/handle/20.500.12805/1262/TL-Chamorro%20S.pdf?sequence=7&isAllowed=y>

CLASS, Camila; et al. "Comparison of McMaster and Mini-FLOTAC techniques for the diagnosis of internal parasites in pigs". *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária* [En línea] 2023, (Brasil) 32(1). [Consulta: 7 mayo 2023]. DOI: 10.1590/S1984-29612023013. Disponible en: <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/36995837/>

CORREDOR, Diego, et al. "Identificación de parásitos gastrointestinales en aves silvestres en cautiverio". *Revista Científica* [En línea] 2013, (Colombia) 23(3). [Consulta: 7 abril 2023]. ISSN: 0798-2259. Disponible en: <https://www.redalyc.org/pdf/959/95926665004.pdf>

DE LA PEÑA, Martín Rodolfo. *Manual de enfermedades de las aves*. 7ª ed. Santa Fe, Argentina. Asociación Americana de Patólogos Aviares. 1980, p 41.

ENSUNCHO, Hoyos; et al. 2015. "Frecuencia de parásitos gastrointestinales en gallinas criollas (*gallus domesticus*) en el departamento de Córdoba, Colombia". *Revista Científica* [En línea] 2015, (España) 16(6). pp. 1-9. [Consulta: 16 mayo 2023]. ISSN: 1695-7504. Disponible en: <https://www.redalyc.org/pdf/636/63641399002.pdf>

ESPINOZA PARRA, Christopher Santiago. Prevalencia de paracitos gastrointestinales en aves de combate [En línea] (Trabajo de titulación). (Pregrado) Universidad Politécnica Salesiana, Cuenca, Ecuador. 2019. pp. 67-68. [Consulta 2023-03-17]. Disponible en: <https://dspace.ups.edu.ec/bitstream/123456789/18022/1/UPS-CT008562.pdf>

FARFÁN, C. & GORDÓN, G. "Evaluación nutricional de una mezcla de harina de maíz con harina de víscera y harina de sangre y plumas utilizada en la alimentación de aves". *Revista*

Zootecnia [en línea], 2013, (Venezuela) 31, (2), pp. 111-117. [Consulta: 01 abril 2023]. Disponible en: <http://ve.scielo.org/pdf/zt/v31n2/art01.pdf>

FERNÁNDEZ, M; et al. "Implementación de hongos nematófagos para el control de parásitos gastrointestinales". *Revista Pensamiento y acción* [en línea], 2019, (Medellín) 27, (5), pp. 7-20. [Consulta 15 abril 2023]. ISSN 2619-3353. Disponible en: https://revistas.uptc.edu.co/index.php/pensamiento_accion/article/view/10201/8413

FUENTES, Isabel, et al. *Diagnóstico de las parasitosis intestinales mediante detección de coproantígenos* [en línea]. Madrid : Elsevier, 2010. [Consulta 03 junio 2023]. Disponible en: <https://www.seimc.org/contenidos/ccs/revisionestematicas/parasitologia/ccs-2008-parasitologia.pdf>

GALÍNDEZ, Rafael, et al. "Diversidad fenotípica de aves criollas de postura basada en caracteres zoométricos" *Revista de la Universidad del Zulia* [en línea], 2020, (Venezuela) 11(29), pp. 412-427. [Consulta 12 marzo 2023]. ISSN 0041-8811. Disponible en: <https://produccioncientificaluz.org/index.php/rmuz/article/view/31531/32612>

GIRON ALVARADO, Dora Nelly & CUBIDES VASQUEZ, Yuri Paola. Evaluación de ganancia de peso conversión alimenticia en pollo campesino bajo manejo de estabulación sustituyendo el 25 y 50% de la ración comercial por *Tithonia Diversifolia*, *Gliricidia Sepium* y *Zea mayz* [En línea] (Trabajo de titulación). (Pregrado) Universidad Nacional Abierta y a Distancia, Acacias, Meta. 2018. pp 3-8. [Consulta: 2023-05-01]. Disponible en: <https://repository.unad.edu.co/bitstream/handle/10596/17820/40433069.pdf;jsessionid=CA78B9B8E49B8797DFAD3E707CCAA4B9.jvm1?sequence=1>.

GONZABAY DE LA O, Alina Jamilex. Descripción del manejo y crianza de gallinas criollas en los traspatios de la comuna San Marcos y Barbascol de la parroquia Colonche [En línea] (Trabajo de titulación). (Pregrado) Universidad Estatal Península de Santa Elena, Santa Elena, Ecuador. 2021. pp. 1-25. [Consulta: 2023-03-03]. Disponible en: <https://repositorio.upse.edu.ec/bitstream/46000/6318/1/UPSE-TIA-2021-0052.pdf>

HERRERA LÓPEZ, Amanda Carolina. Herrera López, Amanda Carolina. Identificación de parásitos gastrointestinales en venados de cola blanca (*Odocoileus virginianus*) por diferentes métodos coprológicos en el Zoocriadero La Casa del Venado-Cayambe [En línea] (Trabajo de titulación). (Pregrado) Universidad Técnica de Ambato, Cayambe, Ecuador. 2023. pp 39-42 [Consulta: 2023-04-12]. Disponible en: <https://repositorio.uta.edu.ec/bitstream/123456789/38009/1/001%20Veterinaria%20-%20Herrera%20L%20c3%b3pez%20Amanda%20Carolina.pdf>

HORTÚA, L, et al. "Avicultura de traspatio: aportes y oportunidades para la familia campesina" *Revista Agronomía Mesoamericana* [En línea], 2022, (Costa Rica) 32(3), pp 13-15. [Consulta: 08 junio 2023]. ISSN 2215-3608. Disponible en: <https://revistas.ucr.ac.cr/index.php/agromeso/article/view/42903/47898>

IBARRA, Jenifer, et al. "Parásitos gastrointestinales en cardenal amarillo (*Gubernatrix cristata*) de la provincia de Mendoza". *Revista de Investigación, Ciencia y Universidad Argentina*. [en línea], 2022, (Argentina) 6(7), pp: 7-9. [Consulta: 03 junio 2023]. ISSN: 2525-1783. Disponible en: <http://revistas.umaza.edu.ar/index.php/icu/article/view/397/294>

ITZA ORTIZ, Mateo. *Parametros productivos en la avicultura*. [blog] [Consulta: 15 mayo 2023]. Disponible en: <https://bmeditores.mx/avicultura/parametros-productivos-en-la-avicultura/>

JOHNSO, J & REID A. "Anticoccidial drugs: Lesion scoring techniques in battery and floor-pen experiments with chickens". *Experimental parasitology* [en línea], 1970, (México) 28(1), pp. 30-36. [Consulta: 29 abril 2023]. Disponible en: <https://www.sciencedirect.com/journal/experimental-parasitology/vol/28/issue/1>

LABANDA, L & ORTEGA, J. "Sistema de detección de aves mediante análisis de imágenes". *Dominio de las Ciencias* [en línea], 2021, (Ecuador) 7(6), pp 33-37. [Consulta: 09 mayo 2023]. ISSN 2477-8818. Disponible en: <https://dialnet.unirioja.es/servlet/articulo?codigo=8383787>

LAPISA. *Biológicos aviares*. [Blog] [Consulta: 28 junio 2023] Disponible en: https://www.lapisa.com/assets/recursos/vademecum_aves_lapisa.pdf.

LEÓN RAYO, Andrés Camilo & VARGAS RUIZ, Ana María. Análisis del diagnóstico de parásitos gastrointestinales de aves de traspatio en el departamento del Tolima. [En línea] (Trabajo de titulación) (Tesis de pregrado) Universidad Cooperativa de Colombia, Tolima, Colombia. 2022. pp. 28-31. [Consulta: 16 junio 2023]. Disponible en: <https://repository.ucc.edu.co/items/d84ee1b2-94f7-4d24-8c4a-144dcfbd1dce>

MORALES Yalily. "Modulación de la Inmunidad Sistémica y Mucosa en Aves de Corral" *Revista Científica de la Facultad de Ciencias Veterinarias*, [En línea], 2020, (Venezuela), 30(1), pp. 492-497. [Consulta: 06 mayo 2023]. Disponible en: <https://go.gale.com/ps/i.do?id=GALE%7CA624611270&sid=googleScholar&v=2.1&it=r&linkaccess=abs&issn=07982259&p=AONE&sw=w&userGroupName=anon%7E17e544a8&aty=open+web+entry>

MUÑOZ CRUZ, Angel de Jesús. Relación Hospedero-Parásito [En línea] (Trabajo de titulación). (Pregrado) Universidad Autónoma de Chiapas, Chiapas- México.2020. pp. 1-9. [Consulta: 01 abril 2023]. Disponible en: <https://www.doccity.com/es/ensayo-relacion-parasito-hospedero/5576926/>

ORTIZ, M; et al. "Identificación de parásitos gastrointestinales en mamíferos del Zoológico Guátika" *Pensamiento y Acción* [en línea], 2019, (Colombia) 26 (3) pp. 31-44. [Consulta: 15 marzo 2023]. ISSN: 0120-1190. Disponible en: https://revistas.uptc.edu.co/index.php/pensamiento_accion/article/view/9054/7590

PARDO, Enrique. 2007. *Parasitología veterinaria II.* [en línea]. Managua - Nicaragua: Universidad Nacional Agraria, 2007. [Consulta: 2023-04-13]. Disponible en: <https://cenida.una.edu.ni/relectronicos/RENL70P226pa.pdf>

PINILLA GÓMEZ, Adriana María. Determinación de poblaciones de parásitos gastrointestinales y posible resistencia antihelmíntica frente a las lactonas macrocíclicas (Ivermectina) en caballo criollo colombiano, en un criadero del municipio de Tenjo, Cundinamarca. [En línea] (Trabajo de titulación). (Pregrado) Universidad La Salle, Bogotá, Colombia. 2015. pp 56-57 [Consulta: 2023-04-23]. Disponible en: https://ciencia.lasalle.edu.co/cgi/viewcontent.cgi?article=1049&context=medicina_veterinaria

PORTILLO MIRANDA, Jim Marlon. "Evaluación de tres dietas para gallina criolla cuello desnudo y su efecto sobre los parámetros productivos y reproductivos en su primer período de postura bajo un sistema semi-intensivo Chiquimula, Guatemala" [En línea] (Trabajo de titulación). (Pregrado) Universidad de San Carlos de Guatemala, Guatemala. 2008. p. 32. [Consulta: 2023-05-01]. Disponible en: <https://core.ac.uk/download/pdf/35293425.pdf>

PORTILLO ALARCÓN, Rodrigo Miguel. Implementación de un método de flotación para detectar *Eimeria* spp en aves de corral [En línea] (Trabajo de titulación). (Pregrado) Escuela Agrícola Panamericana, Zamorano, Honduras. 2020. pp. 26-32. [Consulta: 2023-05-01]. Disponible en: <https://bdigital.zamorano.edu/server/api/core/bitstreams/c990ca10-3d25-4d1c-bbe2-634b39e11c5c/content>

QUISHPE SANDOVAL, G. Factores que afectan el consumo de alimento en pollos de engorde y postura [En línea] (Proyecto especial). (Pregrado) Escuela Agrícola Panamericana, Zamorano, Honduras. 2006. pp. 1-2. [Consulta: 2023-04-19]. Disponible en: <https://bdigital.zamorano.edu/server/api/core/bitstreams/eb4e10d9-bf90-4a47-8171-14f048cdfa0e/content>

REQUENA, J., & MARCIAL, R. "Variación y promedio de la distinción taxonómica de aves en los aeropuertos de Piura y Jaén, Norte de Perú". *Rebiol* [En línea], 2021, (Perú) 41(1), p. 105. [Consulta: 10 abril 2023]. ISSN 2313-3171. Disponible en: <https://dialnet.unirioja.es/servlet/articulo?codigo=8143292>

SANTOS, P. "Parasitos de aves y mamíferos en cautiverio en el estado de Pernambuco". *SciELO* [En línea], 2015, (Brasil) 35(9), p. 7. [Consulta 20 mayo 2023]. DOI: 10.1590/S0100-736X2015000900004. Disponible en: <https://www.scielo.br/j/pvb/a/MMF9y9gVYBKMMZVJK3PR7Zy/>

SORIANO, M. *Coccidiosis aviar* [blog]. Lugar: Veterinaria dital, 14 Noviembre 2018. [Consulta: 10 Abril 2023]. Disponible: https://www.veterinariadigital.com/post_blog/coccidiosis-aviar/#diagnostico-de-la-coccidiosis-aviar.

SYVA, S.A.U. Prospecto: piperacina syva polvo oral 1000 mg/g para porcino, caballos y aves. *Agencia Española de medicamentos y productos sanitarios*. [En línea], 2021, (España), pp. 1-10. [Consulta: 28 mayo 2023]. Disponible en: https://cimavet.aemps.es/cimavet/pdfs/es/p/951+ESP/P_951+ESP.pdf.

TIPANTUÑA, MENDOZA, P. Manejo productivo de pollos camperos aplicando saberes ancestrales [En línea] (Trabajo de titulación). (Pregrado) Universidad Técnica de Cotopaxi, Latacunga, Ecuador. 2018 pp. 30-35. [Consulta: 2023-05-28]. Disponible <http://repositorio.utc.edu.ec/bitstream/27000/5375/6/PC-000427.pdf>.

TOALOMBO VARGAS, Paula Alexandra. Detección de coproantígenos en cabras inmunizadas con Catepsina L1 (CL1) y Glutathion S - Transferasa (GST) e infectadas experimentalmente con *Fasciola hepatica* (Trabajo de titulación). (Mestría) Universidad de Córdoba, España. 2011. pp. 13-29.

TOVAR, J. et al. "Tipificación de la gallina criolla en los agroecosistemas campesinos de producción en la zona de influencia de la selva de Florencia (Caldas)". *Revista Luna Azul* [En línea], 2015, Manizales, Colombia 41, p. 59 [Consulta: 5 mayo 2023]. DOI: 10.17151/luaz.2015.41.4. Disponible en: http://200.21.104.25/luazul/index.php?option=com_content&view=article&id=103.

VARELA CAMPO, J. Principales parásitos intestinales en aves de la orden galliforme [En línea] (Trabajo de grado). (Pregrado) Universidad Antoni Nariño, Popayán, Colombia. 2021. p. 14.

[Consulta: 2023-05-27]. Disponible en: <https://www.studocu.com/co/document/universidad-nacional-abierta-y-a-distancia/zootecnia/parasitos-aves/35828770>

VEGA, GUTIÉRREZ E. Diagnóstico preliminar de algunas parasitosis en aves del zoológico Metropolitano [En línea] (Trabajo de grado). (Pregrado) Universidad de Chile, Santiago, Chile. 2004. p. 14. [Consulta: 2023-05-27] Disponible en: <https://repositorio.uchile.cl/bitstream/handle/2250/134100/Diagn%C3%B3stico-preliminar-de-algunas-parasitosis-en-aves-del-Zool%C3%B3gico-Metropolitano.pdf?sequence=1>.

VERA, J. et al. "Parásitos intestinales como indicador de contaminación fecal en arena de la playa del Cantón Puerto López". *Revista PENTACIENCIAS* [En línea], 2022, Puerto López 4(4), pp. 370-379.[Consulta: 27 mayo 2023]. Disponible en: <https://editorialalema.org/index.php/pentaciencias/article/view/248>

YUGCHA VALLADARES W. Enfermedades infecciosas y parasitarias presentes en aves en la provincia de Chimborazo [En línea] (Trabajo de grado). (Pregrado) Universidad técnica de Cotopaxi, Latacunga , Ecuador. 2017. p. 3. [Consulta: 2023-05-30]. Disponible en: <http://repositorio.utc.edu.ec/bitstream/27000/5614/6/PC-000238.pdf>



ANEXOS

ANEXO A: RESULTADO ESTADÍSTICO DE LA VARIABLE PESO INICIAL, G DE UN GRUPO GENÉTICO DE AVES CRIOLLAS.

Peso inicial, g	
Media	1093,30952
Error típico	36,2300606
Mediana	1080,5
Desviación estándar	234,797628
Varianza de la muestra	55129,9262
Curtosis	0,7307601
Coefficiente de asimetría	0,75236098
Rango	1064
Mínimo	719
Máximo	1783
Suma	45919
Cuenta	42
Nivel de confianza (95,0%)	73,1680918

ANEXO B: RESULTADO ESTADÍSTICO DE LA VARIABLE PESO FINAL, G DE UN GRUPO GENÉTICO DE AVES CRIOLLAS.

Peso final, g	
Media	1231,5
Error típico	34,8485394
Mediana	1183
Moda	1183
Desviación estándar	214,820824
Varianza de la muestra	46147,9865
Curtosis	0,42822018
Coefficiente de asimetría	0,39201808
Rango	1032
Mínimo	749
Máximo	1781
Suma	46797
Cuenta	38
Nivel de confianza (95,0%)	70,6098478

ANEXO C: RESULTADO ESTADÍSTICO DE LA VARIABLE GANANCIA DE PESO TOTAL, G DE UN GRUPO GENÉTICO DE AVES CRIOLLAS.

Ganancia de peso total, g	
Media	167,078947
Error típico	30,9093195
Mediana	152
Desviación estándar	190,537842
Varianza de la muestra	36304,6693
Curtosis	0,89775187
Coefficiente de asimetría	0,00663822
Rango	962
Mínimo	-345
Máximo	617
Suma	6349
Cuenta	38
Nivel de confianza (95,0%)	62,6282303

ANEXO D: VARIABLE CONSUMO DE ALIMENTO/DÍA/AVE, G DE UN GRUPO GENÉTICO DE AVES CRIOLLAS.

Consumo de alimento diario/ave, g	60
--	----

El consumo de alimento fue uniforme por tal motivo no se obtuvo valores estadísticos.

ANEXO E: RESULTADO ESTADÍSTICO DE LA VARIABLE CARGA PARASITARIA, HPG DE UN GRUPO GENÉTICO DE AVES CRIOLLAS.

Carga parasitaria, HPG	
Media	833,333333
Error típico	216,150103
Mediana	525
Moda	400
Desviación estándar	1400,81277
Varianza de la muestra	1962276,42
Curtosis	32,7449062
Coefficiente de asimetría	5,4518694
Rango	9200
Mínimo	0
Máximo	9200
Suma	35000
Cuenta	42
Nivel de confianza (95,0%)	436,52399

ANEXO F: VARIABLE PREVALENCIA DE PARÁSITOS EN UN GRUPO GENÉTICO DE AVES CRIOLLAS.

Prevalencia de parásitos, %	92.86
-----------------------------	-------

ANEXO G: AVES EN JAULAS METABÓLICAS PARA LA RECOLECCIÓN DE MUESTRAS DE HECES.



ANEXO H: RECOLECCIÓN Y TRASPORTE DE MUESTRAS FECALES DE AVES CRIOLLAS.



ANEXO I: PESAJE DE LAS MUESTRAS DE HECES.



ANEXO J: MÉTODO DE FLOTACIÓN PARA IDENTIFICACIÓN DE PARÁSITOS GASTROINTESTINALES.



ANEXO K: DETERMINACIÓN DE LA CARGA PARASITARIA MEDIANTE LA TÉCNICA MCMMASTER.



ANEXO L: RESULTADOS DE LOS ANÁLISIS DE LABORATORIO.



ESCUELA SUPERIOR POLITÉCNICA DE CHIMBORAZO
FACULTAD DE CIENCIAS PECUARIAS
CARRERA DE ZOOTECNIA



HOJA DE RESULTADOS ANÁLISIS MICROBIOLÓGICOS

1. DESCRIPCIÓN DE LA MUESTRA

PARÁMETROS	Microbiológicos
CÓDIGO	45, 12, 68, 11, 53, 06, 60, 42, 66, 04.
NOMBRE DE LA MUESTRA	Ave Criolla 1, 2, 3, 4, 5, 6, 7, 8, 9, 10
FECHA DE INICIO	22/12/2022
ANÁLISIS SOLICITADO	COPROPARASITARIO

2. RESULTADOS DEL ANÁLISIS COPROPARASITARIO

PARÁSITOS GASTROINTESTINALES

NÚMERO DE AVE	CÓDIGO	FLOTACIÓN	HPG	TOTAL HPG
Animal 1	45	<i>Capillaria sp.</i>	400	400
Animal 2	12	<i>Capillaria sp.</i>	450	700
		<i>Ascaridia galli.</i>	250	
Animal 3	68	<i>Eimeria sp.</i>	550	1000
		<i>Capillaria sp.</i>	450	
Animal 4	11	<i>Heterakis gallinarum.</i>	250	600
		<i>Eimeria sp.</i>	350	
Animal 5	53	<i>Capillaria sp.</i>	150	400
		<i>Heterakis gallinarum.</i>	250	
Animal 6	06	<i>Ascaridia galli.</i>	1000	1000
Animal 7	60	<i>Capillaria sp.</i>	450	450
Animal 8	42	<i>Ascaridia galli.</i>	250	400
		<i>Heterakis gallinarum.</i>	150	





ESCUELA SUPERIOR POLITÉCNICA DE CHIMBORAZO
FACULTAD DE CIENCIAS PECUARIAS
CARRERA DE ZOOTECNIA



Animal 9	66	<i>Ascaridia galli.</i>	200	200
Animal 10	04	<i>Capillaria sp.</i>	350	350

REALIZADO POR: LUIS ALEJANDRO GONZÁLEZ ORTIZ

FUENTE: LABORATORIO DE BIOTECNOLOGÍA Y MICROBIOLOGÍA ANIMAL
"LABIMA"

DIRIGIDO POR: ING. CRISTIAN FERNANDO VIMOS ABARCA



LABORATORIO DE BIOTECNOLOGÍA
Y MICROBIOLOGÍA ANIMAL
ING. CRISTIAN FERNANDO VIMOS ABARCA

TÉCNICO DEL LABORATORIO DE BIOTECNOLOGÍA Y MICROBIOLOGÍA
ANIMAL "LABIMA"

FECHA DE ENTREGA

15/03/2023

3. DESCRIPCIÓN DE LA MUESTRA

PARÁMETROS	Microbiológicos
CÓDIGO	47, 61, 48, 46, 35, 74, 52, 75, 41, 49.
NOMBRE DE LA MUESTRA	Ave criolla 11, 12, 13, 14, 15, 16, 17, 18, 19, 20.
FECHA DE INICIO	27/12/2022
ANÁLISIS SOLICITADO	COPROPARASITARIO





ESCUELA SUPERIOR POLITÉCNICA DE CHIMBORAZO
FACULTAD DE CIENCIAS PECUARIAS
CARRERA DE ZOOTECNIA



2. RESULTADOS DEL ANÁLISIS COPROPARASITARIO
PARÁSITOS GASTROINTESTINALES

NÚMERO DE AVE	CÓDIGO	FLOTACIÓN	HPG	TOTAL HPG
Animal 11	47	<i>Capillaria sp.</i>	600	600
Animal 12	61	<i>Eimeria sp.</i>	350	600
		<i>Capillaria sp.</i>	250	
Animal 13	48	<i>Eimeria sp.</i>	1750	1750
Animal 14	46	<i>Capillaria sp.</i>	650	650
Animal 15	35	<i>Heterakis gallinarum.</i>	250	250
Animal 16	74	No observado	--	--
Animal 17	52	<i>Eimeria sp.</i>	600	750
		<i>Heterakis gallinarum.</i>	150	
Animal 18	75	<i>Eimeria sp.</i>	450	450
Animal 19	41	<i>Capillaria sp.</i>	150	850
		<i>Eimeria sp.</i>	700	
Animal 20	49	<i>Heterakis gallinarum</i>	150	400
		<i>Ascaridia galli.</i>	250	

REALIZADO POR: LUIS ALEJANDRO GONZÁLEZ ORTIZ

FUENTE: LABORATORIO DE BIOTECNOLOGÍA Y MICROBIOLOGÍA ANIMAL
"LABIMA"

DIRIGIDO POR: ING. CRISTIAN FERNANDO VIMOS ABARCA



ING. CRISTIAN FERNANDO VIMOS ABARCA

TÉCNICO DEL LABORATORIO DE BIOTECNOLOGÍA Y MICROBIOLOGÍA
ANIMAL "LABIMA"

FECHA DE ENTREGA

15/03/2023



ESCUELA SUPERIOR POLITÉCNICA DE CHIMBORAZO
FACULTAD DE CIENCIAS PECUARIAS
CARRERA DE ZOOTECNIA



5. DESCRIPCIÓN DE LA MUESTRA

PARÁMETROS	Microbiológicos
CÓDIGO	23, 03, 10, 14, 15, 76, 77, 51, 08, 02, 17.
NOMBRE DE LA MUESTRA	Ave criolla 21, 22, 23, 24, 25, 26, 27, 28, 29, 30, 31.
FECHA DE INICIO	03/01/2023
ANÁLISIS SOLICITADO	COPROPARASITARIO

6. RESULTADOS DEL ANÁLISIS COPROPARASITARIO

PARÁSITOS GASTROINTESTINALES

NÚMERO DE AVE	CÓDIGO	FLOTACIÓN	HPG	TOTAL HPG
Animal 21	23	<i>Capillaria sp.</i>	100	3500
		<i>Eimeria sp.</i>	250	
Animal 22	03	<i>Heterakis gallinarum.</i>	100	1050
		<i>Eimeria sp.</i>	950	
Animal 23	10	<i>Capillaria sp.</i>	1250	1250
Animal 24	14	<i>Heterakis gallinarum.</i>	100	400
		<i>Eimeria sp.</i>	300	
Animal 25	15	<i>Capillaria sp.</i>	150	750
		<i>Eimeria sp.</i>	600	
Animal 26	76	<i>Eimeria sp.</i>	9200	9200
Animal 27	77	<i>Heterakis gallinarum.</i>	250	600
		<i>Eimeria sp.</i>	350	
Animal 28	51	<i>Capillaria sp.</i>	850	2000
		<i>Eimeria sp.</i>	100	
		<i>Heterakis gallinarum.</i>	1050	
Animal 29	08	<i>Heterakis gallinarum.</i>	150	450
		<i>Capillaria sp.</i>	300	





ESCUELA SUPERIOR POLITÉCNICA DE CHIMBORAZO
FACULTAD DE CIENCIAS PECUARIAS
CARRERA DE ZOOTECNIA



Animal 30	02	<i>Capillaria sp.</i>	500	500
Animal 31	17	<i>Heterakis gallinarum.</i>	200	200

REALIZADO POR: LUIS ALEJANDRO GONZÁLEZ ORTIZ

FUENTE: LABORATORIO DE BIOTECNOLOGÍA Y MICROBIOLOGÍA ANIMAL
"LABIMA"

DIRIGIDO POR: ING. CRISTIAN FERNANDO VIMOS ABARCA

ING. CRISTIAN FERNANDO VIMOS ABARCA

TÉCNICO DEL LABORATORIO DE BIOTECNOLOGÍA Y MICROBIOLOGÍA
ANIMAL "LABIMA"

FECHA DE ENTREGA

15/03/2023

7. DESCRIPCIÓN DE LA MUESTRA

PARÁMETROS	Microbiológicos
CÓDIGO	64, 33, 70, 13, 07, 05, 24, 67, 36, 16, 22.
NOMBRE DE LA MUESTRA	Ave Criolla 32, 33, 34, 35, 36, 37, 38, 39, 40, 41, 42.
FECHA DE INICIO	06/01/2023
ANÁLISIS SOLICITADO	COPROPARASITARIO





ESCUELA SUPERIOR POLITÉCNICA DE CHIMBORAZO
FACULTAD DE CIENCIAS PECUARIAS
CARRERA DE ZOOTECNIA



8. RESULTADOS DEL ANÁLISIS COPROPARASITARIO

PARÁSITOS GASTROINTESTINALES

NÚMERO DE AVE	CÓDIGO	FLOTACIÓN	HPG	TOTAL HPG
Animal 32	64	<i>Heterakis gallinarum.</i>	300	300
Animal 33	33	<i>Eimeria sp.</i>	550	1700
		<i>Capillaria sp.</i>	1150	
Animal 34	70	<i>Capillaria sp.</i>	350	350
Animal 35	13	<i>Eimeria sp.</i>	1350	1550
		<i>Capillaria sp.</i>	200	
Animal 36	07	<i>Eimeria sp.</i>	350	600
		<i>Capillaria sp.</i>	250	
Animal 37	05	No observado	--	--
Animal 38	24	<i>Capillaria sp.</i>	400	400
Animal 39	67	No observado	--	--
Animal 40	36	<i>Capillaria sp.</i>	200	200
Animal 41	16	<i>Heterakis gallinarum.</i>	250	550
		<i>Capillaria sp.</i>	300	
Animal 42	22	<i>Eimeria sp.</i>	450	800
		<i>Ascaridia galli.</i>	350	

REALIZADO POR: LUIS ALEJANDRO GONZÁLEZ ORTIZ

FUENTE: LABORATORIO DE BIOTECNOLOGÍA Y MICROBIOLOGÍA ANIMAL "LABIMA"

DIRIGIDO POR: ING. CRISTIAN FERNANDO VIMOS ABARCA

ING. CRISTIAN FERNANDO VIMOS ABARCA

TÉCNICO DEL LABORATORIO DE BIOTECNOLOGÍA Y MICROBIOLOGÍA ANIMAL "LABIMA"

FECHA DE ENTREGA

15/03/2023





ESCUELA SUPERIOR POLITÉCNICA DE CHIMBORAZO
FACULTAD DE CIENCIAS PECUARIAS
CARRERA DE ZOOTECNIA



9. DESCRIPCIÓN DE LA MUESTRA

PARÁMETROS	Microbiológicos
CÓDIGO	10, 07
NOMBRE DE LA MUESTRA	Ave Criolla 1, 2.
FECHA DE INICIO	22/02/2023
ANÁLISIS SOLICITADO	NECROPSIA

10. RESULTADOS DEL ANÁLISIS DE LA NECROPSIA (Alteración a nivel intestinal).

NÚMERO DE AVE	CÓDIGO	NECROPSIA
Animal 1	10	Lesiones a nivel intestinal 0= normal (no presenta infección). Presencia de parásitos Cestodos= <i>Raillietina sp.</i>
Animal 2	07	Lesiones a nivel intestinal +3= infección grave (<i>Eimeria sp.</i>) Presencia de parásitos Cestodos= <i>Raillietina sp.</i>

REALIZADO POR: LUIS ALEJANDRO GONZÁLEZ ORTIZ

FUENTE: LABORATORIO DE BIOTECNOLOGÍA Y MICROBIOLOGÍA ANIMAL
"LABIMA"

DIRIGIDO POR: ING. CRISTIAN FERNANDO VIMOS ABARCA

ING. CRISTIAN FERNANDO VIMOS ABARCA

TÉCNICO DEL LABORATORIO DE BIOTECNOLOGÍA Y MICROBIOLOGÍA
ANIMAL "LABIMA"

FECHA DE ENTREGA

15/03/2023





epoch

Dirección de Bibliotecas y
Recursos del Aprendizaje

**UNIDAD DE PROCESOS TÉCNICOS Y ANÁLISIS BIBLIOGRÁFICO Y
DOCUMENTAL**

REVISIÓN DE NORMAS TÉCNICAS, RESUMEN Y BIBLIOGRAFÍA

Fecha de entrega: 25 / 08 / 2023

INFORMACIÓN DEL AUTOR/A (S)
Nombres – Apellidos: Luis Alejandro González Ortiz
INFORMACIÓN INSTITUCIONAL
Facultad: Ciencias Pecuarias
Carrera: Zootecnia
Título a optar: Ingeniero Zootecnista
f. responsable: Ing. Cristhian Fernando Castillo Ruiz


Ing. Cristhian Fernando Castillo Ruiz



1640-DBRA-UTP-2023